



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



FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE  
LABORATOIRE DE BIOLOGIE ANIMALE APPLIQUEE

## THESE

Présentée En Vue de l'Obtention du Diplôme de Doctorat  
Spécialité : Physiotoxicologie Animale

Sur le thème:

**Activité du Spiromesifen en application topique sur la reproduction de *Drosophila melanogaster* (Diptera): effet stade et sexe.**

Présentée par: M<sup>elle</sup> Nesrine KISSOUM

Directeur de thèse: M. SOLTANI N. (Pr.) Université Badji Mokhtar, Annaba

### Devant le jury composé de:

Présidente :	Pr. DAAS-MAAMCHA O.	Université Badji-Mokhtar, Annaba
Examinatrice :	Pr. KILANI-MORAKCHI S.	Université Badji-Mokhtar, Annaba
Examineur :	Pr. KELLOUCHE A.	Université de Tizi Ouzou
Examinatrice :	MC A. TINE-DJEBAR F.	Université de Tébessa

Année Universitaire: 2016-2017

# ***REMERCIEMENTS***

Louange à ALLAH, Seigneur de l'univers. Le Tout Miséricordieux. Maître du jour de la rétribution. Que les Prières et les Salutations d'Allah soient sur notre Prophète Mohammed ainsi que sur sa famille ses compagnons !

Je remercie, en premier lieu, le grand Dieu pour m'avoir donné la force et la résolution pour réaliser ce travail.

A 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.

Mes plus vifs remerciements et toute ma considération

À Mme. **Ouided DAAS-MAAMCHA**, Professeur au département de Biologie, Université d'Annaba. Qui m'a fait l'honneur de présider le présent jury. Je lui témoigne mes sentiments de considération et de respect.

En premier lieu, je tiens à remercier mon directeur de thèse, Monsieur le Professeur **Noureddine SOLTANI**, en m'accueillant au laboratoire, il était là pour me pousser vers la carrière scientifique, pour la confiance qu'il m'a accordée en acceptant d'encadrer ce travail doctoral, pour ses multiples conseils et pour toutes les heures qu'il a consacrées à diriger cette recherche. J'aimerais également lui dire à quel point j'ai apprécié sa grande disponibilité et son respect sans faille des délais serrés de relecture des documents que je lui ai adressés. Enfin, j'ai été extrêmement sensible à ses qualités humaines d'écoute et de compréhension tout au long de ce travail doctoral.

Je tiens à remercier les membres de jury:

**Mme Samira KILANI-MORAKCHI.**, Professeur au département de Biologie, Université d'Annaba, **Mme Fouzia TINE-DJEBBAR.**, Maître de conférences (A) à l'université de Tébessa, et **M. Abdallah KELLOUCHE.**, Professeur à l'Université de Tizi Ouzou, d'avoir accepté de lire et d'évaluer ce travail.

J'adresse également tous mes remerciements au personnel du laboratoire et plus particulièrement à **M<sup>me</sup> LADJAMA** et **GUERFI**. Merci pour votre aide et votre soutien sans faille.

Les mots les plus simples étant les plus forts, j'adresse toute mon affection à toute ma grande famille et surtout mes **grands-parents**, **mes parents** et ma **petite sœur** qui ont eu l'impression d'avoir perdu leur fille je ne sais où.. eh oui..faire une thèse c'est faire don de son corps à la science de son vivant, je m'excuse d'avoir passé tous ces week-ends avec des mouches mais je vous assure qu'elles en valent le coût !, je tiens à vous dire que sans vous rien de tout ceci ne serait jamais arrivé, merci pour votre patience, vos encouragements et vos nombreux conseils avisés.

Je remercie surtout **mon fiancé**, qui me supporte depuis le début de ma thèse et qui a dû particulièrement souffrir pendant la rédaction de mon manuscrit. Merci d'avoir supporté mon caractère.

J'adresse toute ma gratitude à tous **mes amies** et à toutes les personnes qui m'ont aidé dans la réalisation de ce travail, je m'abstiens de les nommer tellement la liste est longue.

A tous ceux que j'ai cité ou je n'ai pas pu citer, toutes mes excuses, que dieu vous bénisses et vous récompense. Amen !

Enfin, merci à toutes ces mouches utilisées à des fins scientifiques; sans elles rien ne serai possible. En plus, elles ne se sont jamais plaintes de quoi que se soit...elles ont été formidables !

# SOMMAIRE

# SOMMAIRE

	<b>Page</b>
<b>INTRODUCTION</b> .....	1
<b>MATERIEL ET METHODES</b> .....	6
2.1. Présentation de l'espèce.....	6
2.2. Cycle de vie de la drosophile.....	7
2.3. Elevage au laboratoire.....	10
2.4. Présentation de l'insecticide et traitement.....	11
2.5. Etude morphométrique.....	11
2.6. Tests comportementaux.....	13
2.6.1. Préparation des tests.....	13
2.6.2. Tests de parade et d'accouplement.....	14
2.7. Impact sur le développement la descendance.....	15
2.8. Prélèvement des échantillons pour les dosages biochimiques.....	16
2.9. Extraction et dosages biochimiques.....	19
2.9.1. Extraction.....	19
2.9.2. Dosage du tréhalose.....	19
2.9.3. Dosage des glucides totaux.....	20
2.9.4. Dosage du glycogène.....	20
2.9.5. Dosage des protéines totales.....	21
2.9.6. Dosage de la lactate déshydrogénase.....	22
2.10. Analyse statistique des données.....	23
<b>RESULTATS</b> .....	24
3.1. Effets du spiromesifen sur la morphométrie des ovaires.....	24
3.2. Effets du spiromesifen sur le taux de tréhalose corporel.....	30
3.3. Effets du spiromesifen sur le taux de glycogène corporel.....	33
3.4. Effets du spiromesifen sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénas.....	36
3.5. Effets du spiromesifen sur le taux des glucides totaux ovariens.....	42
3.6. Effets du spiromesifen sur le taux de glycogène ovarien .....	45

---

3.7. Effet du spiromesifen sur le développement et la descendance.....	48
3.8. Effets sur le comportement sexuel.....	55
3.8.1. Description des différentes étapes du comportement sexuel.....	55
3.8.2. Durée Séquences du comportement sexuel en lumière blanche et rouge.....	56
<b>DISCUSSION.....</b>	<b>68</b>
4.1. Effets du spiromesifen sur la morphométrie des ovaires de <i>D. melanogaster</i> .....	68
4.2. Effets du spiromesifen sur le taux de tréhalose et du glycogène corporel chez les pupes de <i>D. melanogaster</i> .....	69
4.3. Effets du spiromesifen sur l'activité de la lactate déshydrogénase chez la puppe de <i>D. melanogaster</i> .....	71
4.4. Effets du spiromesifen sur le taux de glucides et de glycogène ovariens .....	72
4.5. Impact du spiromesifen sur le développement et la descendance .....	73
4.6. Effets du spiromesifen sur le comportement sexuel.....	76
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....</b>	<b>80</b>
<b>RESUMES.....</b>	<b>82</b>
Français.....	82
Anglais.....	83
Arabe.....	84
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>85</b>
<b>ANNEXE : PRODUCTION SCIENTIFIQUE (publications et communications)</b>	

LISTE DES TABLEAUX  
ET  
FIGURES

## Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Dosage du tréhalose dans le corps des pupes de <i>D. melanogaster</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	20
2	Dosage des glucides dans les ovaires de <i>D. melanogaster</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	20
3	Dosage du glycogène dans les ovaires de <i>D. melanogaster</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	21
4	Dosage des protéines dans le corps entier de la pupe de <i>D. melanogaster</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	21
5	Effets <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de <i>D. melanogaster</i> sur le poids frais des ovaires mesuré à 4 jours ( $m \pm SD$ , $n = 12$ ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	24
6	Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le poids des ovaires de <i>D. melanogaster</i> .	24
7	Effets <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de <i>D. melanogaster</i> sur le nombre d'ovocytes mesuré à 4 jours ( $m \pm SD$ , $n = 12$ ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	25
8	Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le nombre d'ovocytes de <i>D. melanogaster</i> .	26
9	Effets <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de <i>D. melanogaster</i> sur la taille ( $\mu m$ ) de l'ovocyte basale de <i>D. melanogaster</i> .	27
10	Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur la longueur de l'ovocyte basale de <i>D. melanogaster</i> .	27

<b>11</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur la largeur de l'ovocyte basale de <i>D. melanogaster</i> .	<b>27</b>
<b>12</b>	Effets <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de <i>D. melanogaster</i> sur le volume de l'ovocyte basal (mm <sup>3</sup> ) mesuré à 4 jours (m ± SD, n= 12 ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à p > 0,05).	<b>29</b>
<b>13</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le volume de l'ovocyte basale de <i>D. melanogaster</i> .	<b>29</b>
<b>14</b>	Dosage du tréhalose total corporel: absorbances obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de tréhalose (µg).	<b>30</b>
<b>15</b>	Taux de tréhalose corporel (µg/mg de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> (m ± SD ; n= 5 répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, celles suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à p> 0,05).	<b>32</b>
<b>16</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de tréhalose corporel (µg/mg de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> .	<b>32</b>
<b>17</b>	Dosage du glycogène total corporel: densités optiques obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glycogène (µg).	<b>34</b>
<b>18</b>	Taux de glycogène corporel (µg/mg de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> (m ± SD ; n= 5 répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à p> 0,05) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).	<b>35</b>
<b>19</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de glycogène chez les pupes de <i>D. melanogaster</i> .	<b>35</b>

20	Effet <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique sur les pupes nouvellement exuviées de <i>Drosophila melanogaster</i> , sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines). Dosage des protéines : densités optiques (D.O) obtenues à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ).	37
21	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes témoins de <i>D. melanogaster</i> : Absorbances en fonction du temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ).	38
22	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées ( $\text{CL}_{10}$ ) de <i>D. melanogaster</i> : Absorbances en fonction du temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ).	39
23	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées ( $\text{CL}_{25}$ ) de <i>D. melanogaster</i> : Absorbances en fonction du temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ).	40
24	Effet <i>in vivo</i> du spiromesifen, administré par application topique sur les pupes nouvellement exuviées de <i>D. melanogaster</i> sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au cours du développement nymphal ( $m \pm \text{SD}$ ; $n= 5$ répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes, pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	41
25	Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au cours du développement nymphal.	41
26	Dosage des glucides totaux ovariens: Absorbances obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glucose ( $\mu\text{g}$ ).	43
27	Taux de glucides totaux ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm \text{SD}$ ; $n= 5$ répétitions chacune correspondant à un pool de 5 ovaires ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).	44
28	Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de glucides totaux ovariens de <i>D. melanogaster</i> .	44

<b>29</b>	Dosage du glycogène ovarien: Absorbances obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glycogène ( $\mu\text{g}$ ).	<b>45</b>
<b>30</b>	Taux de glycogène ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ répétitions chacune correspondant à un pool de 5 ovaires ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).	<b>47</b>
<b>31</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux du glycogène ovarien de <i>D. melanogaster</i> .	<b>47</b>
<b>32</b>	Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g}/\text{pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale ou adultes de <i>D. melanogaster</i> sur la durée du développement embryonnaire ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 10$ couples; pour un même traitement les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>50</b>
<b>33</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (croisement et stade) des données sur la durée du développement embryonnaire de <i>D. melanogaster</i>	<b>50</b>
<b>34</b>	Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g}/\text{pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale et adultes de <i>D. melanogaster</i> sur la durée du développement larvaire ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 10$ couples; pour un même stade les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>51</b>
<b>35</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (Croisement et stade) des données sur la durée du développement des stades larvaires de <i>D. melanogaster</i> .	<b>51</b>
<b>36</b>	Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g}/\text{pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale de <i>D. melanogaster</i> sur la durée du développement du stade nymphal ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 10$ couples; pour un même stade les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>52</b>
<b>37</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification (Croisement et stade) des données sur la durée du développement des stades nymphal de <i>D. melanogaster</i> .	<b>52</b>

38	Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g}/\text{pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale de <i>D. melanogaster</i> sur la descendance ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 10$ couples; pour un même paramètre les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	54
39	Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g}/\text{pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation adulte de <i>D. melanogaster</i> sur la descendance ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 10$ couples; pour un même paramètre les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	54
40	Séquences du comportement sexuel en lumière blanche et rouge de <i>D. melanogaster</i> après traitement des pupes ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 30$ couples accouplés pour chaque série ; pour un même croisement, pour une même lumière, les moyennes d'un paramètre donné suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	57
41	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur le temps du 1 <sup>er</sup> contact.	58
42	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de tapotement	58
43	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de vibrations.	58
44	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de léchage.	59
45	Séquences du comportement sexuel en lumière blanche et rouge de <i>D. melanogaster</i> après traitement des adultes ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 30$ couples accouplés pour chaque série ; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	59
46	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur le temps du 1 <sup>er</sup> contact	60
47	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de tapotement.	60

<b>48</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de vibrations.	<b>60</b>
<b>49</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de léchage.	<b>61</b>
<b>50</b>	Indice de parade en lumière blanche et rouge après traitement des pupes (action différée) et des adultes (action directe) (n= 30 couples accouplés pour chaque série ; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>62</b>
<b>51</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur l'indice de parade.	<b>62</b>
<b>52</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur l'indice de parade.	<b>63</b>
<b>53</b>	Latence d'accouplement (min) des drosophiles en lumière blanche et rouge après traitement des pupes et adultes ( $m \pm SD$ ; n= 30 couples accouplés pour chaque série; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>64</b>
<b>54</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur la latence d'accouplement de <i>D. melanogaster</i> .	<b>64</b>
<b>55</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur la latence d'accouplement de <i>D. melanogaster</i> .	<b>65</b>
<b>56</b>	Durée d'accouplement (min) des drosophiles en lumière blanche et rouge après traitement des pupes et adultes ( $m \pm SD$ ; n= 30 couples accouplés pour chaque série; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>66</b>
<b>57</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur la durée d'accouplement de <i>D. melanogaster</i>	<b>66</b>

<b>58</b>	Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur la durée d'accouplement de <i>D. melanogaster</i> .	<b>67</b>
-----------	---	-----------

## Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Dimorphisme sexuel chez <i>D. melanogaster</i> (A: Les mâles ont les poils foncés (les peignes sexuels) sur les métatarses alors que les femelles n'en n'ont pas; B: les mâles sont de plus petite taille et ont l'extrémité abdominale plus foncée).	6
2	<i>Drosophila melanogaster</i> entrain de pondre.	7
3	Larve de <i>D. melanogaster</i> .	8
4	Pupes de <i>D. melanogaster</i> . (A: prépupe 1 ; B: prépupe 2 ; C: pupe).	8
5	Émergence de l'adulte de la Drosophile.	9
6	Cycle de vie de <i>D. melanogaster</i> à 25°C ( <b>Karen et al., 2015</b> ).	9
7	Élevage au laboratoire (A: milieu de culture ; B: étuve).	10
8	Repiquage des adultes	10
9	Formule de structure du spiromesifen ( <b>European Food Safety Authority, 2012</b> ).	11
10	Dissection, prélèvement et morphométrie des ovaires (pesée des ovaires, dénombrement des ovocytes, mesure de la longueur et largeur de l'ovocyte basal).	12
11	Les tubes d'élevages de <i>D. melanogaster</i> .	13
12	Dispositif utilisé pendant les tests de comportement dans la lumière blanche (A) et rouge (B).	14
13	Les différents séquences de la parade.	14
14	Suivie de la descendance.	15
15	Collecte des pupes à différents âges (0, 1, 2 et 3 jours).	17

16	Collecte des ovaires à différents âges durant la vie adulte (0, 1, 2, 3 et 4 jours).	18
17	Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de <i>D. melanogaster</i> sur le poids des ovaires ( $m \pm SD$ , $n= 12$ , les moyennes surmontées d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	25
18	Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de <i>D. melanogaster</i> sur nombre d'ovocytes ( $m \pm SD$ , $n= 12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	26
19	Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de <i>D. melanogaster</i> sur la longueur de l'ovocyte basale ( $m \pm SD$ , $n= 12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	28
20	Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de <i>D. melanogaster</i> sur la largeur de l'ovocyte basale ( $m \pm SD$ , $n= 12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	28
21	Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de <i>D. melanogaster</i> sur le volume de l'ovocyte basale ( $mm^3$ ) ( $m \pm SD$ , $n= 12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	30
22	Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de tréhalose ( $\mu g$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).	31
23	Evolution du taux de tréhalose corporel ( $\mu g/mg$ de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm SD$ , $n = 5$ répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	33
24	Courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité du glycogène ( $\mu g$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).	34
25	Evolution du taux de glycogène corporel ( $\mu g/mg$ de tissu) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm SD$ , $n = 5$ répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).	36

<b>26</b>	Dosage des protéines : courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ).	<b>37</b>
<b>27</b>	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes témoins de <i>D. melanogaster</i> : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ) ( $R^2$ coefficient de détermination).	<b>38</b>
<b>28</b>	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées ( $\text{CL}_{10}$ ) de <i>D. melanogaster</i> : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ) ( $R^2$ coefficient de détermination).	<b>39</b>
<b>29</b>	Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées ( $\text{CL}_{25}$ ) de <i>D. melanogaster</i> : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps ( $m \pm \text{SD}$ ; $n = 5$ ) ( $R^2$ coefficient de détermination).	<b>40</b>
<b>30</b>	Effet du spiromesifen, sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) au cours du développement nymphal de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 5$ répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>42</b>
<b>31</b>	Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de glucose ( $\mu\text{g}$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).	<b>43</b>
<b>32</b>	Evolution du taux de glucides totaux ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 5$ répétitions de groupes de 5 ovaires chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>45</b>
<b>33</b>	Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité du glycogène ( $\mu\text{g}$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).	<b>46</b>
<b>34</b>	Evolution du taux de glycogène ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$ de tissu) de <i>D. melanogaster</i> ( $m \pm \text{SD}$ , $n = 5$ répétitions de groupes de 5 ovaires chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à $p > 0,05$ ).	<b>48</b>
<b>35</b>	Les différentes étapes de la parade sexuelle (A : Orientation ; B : Premier contact ; C : Vibration ; D : Léchage ; E : accouplement).	<b>55</b>
<b>36</b>	La parade sexuelle des drosophiles (Modifiée d'après Sokolowski, 2001).	<b>77</b>

# INTRODUCTION

## 1. Introduction

Le secteur agricole continue de jouer un rôle crucial pour le développement (**De Janvry & Sadoulet, 2010**), en particulier dans les pays à faibles revenus (**Tsikata, 2001**) où sa contribution est importante en terme de revenu global (**Yumkella et al., 2011**) et de main-d'œuvre totale (**Dethier & Effenberger, 2012**), ceci en préservant l'environnement (**Kratou, 2012**) et la santé (**Singer & Ewing, 2001**) par la lutte contre les ravageurs (**Boisclair & Estevez, 2006**).

Dans un contexte d'augmentation de la population humaine et donc de la demande en nourriture (**Tilman et al., 2011**), la protection des cultures joue un rôle clef en luttant contre les ravageurs et les pathogènes (**Oerke & Dehne, 2004**). Ces derniers représentent la cause majeure des pertes de récolte (**Birch et al., 2011**). En effet, la production agricole mondiale subit une baisse de 40% (**Boulangier et al., 2004**) dues aux dégâts des parasites et des ravageurs des cultures (**El Bakouri, 2002**). La protection de ces dernières permet ainsi de régulariser les rendements (**Pereira et al., 2010; Dawson et al., 2011**) et d'assurer la qualité des denrées alimentaires (**Oerke & Dehne 2004**). Toutes ces raisons expliquent l'utilisation de plus en plus croissante des pesticides (**Fernández-Alba et al., 2002**), contaminant ainsi pratiquement tous les écosystèmes (**Yeo et al., 2003 ; Zhu et al., 2005 ; Tahara et al., 2005 ; Zhang et al., 2005**) et causant la mort de 20 000 personnes dans le tiers monde tandis que 25 millions d'ouvriers agricoles sont gravement atteints (**El-Bakouri, 2002**).

Le contrôle des insectes est devenu de plus en plus difficile, spécialement les ravageurs (**Pei et al., 2010**). La lutte contre ces derniers est passée par plusieurs étapes pour arriver à l'utilisation de produits chimiques de synthèse (**Ferron & Deguine, 2005**). Le potentiel de découverte de nouvelles substances actives n'est pas infini, et les résistances aux pesticides sont de plus en plus nombreuses (**Wilcox et al., 2003; Gisi et al., 2007; Chen et al., 2007; Gisi & Sierotzki, 2008; Baudoin et al., 2008; Furuya et al., 2010**) réduisant l'intérêt des produits existants (**Roger, 2005**). Parmi les aspects de l'intensification agricole (**Griffon, 2010**), l'usage des pesticides, particulièrement des insecticides et fongicides (**Roger, 2005**), a eu les effets dépressifs sur la biodiversité des espèces (**Boatman et al., 2007**), et réduit la possibilité de lutte biologique (**Geiger et al., 2010**). Les insecticides à large spectre (par exemple, les carbamates, les organophosphorés et les pyréthrinoïdes) (**Brengues et al., 2003**) peuvent provoquer le déclin de population d'insectes bénéfiques tels que les abeilles, les

araignées et les coléoptères (Feber *et al.*, 2007), des mammifères (Brakes & Smith, 2005), des oiseaux (Morris *et al.*, 2005), des amphibiens (King *et al.*, 2008) et les poissons (Vonesch & Klaus, 2009).

Ces conséquences indésirables ont encouragé la recherche de mesures d'urgence, basées sur l'élaboration de stratégies adéquates dans l'utilisation des pesticides (Cui *et al.*, 2012) et le développement de nouvelles molécules sélectives et à faibles risques écotoxicologiques (Dhadialla *et al.*, 2010; Hui *et al.*, 2013); ces molécules représentent un groupe diversifié de produits chimiques avec une multitude de modes d'action et de cibles se traduisant par une sensibilité variable chez les espèces visées (Villanueva & Walgenbach, 2005).

Le spiromesifen est un insecticide/acaricide dérivé des acides tétroniques, plus précisément un kétoenol; il agit comme inhibiteur de lipogénèse (Bretschneider *et al.*, 2003) via l'inhibition d'acetyl CoA carboxylase (Nauen *et al.*, 2002), causant une baisse de lipides dans les insectes traités (U.S. EPA, 2008 ; Nauen *et al.*, 2002 ; Liu 2004 ; Elbert *et al.*, 2005 ; Nauen *et al.*, 2005 ; ARLA, 2007). L'acetyl CoA carboxylase est une enzyme qui catalyse la biosynthèse des acides gras (Svensson *et al.*, 2016). Il s'agit d'un site cible bien établi pour les insecticides et acaricides à succès commercial (Devine, 2002, Wenger *et al.*, 2012), appartenant à la famille des ketoenols cycliques et représentés par les dérivés spirocycliques de l'acide tétronique comme le spirodiclofen ou le spiromesifen et autres dérivés de l'acide spirocyclique tétramique comme le spirotetramat (Bretschneider *et al.*, 2012a; Bretschneider *et al.*, 2012b). Leur mécanisme d'action n'a pas encore bien élucidé jusqu'à présent (Lummen, 2014). Mais une mutation ponctuelle de l'acetyl CoA carboxylase remplaçant le résidu d'acide glutamique par de la lysine, a été obtenue en traitant la mouche blanche de serre, *Trialeurodes vaporariorum* avec le spiromesifen (Karatolos *et al.*, 2012).

Le spiromesifen est un insecticide non volatile qui se décompose rapidement dans le sol (23 jours) (Babczinski & Arthur, 2005) et dans l'eau (Vieira, 2009). Ce produit est actuellement homologué en Algérie pour un usage sur les plantes ornementales, légumières et fruitières cultivées sous serre et en plein champ sous le certificat n° 0644250 ([www.algeria.bayercropscience.com](http://www.algeria.bayercropscience.com)).

Le spiromesifen a fait l'objet de plusieurs travaux. Il a été testé sur la mouche blanche de la pomme de terre *Bemisia tabaci* (Liu, 2004; Nauen *et al.*, 2002, 2005). Il est très efficace contre des larves de *Tetranychus urticae* (Marčić *et al.*, 2010) et de *Panonychus ulmi* (Nauen

*et al.*, 2005) . Dans les essais sur terrain et en serre effectués dans des pays européens, aux États-Unis, en Amérique centrale et du Sud et au Japon, le spiromesifèn a obtenu une efficacité élevée contre *Aculops lycopersici* sur la tomate, ainsi que *Trialeurodes vaporariorum* et *B. tabaci* sur les légumes, la fraise et le coton (Nauen *et al.*, 2002 ; Weber, 2005 ; Sharma *et al.*, 2007). Le spiromesifen a également été testé contre le psylle *Paratrioza cockerelli*, un ravageur important de légumes en Amérique du Nord et centrale. En raison de son mode d'action, les meilleurs résultats ont été obtenus lorsque le produit est appliqué au début de l'infestation (Elbert *et al.*, 2005). En Algérie, cet insecticide a déjà été évalué au sein du Laboratoire de Biologie Animale Appliquée (Université badji Mokhtar, Annaba). Ainsi, Bouabida (2014) et Bouabida *et al* (2017), ont examiné la toxicité du spiromesifen et son impact sur la composition chimique, l'activité des biomarqueurs ainsi que la morphométrie chez deux espèces de moustiques *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata*, tandis que Bensafi-Gheraïbia *et al* (2013) et Bensafi-Gheraïbia (2015) ont traité les aspects toxicologique, biochimique et comportemental chez *Drosophila melanogaster*.

La recherche sur des organismes animaux appropriés, conçus avec soin, bien caractérisés et contrôlés dépend du choix raisonné de ce modèle (Cousillas, 2013) et restera pour longtemps encore une étape essentielle pour les découvertes fondamentales (Sinoussi & Montagutelli, 2015). L'étude des insectes a permis de faire de grandes découvertes dans de nombreux domaines des sciences du vivant (Le Glou, 2013). *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830) est l'organisme modèle le plus étudié dans le monde. Il est le matériel de base des travaux de 80 000 à 100 000 chercheurs (Colombani *et al.*, 2006); son cycle de reproduction court (10 jours à 25°C) (Ashburner, 2005) et la possibilité d'obtenir un grand nombre d'individus en un temps restreint la rendent un véritable matériel expérimental (Bouharmont *et al.*, 2007). Bien que son cerveau ne contienne que 100.00 neurones (Ito *et al.*, 2003), la drosophile est néanmoins capable de comportements complexes, tels que la parade nuptiale, la reproduction, le développement ou bien encore l'adaptation à l'environnement (Konopka & Benzer, 1971). Son système nerveux est composé de cellules gliales et de neurones dont le fonctionnement est très proche de celui des mammifères (Séjourné, 2011). La drosophile possédant environ 75% d'homologie génétique avec l'homme pour les gènes responsables de maladies (Reiter *et al.*, 2001), elle est maintenant utilisée comme modèle de maladies humaines ayant un lien avec la génétique, comme c'est le cas par exemple pour les maladies de Parkinson (Whitworth, 2011), de Huntington, d'Alzheimer (Goguel *et al.*, 2011), le cancer et les retards mentaux (Didelot, 2006).

La reproduction regroupe l'ensemble des fonctions assurant la pérennité de l'espèce, elle fait intervenir de nombreux mécanismes physiologiques qui permettent la localisation, la reconnaissance du partenaire sexuel et l'accouplement entre deux individus de la même espèce afin d'engendrer des descendances viables et fertiles (**Weaver & Farlane, 1990**). La quantification des réserves énergétiques au sein des populations exposées à un stress est souvent utilisée dans les études écotoxicologiques comme biomarqueur précoce d'une perturbation environnementale (**Lagadic, 2002**). Chez les insectes, les dépenses énergétiques tout en volant ou nageant ou exerçant n'importe quelle fonction vitale exigent la synthèse et la mobilisation des métabolites (protéines, glucides et lipides). Ces métabolites jouent un rôle essentiel dans la physiologie des insectes. Les glucides représentent une source d'énergie importante et servent à l'élaboration des produits génitaux et des structures membranaires (**Lelong, 2007**). Chez de nombreux êtres vivants, les lipides sont impliqués dans de nombreuses fonctions biologiques, allant du stockage de l'énergie à la biosynthèse d'hormones en passant par la signalisation cellulaire ou la composition des membranes cellulaires (**Flaven-Pouchon, 2014**). Les protéines, à leur tour, jouent un rôle fondamental dans diverses réactions et peuvent assurer la catalyse biochimique, la régulation hormonale et s'intègrent dans la cellule en tant qu'éléments structuraux en même temps que les glucides et les lipides (**Zhou & Miesfeld, 2009**).

Les insectes transmettent les informations aux moyens de signaux visuels, auditifs, olfactifs (chimiques) et tactiles (**Belmabrouk et al., 2008**), les messages échangés doivent être précis, fiables et spécifiques car beaucoup de comportements, comme la recherche d'un partenaire, sont sélectifs et orientés (**Renou, 2007**). Il existe une très grande diversité de signaux impliqués dans la communication chimique chez l'insecte, ces signaux peuvent être des hydrocarbures à longue chaîne dérivés d'acides gras, leurs rôles sont désormais multiples: ils servent de barrière à l'invasion de micro-organismes (**Ortiz-Urquiza & Keyhani, 2013**), agissent comme signaux de reconnaissance et interviennent dans la communication d'un très grand nombre d'insectes (**Millar, 2000 ; Ginzl et al., 2003**). Leurs rôles dans la communication chimique sont très variés et vont conduire à la mise en place d'une importante palette de comportements, certains hydrocarbures agissent comme des phéromones sexuelles (**Bontonou, 2014**), dont celles impliquées dans la reproduction, ont été particulièrement étudiées, elles constituent un signal de reconnaissance spécifique à chaque individu qui va permettre aux individus de son espèce de l'identifier comme un partenaire sexuel potentiel, de le choisir ou non parmi tous les partenaires disponibles, et, le cas échéant, de débiter et de

mener à son terme une parade sexuelle (**Krupp et al., 2008; Etges et al., 2009; Everaerts et al., 2010**). Les phéromones des Diptères sont issues d'une modification du métabolisme général des lipides cuticulaires qui débute par la production d'acides gras, ces derniers sont ensuite modifiés par plusieurs réactions enzymatiques jusqu'aux composées finaux (**Muñoz et al., 2008**).

Le présent travail est en continuité avec les travaux antérieurs (**Bensafi-Gheraïbia, 2013; Bensafi-Gheraïbia et al., 2015**) qui ont mis en évidence que le spiromesifen réduit la teneur des principaux constituants biochimiques corporels des pupes particulièrement celle des lipides et augmente le taux de malondialdéhyde (MDA), un biomarqueur de la peroxydation lipidique (**Michel et al., 2008**). De plus, il perturbe le profil des hydrocarbures cuticulaires et la synthèse des protéines ovariennes en diminuant de manière significative les taux et le nombre de fractions protéiques comparativement aux témoins. Enfin, une action différée du produit sur le potentiel reproducteur.

L'objectif de la thèse est d'évaluer l'effet subléthal du spiromesifen sur plusieurs aspects. La première partie est consacrée à l'impact direct et/ou différé du spiromesifen sur différents paramètres morphométriques et la composition biochimique (glucides totaux et glycogène) des ovaires. La seconde partie concerne la détermination du taux de tréhalose et du glycogène dans le corps des pupes ainsi que l'activité de la lactate déshydrogénase. Une troisième partie abordera l'impact direct et/ou différé du traitement sur la descendance de *D. melanogaster* (Œufs, larves et pupes). Enfin, une quatrième et dernière partie sera traitée, concernant l'effet direct et/ou différé du traitement sur l'analyse des différentes séquences du comportement sexuel de drosophiles.

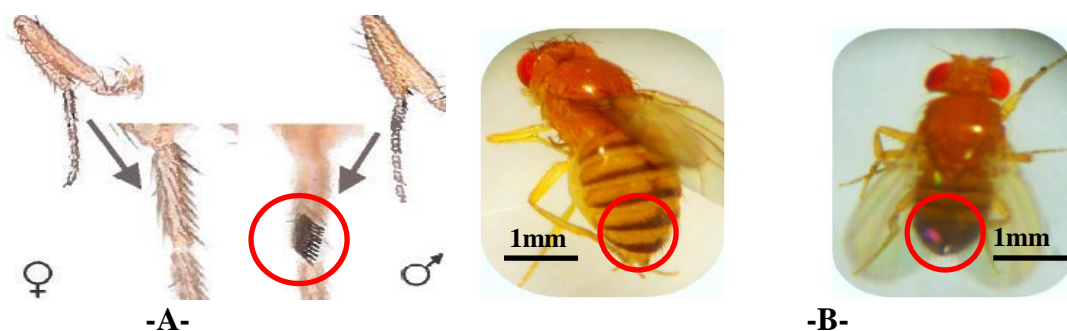
MATERIEL  
ET  
METHODES

## 2. MATERIEL ET METHODES

### 2.1. Présentation de l'espèce

*Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 (Insecta: Diptera), ou mouche du vinaigre (Adamski *et al.*, 2009) est un modèle biologique très apprécié depuis près d'un siècle par les scientifiques du monde entier grâce à ses nombreux avantages, notamment son génome totalement séquencé depuis 2000 qui permet l'utilisation de nombreux outils moléculaires (Adams *et al.*, 2000). Dans la nature, elle vit en abondance sur les fruits mûrs ou en fermentation (Tavernier & Lizeaux, 2002). Au début du 20<sup>ème</sup> siècle, la Drosophile a en effet servi de modèle biologique pour développer la génétique mendélienne grâce à ses nombreux mutants. Ensuite, elle est devenue incontournable comme matériel de référence pour les études de génétique moléculaire et du développement (Withers & Allemand, 2012). Cependant, la drosophile est un animal de très petite taille mesurant environ 3 ou 4 mm de long (Même *et al.*, 2013).

Ces mouches sont de couleur brun jaunâtre, avec des anneaux transversaux noirs au travers de l'abdomen. Elles ont des yeux rouges vif. Les mâles sont un peu plus petits que les femelles (dimorphisme sexuel). L'extrémité de l'abdomen est foncée et arrondie chez le mâle, plus claire et pointue chez la femelle (Parvathi *et al.*, 2009) (Fig. 1). Le mâle se distingue aussi par la présence de peignes sexuels sur ses pattes avant qui est une petite touffe de soies noires située au niveau du premier article du tarse de la patte (Fig. 1). Les drosophiles sont des insectes holométabole, c'est à dire que développement est indirect et passe par une métamorphose au cours du stade nymphal (Merkey, 2011).



**Figure 1.** Dimorphisme sexuel chez *D. melanogaster* (A: Les mâles ont les poils foncés (les peignes sexuels) sur les métatarses alors que les femelles n'en n'ont pas ; B: les mâles sont de plus petite taille et ont l'extrémité abdominale plus foncée).

La position systématique de *D. melanogaster* est la suivante :

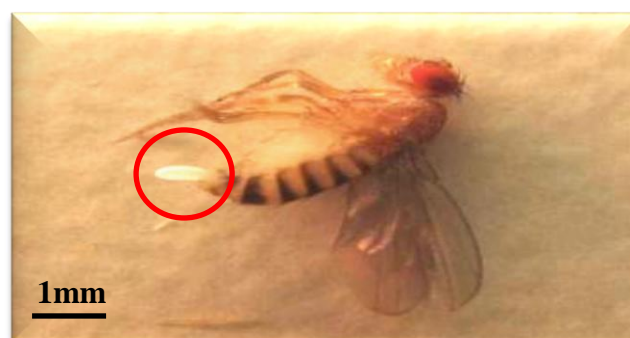
Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous- Embranchement	Hexapoda
Classe	Insecta
Sous-Classe	Pterygota
Ordre	Diptera
Sous- Ordre	Brachycera
Famille	Drosophilidae
Sous- Famille	Drosophilinae
Genre	<i>Drosophila</i>
Espèce	<i>Drosophila melanogaster</i> (Meigen, 1830)

Les Drosophiles utilisées pour l'ensemble des expérimentations sont des mouches Canton-S (CS) aimablement fournies par Dr. Jean-François Ferveur (Centre des Sciences du Goût et de l'Alimentation, Université de Bourgogne, Dijon, France).

## 2.2. Cycle de vie de la drosophile :

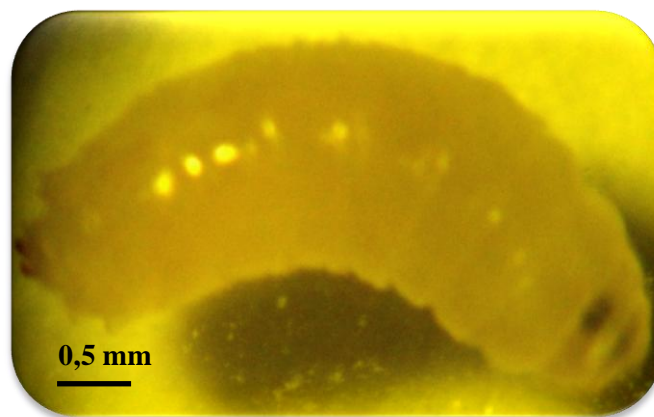
La Drosophile est un insecte endoptérygote (Halberg *et al.*, 2015), La durée du cycle de vie varie selon la température. A 25°C, elle est de 10 jours entre la ponte et le stade adulte (Ashburner, 2005) (Fig. 6). Le développement est caractérisé par 4 stades distincts :

**Stade œuf :** Après la fécondation de l'ovocyte, l'embryon, d'une taille de 0,5 mm de longueur (Fig. 2) sera pondu directement sur un milieu qui servira de substrat alimentaire aux larves qui en sortiront.



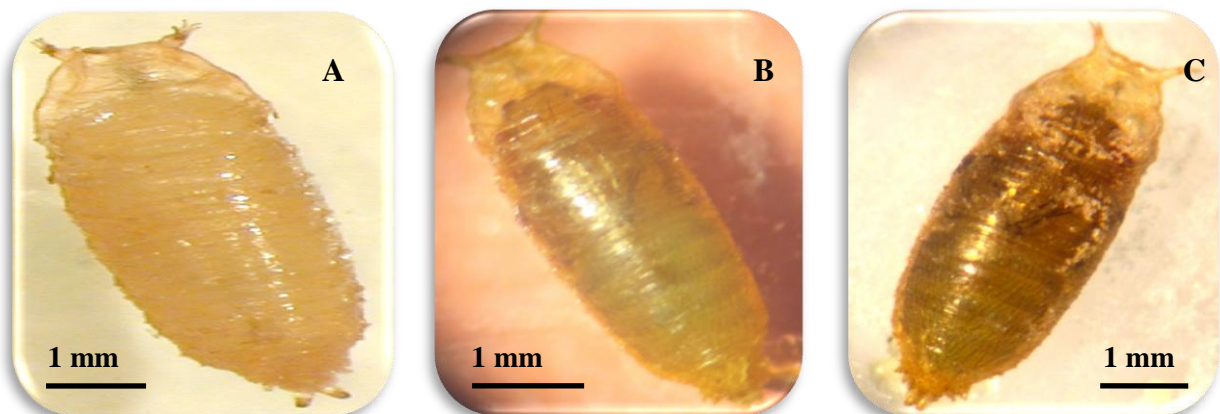
**Figure 2.** *Drosophila melanogaster* entrain de pondre.

**Stades larvaires :** L'œuf va se développer pendant 20 à 22 heures avant d'éclore et donner une larve mobile de premier stade (**Terhzaz, 2003**); cette dernière commence à se nourrir dès son éclosion et grandit continuellement en exploitant la surface du substrat. Elle subira 2 mues successives pour donner le deuxième stade larvaire qui dure également 24 heures, la larve du deuxième stade commence alors à creuser le milieu sur lequel elle se trouve. Le troisième et dernier stade larvaire dure quant à lui environ 48 heures, la larve creuse très activement le milieu. Environ 110 heures après la ponte, la larve de troisième stade cesse de s'alimenter et se met à la recherche d'un site adéquat pour accomplir sa métamorphose (**Beck, 2003**).



**Figure 3.** Larve de *D. melanogaster*.

**Stade pupa:** La Drosophile se trouve alors dans le stade pré-pupal qui dure environ 12 heures et va subir de très importantes modifications morphologiques et structurales. La plupart des tissus larvaires vont être lysés ou très profondément modifiés. Le stade pupa qui se poursuit alors pendant 6 jours et est caractérisé par la formation des organes adultes de la drosophile qui va éclore au 10<sup>ème</sup> jours (**Beck, 2003**).



**Figure 4.** Pupes de *D. melanogaster*. (A: prépupe 1 ; B: prépupe 2 ; C: pupe).

**L'adulte:** 4 jours après l'empupement l'opercule de la case pupale s'ouvre pour laisser sortir l'insecte. L'adulte nouvellement éclos va doucement déplier ses ailes et les laisser durcir à l'air quelques minutes avant de pouvoir les utiliser (**Bainbridge & Bownes, 1981**). Les mâles ne débutent leur activité sexuelle que 8 heures après leur éclosion, même chose pour les femelles qui ont à l'éclosion un bouchon vaginal qui interdit toute fécondation avant 8 heures. Chaque femelle adulte peut donner plus de 300 descendants (**Bouharmont et al., 2007**).

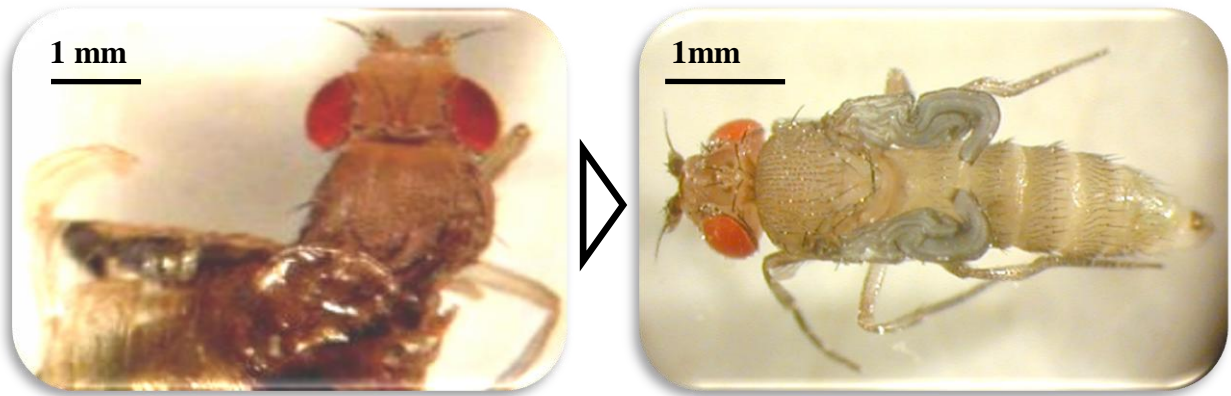


Figure 5. Émergence de l'adulte de la Drosophile.

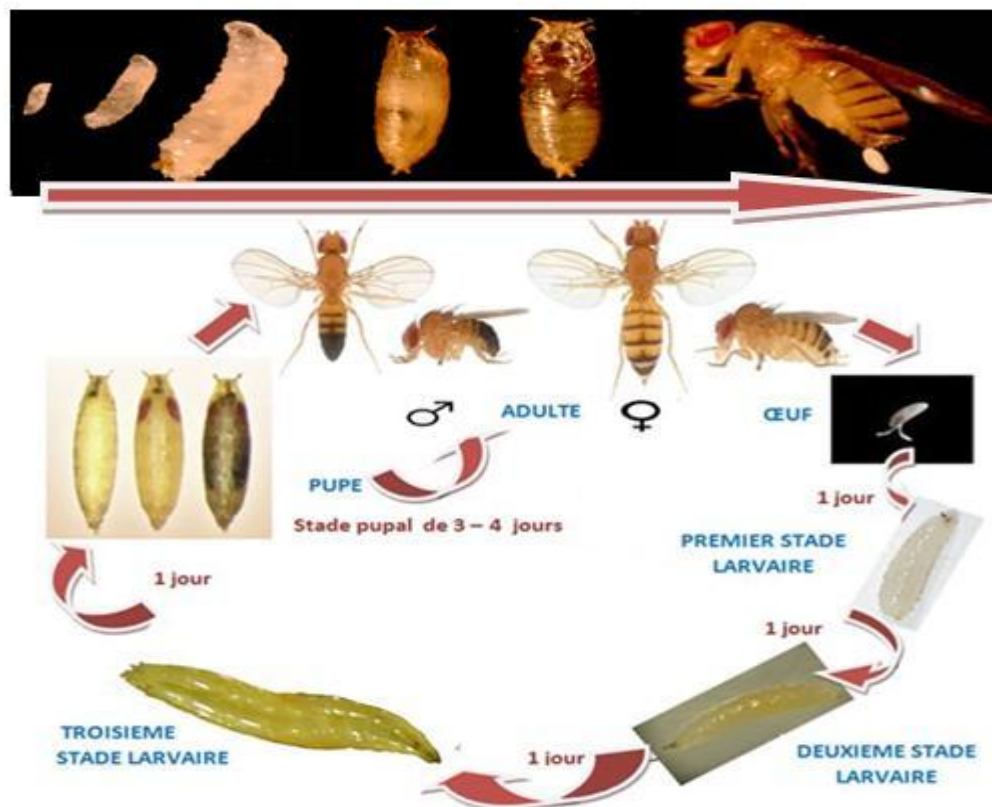


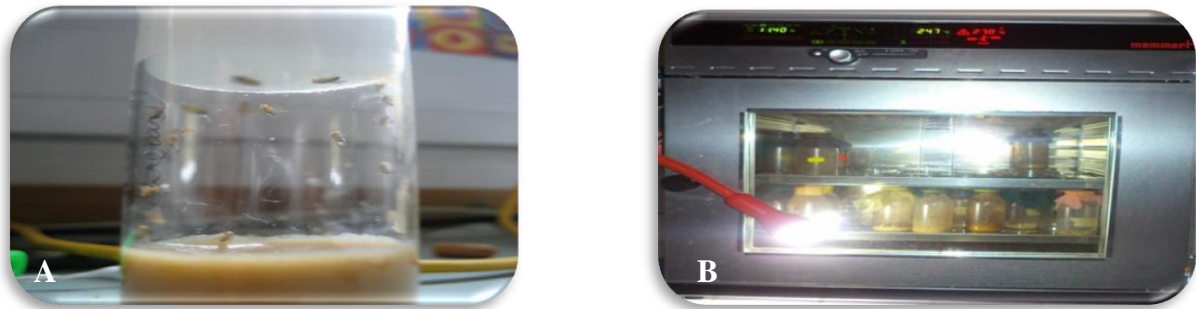
Figure 6. Cycle de vie de *D. melanogaster* à 25°C (**Hales et al., 2015**).

### 2.3. Elevage au laboratoire

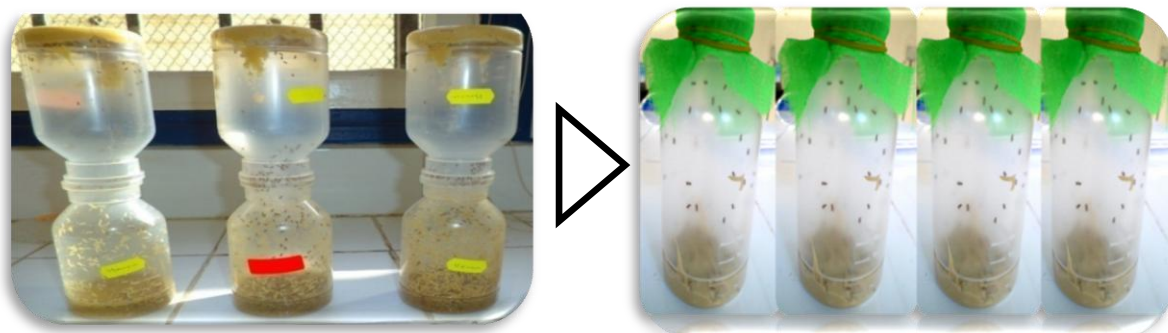
Les *Drosophiles* sont élevées dans des flacons en plastique au niveau d'une étuve (**Fig. 7**) maintenue à 25°C avec un cycle de 12h de jour/12h de nuit et une humidité relative de 75%. Le milieu de culture est une pâte semi-liquide, où les larves vivent et se nourrissent en même temps. Il est composé de nombreux ingrédients (4,8 g d'agar-agar, 33,4g de levure de bière, 33,4g de farine de maïs et un-antifongique [25 ml de méthyl-hydroxy-4-benzoate a 10 % dans l'éthanol 95%]).

Pour la préparation du milieu on mélange à sec-agar, la farine et la levure ensuite on ajoute de l'eau froide au mélange et on remue, après on porte à ébullition et on laisse bouillir pendant 15 minutes, enfin on retire du feu et on ajoute l'antifongique et on verse le milieu de culture dans les flacons, ainsi que le montant ne doit pas dépasser 2 cm d'épaisseur, pour achever le tout on couvre les flacons et on laisse refroidir lentement pendant la nuit.

Le maintien des souches se fait par repiquage (**Fig. 8**) des adultes dans des tubes de milieu frais à chaque génération. A 25°C, une dizaine de jours sépare deux générations, ce qui facilite l'étude rapide de la transmission des caractères héréditaires.



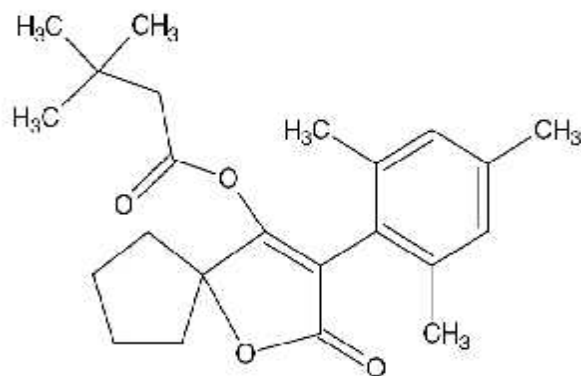
**Figure 7.** Élevage au laboratoire (A: milieu de culture ; B: étuve).



**Figure 8.** Repiquage des adultes de *D. melanogaster*.

## 2.4. Présentation de l'insecticide et traitement

Le spiromesifen (Oberon® 240 SC : solution concentrée; Bayer Crop Science, Germany) a été fourni par Bayer Crop Science (Algeria). C'est le nom commun du 3,3-diméthylbutyrate de 3-mésityl-2-oxo-1-oxaspiro[4.4] non-3-en-4-yle. Sa formule brute est  $C_{23}H_{30}O_4$  et sa masse molaire est de 370,48 g (**Fig. 9**). C'est un nouvel insecticide/acaricide systémique dérivé des acides tétroniques spirocycliques, doté d'un mode d'action unique, l'inhibition de la synthèse des lipides en empêchant la biosynthèse des acides gras (**Mann et al., 2012**).



**Figure 9.** Formule de structure du spiromesifen (**European Food Safety Authority, 2012**).

Le spiromesifen a été testé *in vivo*, à deux concentrations sublétales CL<sub>10</sub> (21,45 µg/µl d'acétone-eau 50/50) et CL<sub>25</sub> (39,53 µg/µl) précédemment déterminées (**Bensafi-Gheraibia et al., 2013**). L'insecticide a été administré par application topique sur l'abdomen des pupes et des adultes nouvellement exuviées à l'aide d'une microseringue Hamilton. Les témoins ont été traités avec le solvant seul (1 µl acétone /eau distillée; 50/50).

## 2.5. Etude morphométrique

Après l'émergence des adultes, les femelles âgées de 4 jours correspondant à l'âge de la maturité sexuelle (**Saleem, 2014**) sont disséquées sous une loupe binoculaire, fixées sur le ventre par une aiguille sur une boîte de paraffine; les pattes et les ailes sont sectionnées et le tégument de l'abdomen est coupé avec des microciseaux afin de récupérer les ovaires. Ces derniers sont ainsi prélevés afin de mesurer les différents paramètres morphométriques : le

poinds (Les ovaires prélevés des séries témoins et traitées ont été pesés à l'aide d'une balance de précision (Model GD-503-NTEP, Sartorius, Goettingen Germany), le nombre d'ovocytes par paire d'ovaires, la longueur (L) et la largeur (l) de l'ovocyte basal sont déterminés. Le volume ( $\text{mm}^3$ ) est obtenu selon la formule suivante de **Lumbreas *et al.* (1991)**:  $V = 4 \pi / 3 (L/2) (l/2)^2$



**Figure 10.** Dissection, prélèvement et morphométrie des ovaires (pesée des ovaires, dénombrement des ovocytes, mesure de la longueur et largeur de l'ovocyte basal).

## 2.6. Tests comportementaux

### 2.6.1. Préparation des tests

De nombreuses investigations portent sur l'analyse du comportement, et en particulier celui mis en œuvre lors de la parade sexuelle des drosophiles. Cependant, avant de réaliser un croisement de drosophiles il est nécessaire de suivre un protocole bien précis basé sur la séparation et l'élevage des différents individus destinés à l'accouplement.

Les mouches utilisées lors des tests de comportement sont vierges et âgées de 4 jours (Savarit & Ferveur, 2002). Les mâles sont maintenus isolés alors que les femelles sont groupées de 5 à 10 par tube (Rybak, 2002) (Fig. 11).

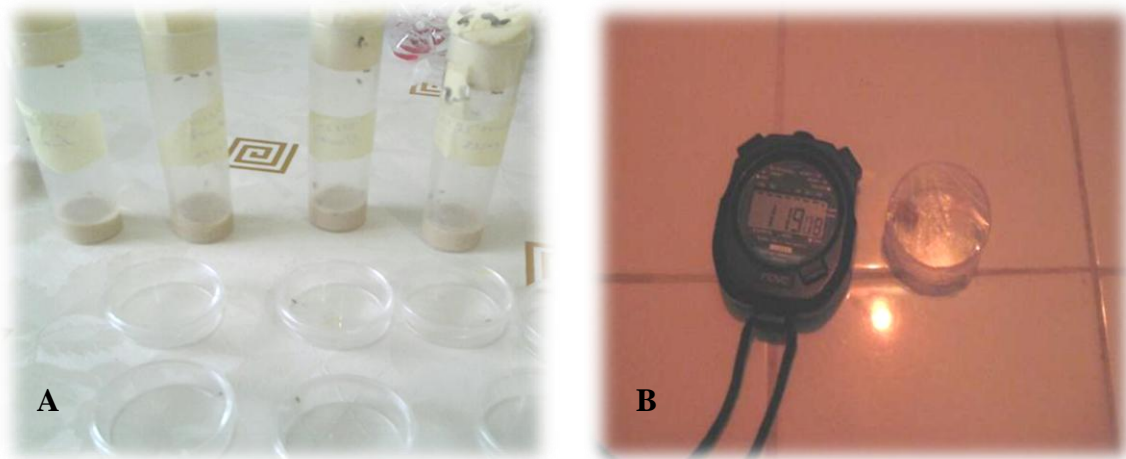


**Figure 11.** Les tubes d'élevages de *D. melanogaster*.

L'isolement des mâles permet d'éviter les interactions entre eux qui lorsqu'elles ont lieu lors de premiers jours de la vie adulte entraînent une augmentation de l'agressivité et une diminution de pourcentage d'accouplement (Grillet *et al.*, 2006). Les tests de comportements ont toujours lieu entre 9H et 13H à une période qui correspond au premier pic d'activité comportementale des mouches (Grillet *et al.*, 2006). Ces tests se déroulent dans une salle à une température et une hygrométrie ambiantes, fermée couvrant un maximum de bruit venant de l'extérieur, obscure, la seule source lumineuse est une lumière rouge ; cette dernière permet de réduire les signaux visuels perçus par les deux partenaires (Boll & Noll, 2002).

Les couples testés sont placés dans des boîtes de Pétri (4 cm de diamètre) munies d'un couvercle assurant la fermeture hermétique. Sachant que cette manipulation est stressante

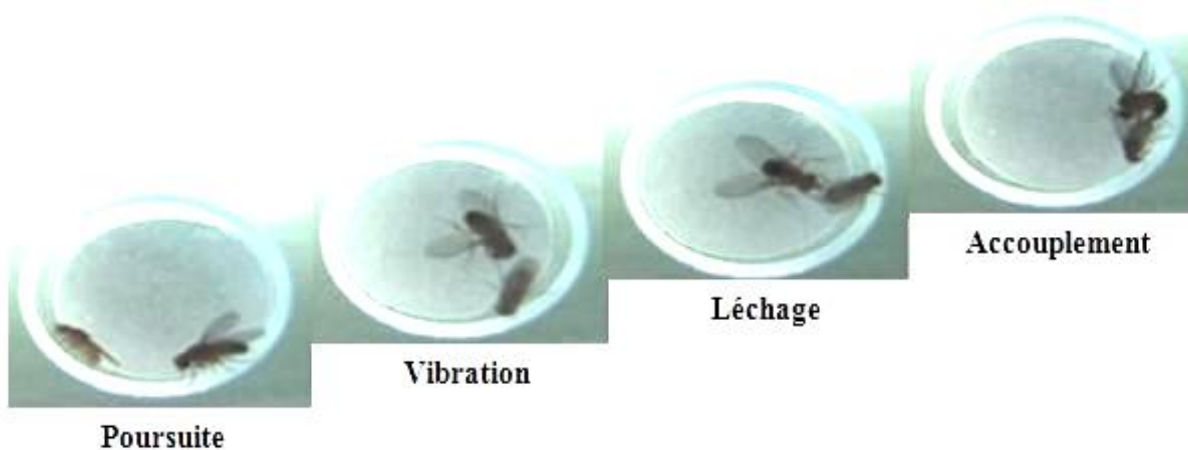
pour les insectes, on introduit en premier la femelle seule à l'extrémité de la boîte pendant quelques minutes, ensuite le mâle dans l'autre extrémité (**Fig. 12**).



**Figure 12.** Dispositif utilisé pendant les tests de comportement dans la lumière blanche (**A**) et rouge (**B**).

### 2.6.2. Tests de parade et d'accouplement

Après un temps d'acclimatation de 10 minutes (**Ganter *et al.*, 2011**), les principaux comportements pré-copulatoires sont enregistrés ; on note lequel des deux partenaires se dirige vers l'autre et on enregistre le temps du premier contact ainsi que le nombre d'attouchement. Le nombre de vibration et de léchage accomplis par le mâle pour aboutir à la copulation sont aussi enregistrés ainsi que la durée des parades.



**Figure 13.** Les différentes séquences de la parade.

L'indice de parade a été également estimé à partir des individus ayant paradé, qui correspond à la durée totale de parades du mâle (en secondes) divisée par la durée du test (en secondes) aussi la latence d'accouplement qui correspond au temps écoulé avant le début de l'accouplement et la durée d'accouplement qui correspond au temps durant lequel les partenaires se sont accouplés.

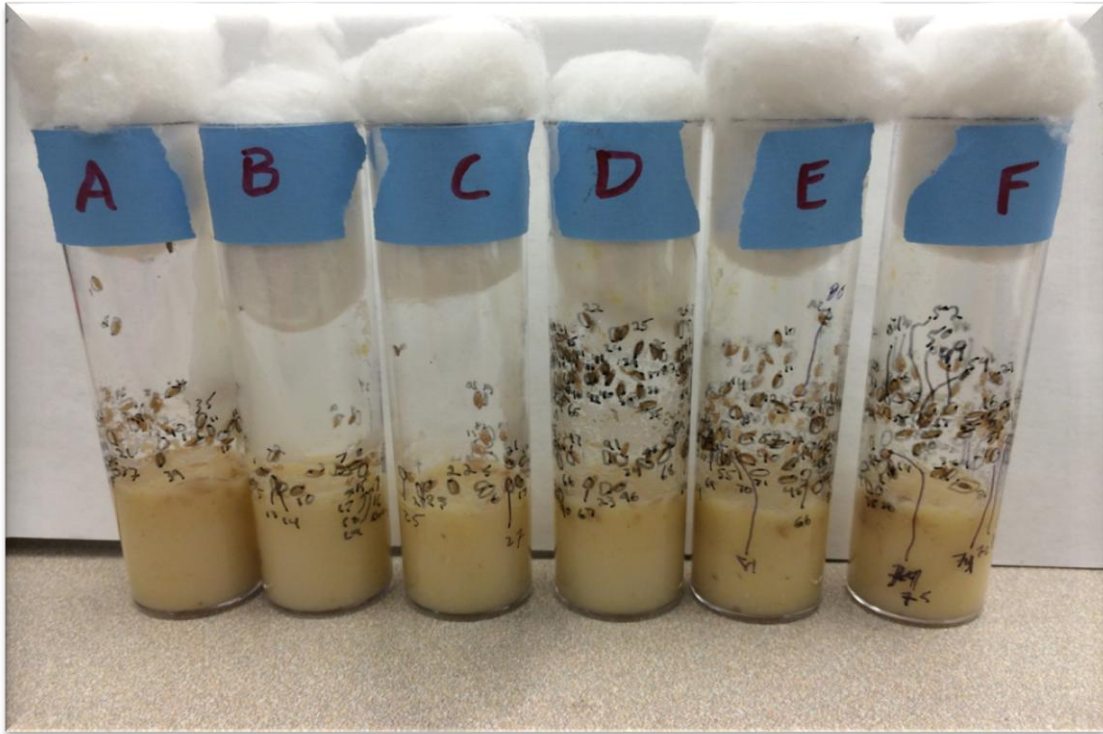
Les tests de comportement ont été effectués avec les croisements suivants :

- Couples 1: M<sub>T</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles Témoins x Femelles Témoins
- Couples 2: M<sub>T</sub> x F<sub>CL10</sub> :** Mâles Témoins x Femelles CL<sub>10</sub>
- Couples 3: M<sub>CL10</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles CL<sub>10</sub> x Femelles Témoins
- Couples 4: M<sub>T</sub> x F<sub>CL25</sub> :** Mâles Témoins x Femelles CL<sub>25</sub>
- Couples 5: M<sub>CL25</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles CL<sub>25</sub> x Femelles Témoins
- Couples 6: M<sub>CL10</sub> x F<sub>CL10</sub> :** Mâles CL<sub>10</sub> x Femelles CL<sub>10</sub>
- Couples 7 : M<sub>CL25</sub> x F<sub>CL25</sub> :** Mâles CL<sub>25</sub> x Femelles CL<sub>25</sub>

## **2.7. Impact sur la descendance**

Les adultes mâles et femelles nouvellement émergés issus des séries témoins et traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>) après traitement des pupes et adultes ont été prélevés, séparés selon leur sexe et placés dans des tubes d'élevage d'une hauteur de 9,5 cm et d'un diamètre de 2,5 cm, contenant un milieu nutritif. Dix couples de *Drosophiles* pour chaque série ont été élevés dans les mêmes conditions que l'élevage cité précédemment. Le suivi de la génération 1 ou F1 est ensuite réalisé dès le stade œuf, l'effet du spiromesifen a été évalué par le dénombrement des œufs pondus, des larves du dernier stade (L3), pupes et adultes provenant de chaque série de couples dans chaque tube (**Fig. 14**). La durée du développement embryonnaire, larvaire et nymphal des séries témoins et traitées a été également déterminée. Les tests ont été effectués selon les croisements suivants :

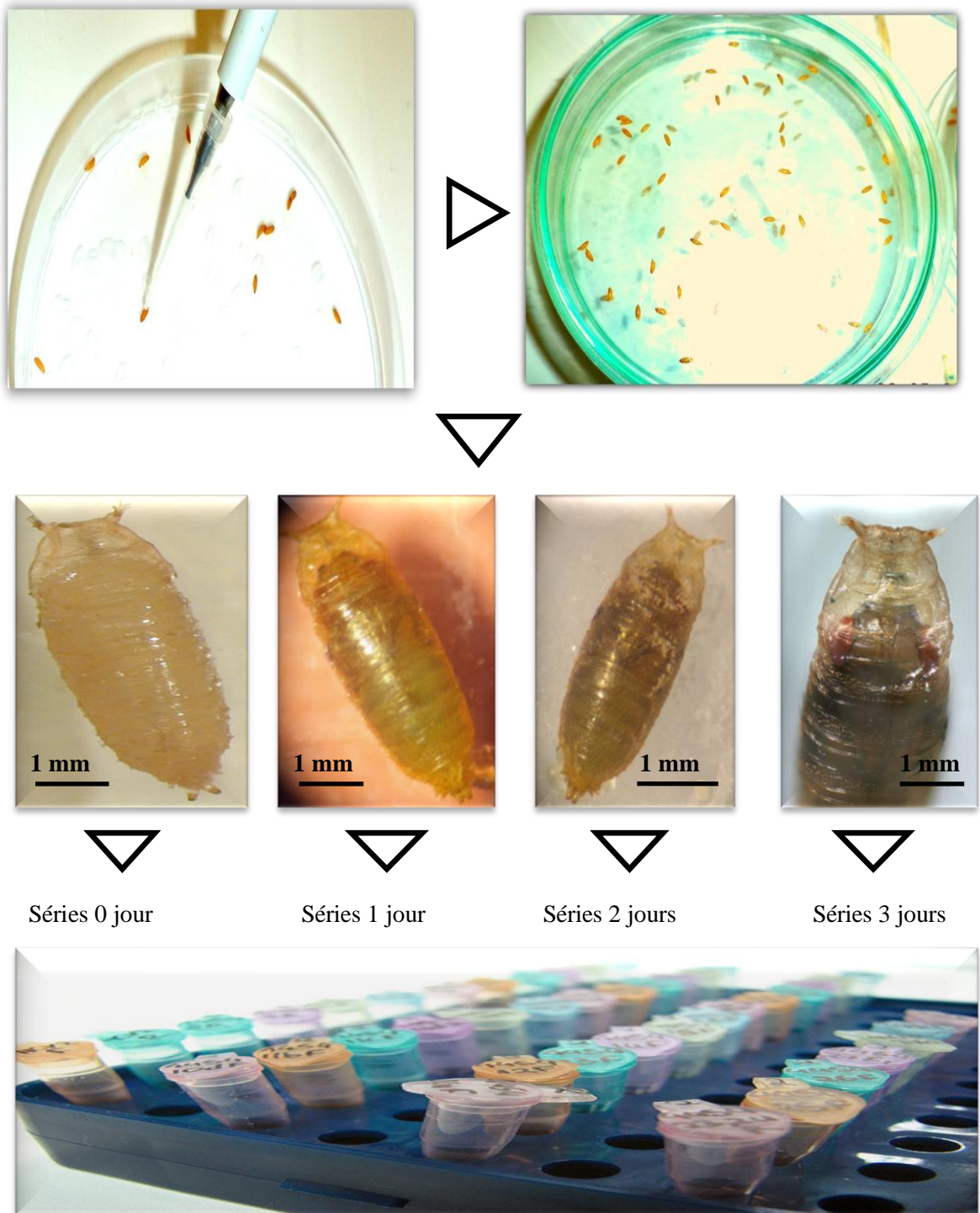
- Couples 1: M<sub>T</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles Témoins x Femelles Témoins
- Couples 2: M<sub>T</sub> x F<sub>CL10</sub> :** Mâles Témoins x Femelles CL<sub>10</sub>
- Couples 3: M<sub>CL10</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles CL<sub>10</sub> x Femelles Témoins
- Couples 4: M<sub>T</sub> x F<sub>CL25</sub> :** Mâles Témoins x Femelles CL<sub>25</sub>
- Couples 5: M<sub>CL25</sub> x F<sub>T</sub> :** Mâles CL<sub>25</sub> x Femelles Témoins
- Couples 6: M<sub>CL25</sub> x F<sub>CL10</sub> :** Mâles CL<sub>25</sub> x Femelles CL<sub>10</sub>
- Couples 7 : M<sub>CL10</sub> x F<sub>CL25</sub> :** Mâles CL<sub>10</sub> x Femelles CL<sub>25</sub>



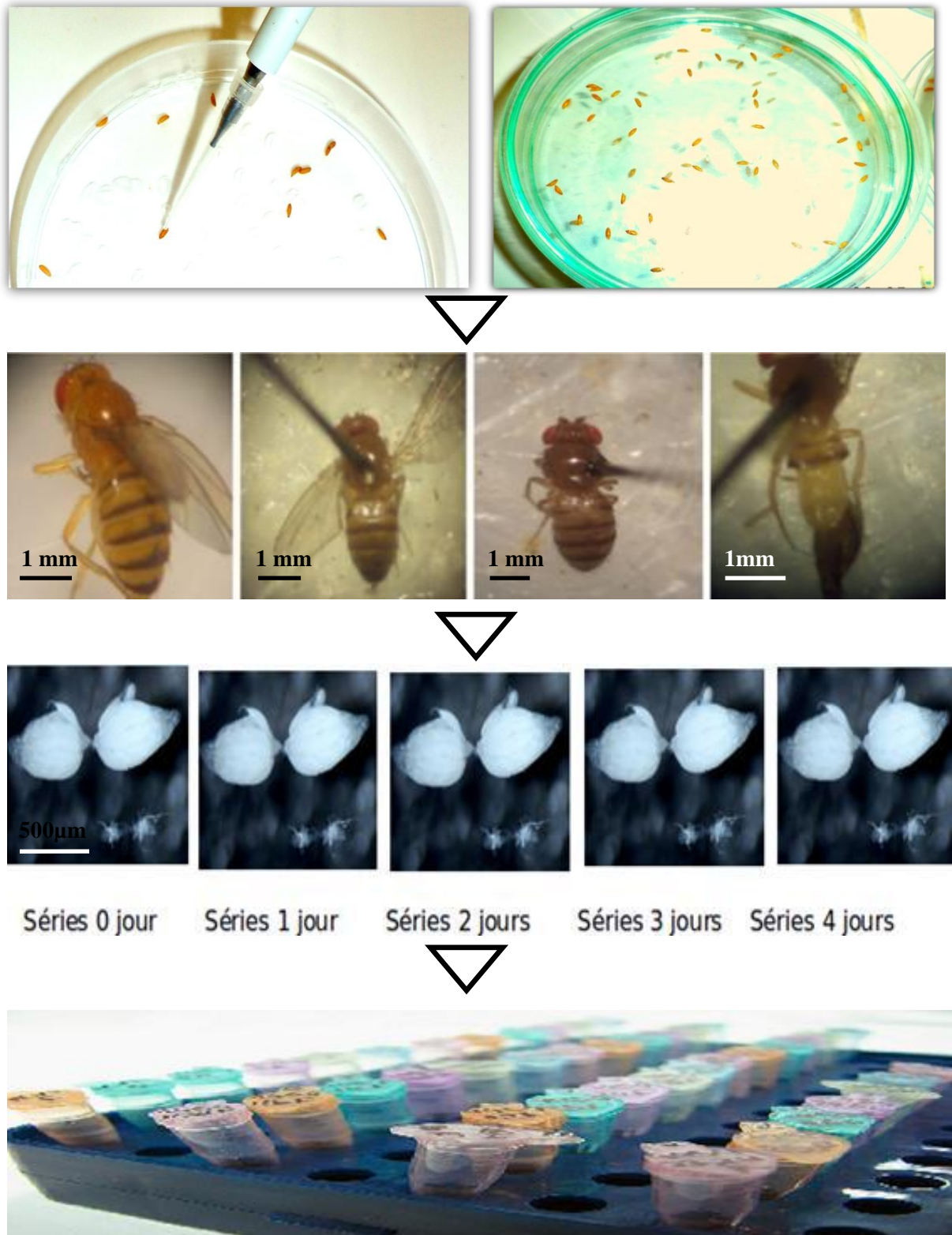
**Figure 14.** Suivre de la descendance.

### **2.8. Prélèvement des échantillons pour les dosages biochimiques**

Les différents échantillons correspondant à des pupes des séries témoins et traitées sont prélevés toutes les 24 heures au cours de leur développement nymphal dès le jour de l'exuviation. Les échantillons sont conservés à 4°C par lots de 4 dans 1 ml d'acide trichloroacétique (TCA) à 20 % jusqu'au dosage du tréhalose tandis que les pupes destinées au dosage de la lactate déshydrogénase sont conservées au frais dans 1 ml de tampon Tris / HCL (0,1M ; pH 7,2). Les femelles qui émergent des séries témoins et traitées sont collectées à différents âges (0, 1, 2, 3, 4 jours) durant la vie adulte et disséquées sous une loupe binoculaire. Les ovaires sont prélevés et stockés par lots de 4 dans 1 ml de TCA 20 % à 4°C jusqu'au dosage des sucres totaux et du glycogène.



**Figure 15.** Collecte des pupes à différents âges (0, 1, 2 et 3 jours).



**Figure 16.** Collecte des ovaires à différents âges durant la vie adulte (0, 1, 2, 3 et 4 jours).

## **2.9. Extraction et dosage des constituants biochimiques**

### **2.9.1. Extraction**

L'extraction des principaux constituants biochimiques du corps des pupes et des ovaires de *D. melanogaster* a été réalisée selon le procédé de **Shibko *et al.* (1966)**. Les pupes et les ovaires sont prélevés par lot de 4 et conservés dans 1 ml de TCA (20%) à 4°C ; quatre à cinq répétitions sont réalisées par série. Après un broyage aux ultrasons (Sonifier B-30) et centrifugation (5000 tours/min pendant 10 mn), le surnageant I est récupéré et servira au dosage des glucides totaux, du glycogène et du tréhalose. Tandis qu'au culot, on ajoute 1ml d'un mélange chloroforme/éther (1V/1V). Une deuxième centrifugation (5000 tours/mn, 15 mn) permet de récupérer le culot qui sera repris dans 1ml de NaOH (0,1 N) pour l'estimation des protéines totales.

Concernant le dosage de la lactate déshydrogénase, les pupes des séries témoins et traitées sont homogénéisées dans 1ml de tampon Tris / HCL (0,1M ; pH 7,2). L'homogénat est centrifugé (10 000 tours / mn pendant 5 mn), puis le surnageant est récupéré pour être utilisé comme source d'enzyme. Tous les dosages ont été effectués sur des fractions aliquotes et les teneurs des différents constituants biochimiques ont été quantifiés d'après des courbes d'étalonnage.

### **2.9.2. Dosage du tréhalose**

Le dosage du tréhalose a été réalisé selon **Van Handel (1985)**. Cette méthode utilise l'anthrone (Sigma-Aldrich, USA) comme réactif (150 mg d'anthrone, 75 ml d'acide sulfurique et 25 ml d'eau distillée), et une solution mère de tréhalose (Sigma-Aldrich, USA) (1 mg/ml). Elle consiste à ajouter au surnageant I (contenant le tréhalose) 120 µl de solution saturée de sulfate de sodium dans l'eau et 400 µl de méthanol. Après une seconde centrifugation (4000 tours/mn, 10 mn à 4°C), le surnageant est de nouveau récupéré et on lui ajoute 50 µl de HCl (1N). Il est ensuite chauffé au bain-marie à 90°C pendant 7 mn ce qui aboutit à l'hydrolyse du saccharose en glucose et fructose tout en laissant intact le tréhalose; ensuite 150 µl de NaOH 1N sont ajoutés et le tout est chauffé au bain-marie à 90°C pendant 7 mn pour détruire la réactivité de l'anthrone au glucose et de fructose et non au tréhalose. L'étape suivante consiste à rajouter 4 ml de réactif d'anthrone, l'ensemble est chauffé à 90°C au bain-marie pendant 17 mn. Les densités optiques ont été mesurées dans un

spectrophotomètre à une longueur d'onde 625 nm. La quantification est faite à partir d'une courbe de référence établie selon les indications du **tableau 1**.

**Tableau 1.** Dosage du tréhalose dans le corps des pupes de *D. melanogaster*: réalisation de la gamme d'étalonnage.

<b>Tubes</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
<b>Tréhalose (µl)</b>	0	20	40	60	80	100
<b>Eau distillée (µl)</b>	100	80	60	40	20	0
<b>Anthrone (ml)</b>	4	4	4	4	4	4

### 2.9.3. Dosage des glucides totaux

Le dosage des glucides totaux a été réalisé selon la technique de **Duchateau & Florkin (1959)**. Elle consiste à additionner 4 ml de réactif d'anthrone au 100 µl du surnageant I contenu dans un tube à essai et de chauffer le mélange à 80 °C pendant 10 mn. Une coloration verte se développe dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de glucides présente dans l'échantillon. La lecture de l'absorbance est faite à l'aide d'un spectrophotomètre avec une longueur d'onde de 620 nm. La quantification est effectuée à partir d'une gamme d'étalonnage (**Tableau 2**), réalisée avec une solution mère de glucose (Sigma-Aldrich, USA) (1 mg/ml d'eau distillée) comme standard.

**Tableau 2:** Dosage des glucides dans les ovaires de *D. melanogaster*: réalisation de la gamme d'étalonnage.

<b>Tubes</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
<b>glucose (µl)</b>	0	20	40	60	80	100
<b>Eau distillée (µl)</b>	100	80	60	40	20	0
<b>Anthrone (ml)</b>	4	4	4	4	4	4

### 2.9.4. Dosage du glycogène

Le dosage du glycogène a été réalisé selon **Van Handel (1965)**. Cette méthode utilise l'anthrone comme réactif et une solution mère de glycogène (0,1 mg/ml) (Sigma-Aldrich,

USA) comme standard. Elle consiste à ajouter au surnageant I (contenant le glycogène) 50 µl d'une solution saturée de sulfate de Na dans l'eau + 2 à 3 gouttes d'éthanol absolu. Après centrifugation (4000 tours/mn, 10 mn à 4°C), le culot est récupéré et on lui ajoute 1 ml solution saturée de Na dans l'éthanol à 66%, une deuxième centrifugation (4000 tours/mn, 10 min à 4°C) est réalisée, 2 ml de réactif d'anthrone sont ajoutés au culot, l'ensemble est chauffé à 100°C au bain-marie pendant 13 mn. Il se développe une coloration verte, dont l'intensité mesurée à une longueur d'onde de 620 nm, est proportionnelle à la concentration du glycogène. La gamme d'étalonnage a été effectuée à partir d'une solution mère de glycogène à 0,1 mg/ml selon le **tableau 3** ci- dessous.

**Tableau 3:** Dosage du glycogène dans les ovaires de *D. melanogaster*: réalisation de la gamme d'étalonnage.

<b>Tubes</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
<b>Glycogène (µl)</b>	0	20	40	60	80	100
<b>Eau distillée (µl)</b>	100	80	60	40	20	0
<b>Anthrone (ml)</b>	4	4	4	4	4	4

### 2.9.5. Dosage des protéines totales

Les protéines ont été quantifiées selon la méthode de **Bradford (1976)** qui utilise le bleu brillant de Coomassie G 250 (Fluka, UK) comme réactif et l'albumine de sérum de bœuf (Sigma-Aldrich, USA) (1mg/ml) comme standard. Le dosage des protéines dans le corps des pupes a été effectué dans une fraction aliquote de 100 µl. La lecture des absorbances est réalisée à une longueur d'onde de 595 nm contre un blanc de gamme (**Tableau 4**).

**Tableau 4.** Dosage des protéines dans le corps entier de la pupa de *D.melanogaster*: réalisation de la gamme d'étalonnage.

<b>Tubes</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>6</b>
<b>BSA (µl)</b>	0	20	40	60	80	100
<b>Eau distillée (µl)</b>	100	80	60	40	20	0
<b>BBC (ml)</b>	4	4	4	4	4	4
<b>Quantité de protéines (µg)</b>	0	20	40	60	80	100

### 2.9.6. Dosage de la lactate déshydrogénase

Le dosage de la lactate déshydrogénase (LDH) est mené suivant la méthode de **Hill & Lévi (1954)**. La LDH catalyse la conversion réversible du lactate en pyruvate ; la méthode est basée sur la mesure continue de la vitesse d'oxydation du NAD (Sigma-Aldrich, USA) (nicotinamide adénine dinucléotide) épuisé dans la réaction. La cinétique des absorbances à une longueur d'onde de 340 nm est employée pour l'estimation de la quantité de substrat convertie par unité de temps. Le dosage est réalisé comme suit : à 50 µl de surnageant sont additionnés 675 µl de tampon substrat (0.2 M Ph 10) et 50 µl de solution coenzyme NAD. La lecture des absorbances s'effectue toutes les 1mn pendant 5 mn à une longueur d'onde de 340 nm contre un blanc.

La concentration en protéines totales des différents échantillons biologiques (homogénat) a été préalablement déterminée, par un dosage selon la technique de Bradford (1976) L'activité spécifique de la LDH est déterminée selon la formule d'**Audigié et al. (1982)** :

$$\text{LDH} = \frac{\delta \text{ DO / min}}{6,22 \times 10^3} \times \frac{\text{Volume total de la cuve}}{\text{Prise d'essai} \times \text{CO}}$$

**LDH** : Moles de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines.

**δ Do** : Pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat / ml / mn à 340 nm.

**6.22 10<sup>3</sup> Mol** : Coefficient d'extinction molaire du NADH<sub>2</sub> à 340 nm.

**CO** : Concentration de l'homogénat en protéines (mg / ml).

**Volume totale de la cuve** : 775 µl (50 µl surnageant + 675 µl de tampon substrat + 50 µl de solution de coenzyme NAD).

**Prise d'essai** : 50 µl.

Les résultats relatifs à l'activité spécifique de la LDH sont exprimés en micromoles par minute et par milligramme de protéines (µM/min/mg de protéines).

### **2.10. Analyses statistiques**

Les résultats obtenus sont représentés par la moyenne suivie de l'écart type pour chaque groupe d'expérience ( $m \pm SD$ ). La régression linéaire, le test « t » de Student ( $p \leq 5\%$ ), l'analyse de variance (un et deux critères de classification) ou encore le test HSD (Honest Significant Difference) de Tukey ont été utilisés pour mettre en évidence des différences entre les échantillons mais aussi pour définir des groupes ou des classes selon leurs effets (classement des doses). Les calculs ont été réalisés à l'aide du logiciel MINITAB (Version 17) d'analyse et de traitement statistique des données, disponible au Laboratoire de Biologie Animale Appliquée.

# RESULTATS

### 3. RESULTATS

#### 3.1. Effets du spiromesifen sur la morphométrie des ovaires

L'effet du spiromesifen sur la morphométrie des ovaires a été réalisé par application topique respectivement aux doses CL<sub>10</sub> (21,45µg/µl) et CL<sub>25</sub> (39,53µg/µl) chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster*. Le poids frais des ovaires, le nombre d'ovocytes, la taille et le volume de l'ovocyte basal, ont été déterminés à 4 jours, sur des témoins et traitées.

La comparaison des moyennes, réalisée par le test *t* de Student, révèle une réduction significative ( $P < 0,05$ ) entre le **poids des ovaires** des séries témoins et celui des traitées avec la CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub> (**Tableau 5, Fig.17**). L'analyse de la variance révèle l'existence d'un effet dose ( $F_{2, 66} = 383,98$ ;  $p < 0,001$ ) et stade ( $F_{2, 66} = 16,12$ ;  $p < 0,001$ ) hautement significatif, l'interaction dose-stade est significative ( $F_{2, 66} = 4,28$ ;  $p < 0,05$ ) (**Tableau 6**).

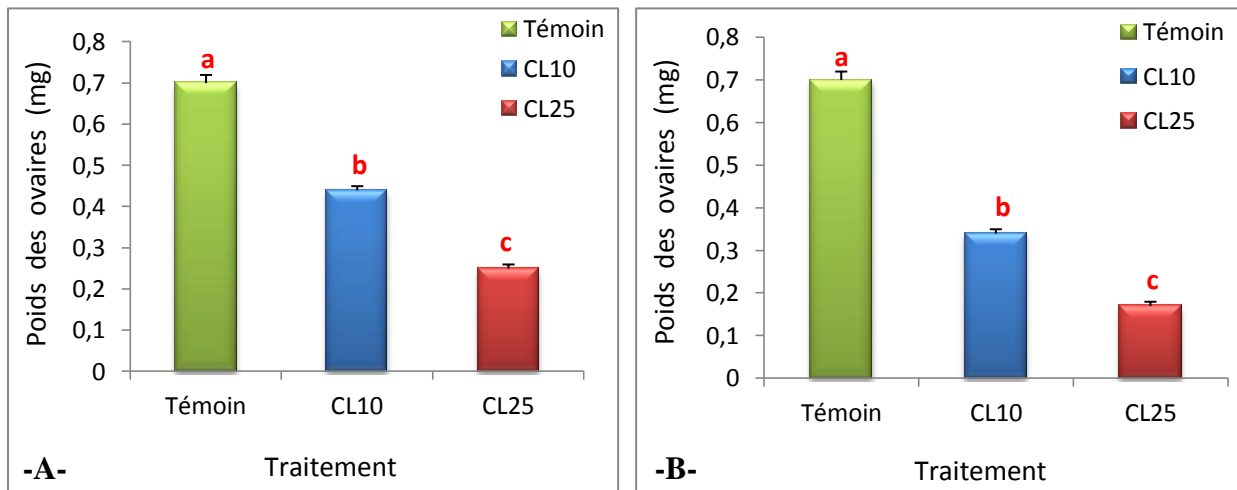
**Tableau 5 :** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* sur le **poids** frais des ovaires mesuré à 4 jours ( $m \pm SD$ ,  $n = 12$  ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	Poids des ovaires après traitement des pupes (mg)	Poids des ovaires après traitement des adultes femelles (mg)
Témoin	0,70 ± 0,02 <b>a</b>	0,70 ± 0,02 <b>a</b>
CL <sub>10</sub>	0,44 ± 0,01 <b>b</b>	0,34 ± 0,01 <b>b</b>
CL <sub>25</sub>	0,25 ± 0,01 <b>c</b>	0,17 ± 0,01 <b>c</b>

**Tableau 6 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le poids des ovaires de *D. melanogaster*.

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Dose	2	2,91861	1,45931	383,98	<0,001 ***
Stade	1	0,06125	0,06125	16,12	<0,001 ***
Dose X Stade	2	0,03250	0,01625	4,28	0,018 *
Erreur	66	0,25083	0,00380		
Totale	71				

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ( $F_{2, 66} = 4,28$  ;  $p < 0,05$ ); *p*: niveau de significatif ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ; \* : significatif ( $p < 0,05$ ).



**Figure 17.** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de *D. melanogaster* sur le **poids** des ovaires ( $m \pm SD$ ,  $n= 12$ , les moyennes surmontées d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Le spiromesifen aux doses sublétales appliquées chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* induit une réduction significative ( $p < 0,05$ ) du **nombre d'ovocytes** chez les séries traitées comparativement aux témoins (Tableau 7, Fig.18). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle un effet dose ( $F_{2, 66} = 780,72$ ;  $p < 0,001$ ), stade ( $F_{2, 66} = 61,54$ ;  $p < 0,001$ ) et une interaction dose-stade ( $F_{2, 66} = 16,46$ ;  $p < 0,001$ ) hautement significatif (Tableau 8).

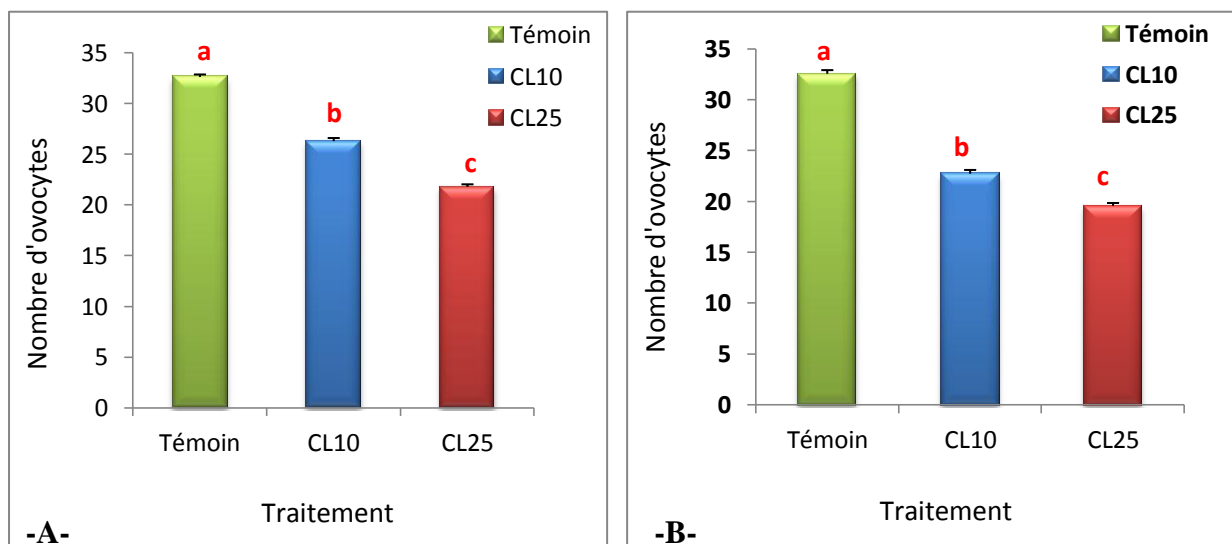
**Tableau 7 :** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* sur le **nombre d'ovocytes** mesuré à 4 jours ( $m \pm SD$ ,  $n= 12$  ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	nombre d'ovocytes après traitement des pupes	nombre d'ovocytes après traitement des adultes femelles
Témoin	32,66±0,25 <b>a</b>	32,58±0,36 <b>a</b>
CL <sub>10</sub>	26,33±0,31 <b>b</b>	22,75±0,37 <b>b</b>
CL <sub>25</sub>	21,83±0,24 <b>c</b>	19,58±0,29 <b>c</b>

**Tableau 8 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le **nombre d'ovocytes** de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Dose	2	1776,33	888,17	780,72	< 0,001***
Stade	1	70,01	70,01	61,54	< 0,001***
Dose X Stade	2	18,72	18,72	16,46	< 0,001***
Erreur	66	75,08	1,14		
Totale	71				

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé (F<sub>2, 66</sub> = 16,46 ; p < 0,001); p: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif (p < 0,001).



**Figure 18.** Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de *D. melanogaster* sur le **nombre d'ovocytes** (m ± SD, n= 12, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à p > 0,05).

Les deux doses testées réduisent également de manière significative la **longueur** de l'ovocyte basal comparativement aux témoins (p < 0,05). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle un effet traitement hautement significatif (F<sub>2, 66</sub> = 178,37 ; p < 0,001) et un effet stade significatif (F<sub>2, 66</sub> = 4,59 ; p < 0,05) (Tableau 10, fig.19). Le traitement entraîne également une réduction significative de la **largeur** de l'ovocyte basal dans les séries traitées comparativement à la série témoin (p < 0,05). L'analyse de la variance révèle un effet traitement hautement significatif (F<sub>2, 66</sub> = 51,58 ; p < 0,001) et un effet stade très significatif (F<sub>2, 66</sub> = 10,11 ; p < 0,005) (Tableau 11, fig.20).

**Tableau 9 :** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* sur la **taille ( $\mu\text{m}$ )** de l'ovocyte basal mesuré à 4 jours ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n= 12$  ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	Longueur		Largeur	
	après traitement des pupes	après traitement des adultes femelles	après traitement des pupes	après traitement des adultes femelles
<b>Témoin</b>	528,30 $\pm$ 18,50 <b>a</b>	503,30 $\pm$ 19,70 <b>a</b>	245,00 $\pm$ 8,57 <b>a</b>	218,30 $\pm$ 11,10 <b>a</b>
<b>CL<sub>10</sub></b>	360,00 $\pm$ 16,90 <b>b</b>	323,30 $\pm$ 14,70 <b>b</b>	180,80 $\pm$ 11,00 <b>b</b>	128,33 $\pm$ 5,62 <b>b</b>
<b>CL<sub>25</sub></b>	245,00 $\pm$ 8,57 <b>c</b>	228,33 $\pm$ 5,75 <b>c</b>	125,00 $\pm$ 11,30 <b>c</b>	110,00 $\pm$ 7,59 <b>c</b>

**Tableau 10 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur la **longueur** de l'ovocyte basal de *D. melanogaster*.

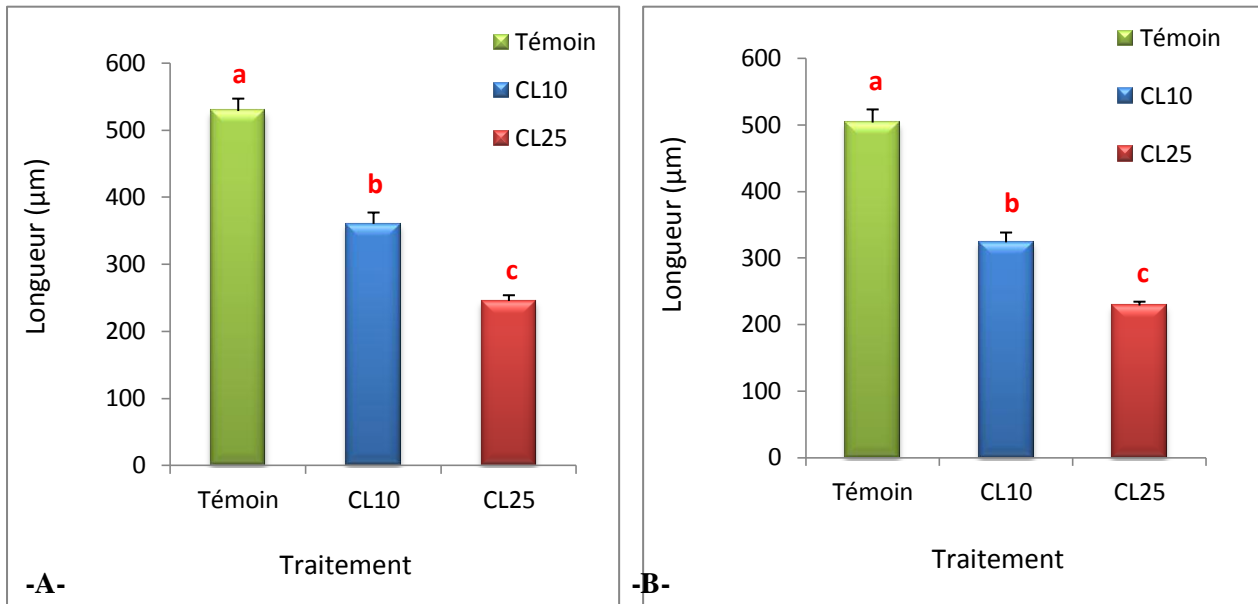
Sources	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
<b>Dose</b>	2	954344	477172	178,37	<0,001 ***
<b>Stade</b>	1	12272	12272	4,59	0,036 *
<b>Dose X Stade</b>	2	1211	606	0,23	0,798
<b>Erreur</b>	66	176567	2675		
<b>Totale</b>	71				

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ( $F_{2,66} = 0,23$  ;  $p > 0,05$ ); p : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ; \* : significatif ( $p < 0,05$ ).

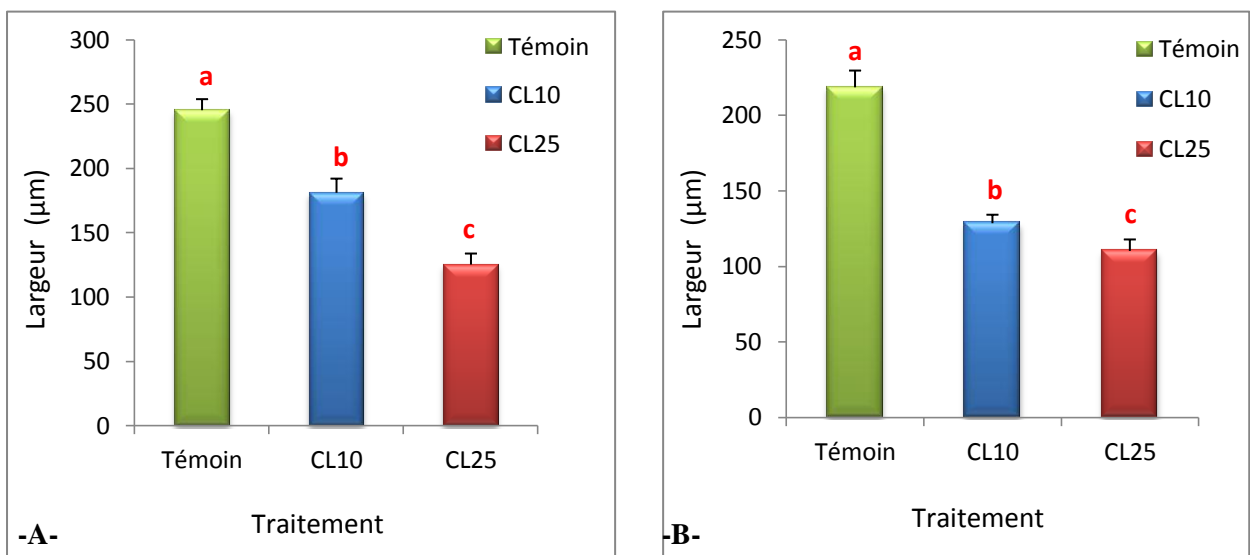
**Tableau 11 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur la **largeur** de l'ovocyte basal de *D. melanogaster*.

Source	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
<b>Dose</b>	2	150336	75168	51,58	<0,001 ***
<b>Stade</b>	1	14735	14735	10,11	0,002**
<b>Dose X Stade</b>	2	5169	2585	1,77	0,178
<b>Erreur</b>	66	96192	1457		
<b>Totale</b>	71				

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ( $F_{2,66} = 1,77$ ;  $p > 0,05$ ); p : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ). \*\* très significatif ( $p < 0,005$ ).



**Figure 19.** Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de *D. melanogaster* sur la **longueur** de l'ovocyte basal ( $m \pm SD$ ,  $n=12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).



**Figure 20.** Effets du spiromésifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de *D. melanogaster* sur la **largeur** de l'ovocyte basal ( $m \pm SD$ ,  $n=12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Le spiromesifen administré par application topique respectivement aux doses CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub> chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* entraîne une réduction du volume de l'ovocyte basal par rapport aux témoins ( $p < 0,05$ ) (**Tableau 12, Fig.21**). L'analyse de la variance à deux critères de classification indique un effet traitement très significatif ( $F_{2, 66} = 6,22$  ;  $p < 0,005$ ).

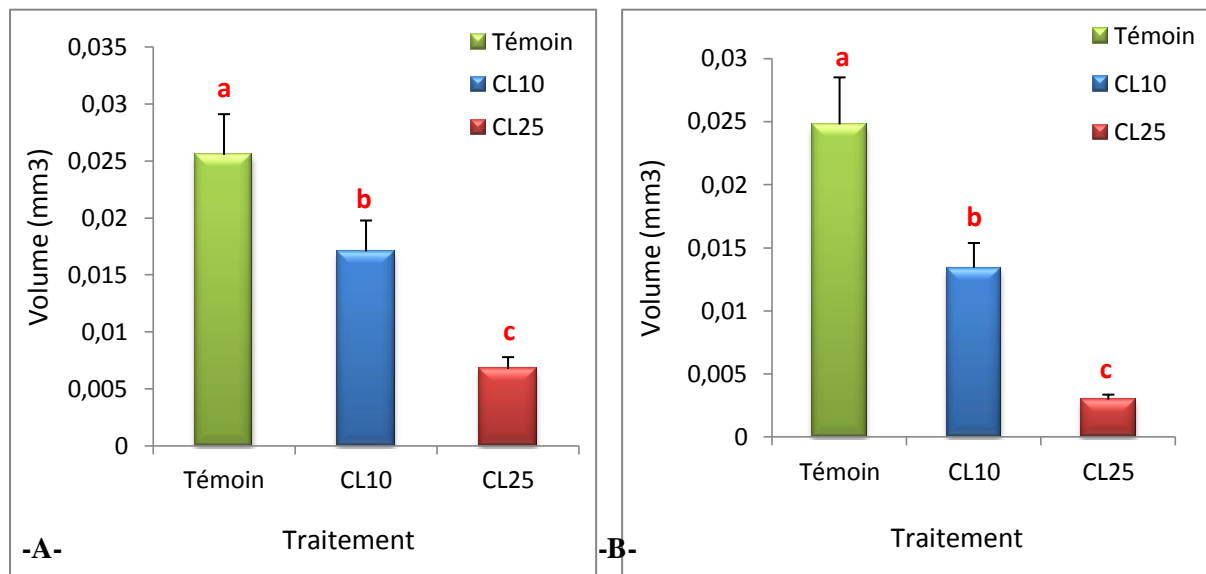
**Tableau 12.** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes et sur les adultes femelles nouvellement exuviées de *D. melanogaster* sur le volume de l'ovocyte basal (mm<sup>3</sup>) mesuré à 4 jours ( $m \pm SD$ ,  $n = 12$  ; les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	volume de l'ovocyte basal après traitement des pupes	volume de l'ovocyte basal après traitement des adultes femelles
Témoin	0,02552± 0,00358 <b>a</b>	0,02477±0,00373 <b>a</b>
CL <sub>10</sub>	0,01704± 0,00272 <b>b</b>	0,01342±0,00195 <b>b</b>
CL <sub>25</sub>	0,00672± 0,00104 <b>c</b>	0,00295±0,00040 <b>c</b>

**Tableau 13 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (traitement et stade) des données sur le volume de l'ovocyte basal de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Dose	2	0,0049474	0,0024737	6,22	0,003**
Stade	1	0,0001322	0,0001322	0,33	0,566
Dose X Stade	2	0,0000349	0,0000174	0,04	0,957
Erreur	66	0,0262510	0,0003977		
Totale	71				

DDL: degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ( $F_{2,66} = 0,04$  ;  $p > 0,05$ ); p: niveau de signification ; \*\* très significatif ( $p < 0,005$ ).



**Figure 21.** Effets du spiromesifen, administré par application topique chez les pupes (A) et les adultes femelles (B) de *D. melanogaster* sur le **volume** de l'ovocyte basal (mm<sup>3</sup>) ( $m \pm SD$ ,  $n= 12$ , les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

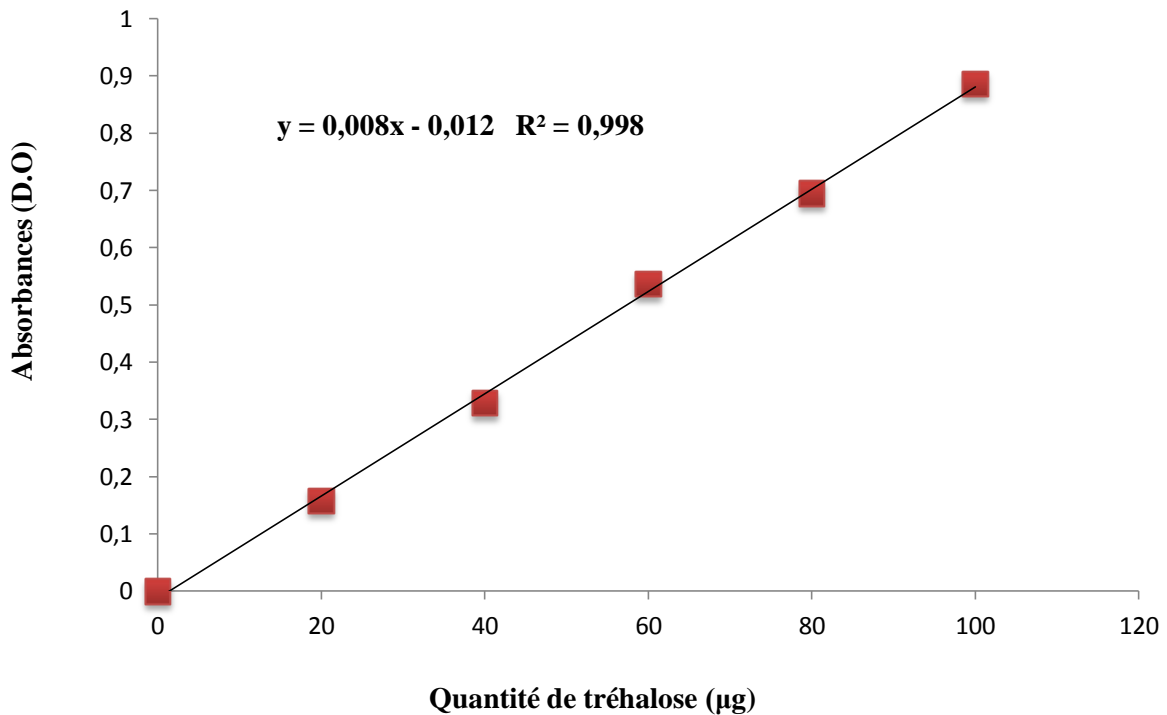
### 3.2. Effets du spiromesifen sur le taux de tréhalose corporel

Le spiromesifen est administré par application topique sur l'abdomen des pupes nouvellement exuviées aux doses CL<sub>10</sub> (21,45µg/µl) et CL<sub>25</sub> (39,53µg/µl). Les témoins sont traités par le solvant seul (1µl acétone-eau 50/50). L'effet de cet insecticide a été évalué sur le taux de tréhalose corporel au cours du développement nymphal de *D. melanogaster*.

Les concentrations du tréhalose ont été quantifiées à partir d'une courbe de référence (Tableau 14, Fig. 21).

**Tableau 14 :** Dosage du tréhalose total corporel: absorbances obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de tréhalose (µg).

Quantité de tréhalose (µg)	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,158	0,329	0,537	0,695	0,887



**Figure 22.** Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de tréhalose (µg) ( $R^2$ : coefficient de détermination).

Au cours du développement nymphal, le taux de tréhalose corporel des séries témoins diminue d'une manière très significative à 1 jour ( $p < 0,01$ ) et hautement significative à 2 jours ( $p < 0,001$ ). Inversement, ce taux augmente significativement au 3<sup>ème</sup> jour. Cette évolution est similaire chez les séries traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>). L'évolution du contenu en tréhalose montre une réduction significative entre les séries témoins et traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>) à 1, 2 et 3 jours ( $p < 0,05$ ) (Tableau 15, Fig. 22). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des effets âge ( $F_{3, 48} = 47,47$ ;  $p < 0,001$ ) et traitement ( $F_{2, 48} = 91,25$ ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs avec une interaction âge/traitement significatifs ( $F_{6, 48} = 2,40$ ;  $p = 0,044$ ) (Tableau 16).

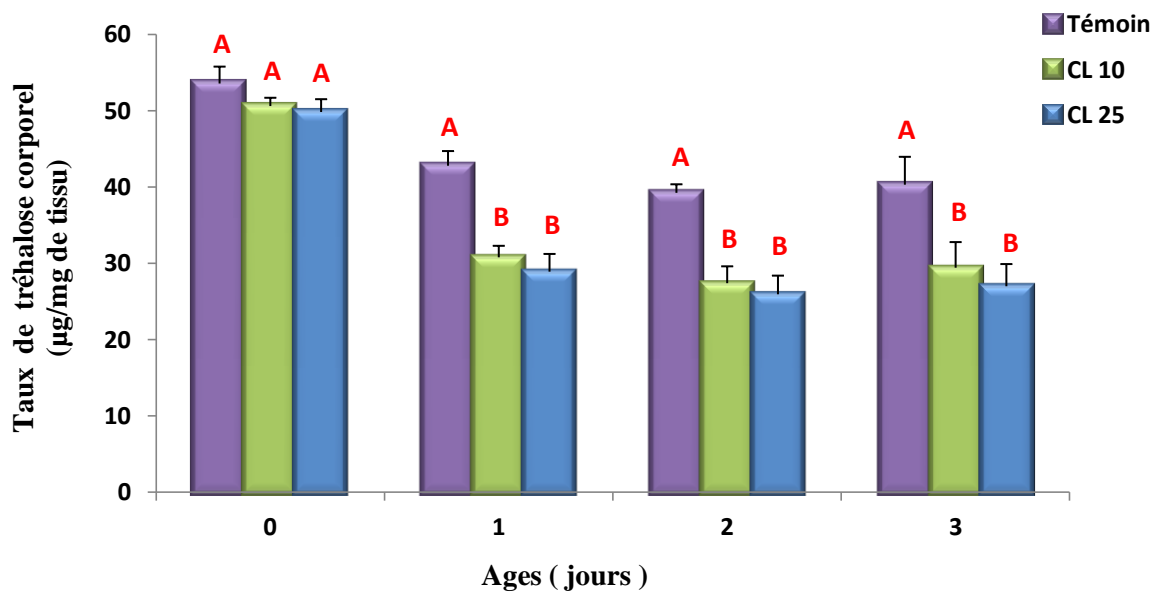
**Tableau 15 :** Taux de tréhalose corporel ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$  ;  $n= 5$  répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, celles suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	Ages (jours)			
	0	1	2	3
Témoin	53,58 $\pm$ 2,21 a A	42,80 $\pm$ 1,92 ab A	39,25 $\pm$ 1,11 ab A	40,32 $\pm$ 3,65 b A
CL <sub>10</sub>	50,62 $\pm$ 1,08 a A	30,80 $\pm$ 1,50 b B	27,41 $\pm$ 2,21 b B	29,44 $\pm$ 3,36 b B
CL <sub>25</sub>	49,84 $\pm$ 1,68 a A	28,92 $\pm$ 2,32 b B	25,96 $\pm$ 2,44 b B	27,01 $\pm$ 2,94 b B

**Tableau 16 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de tréhalose corporel ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Ages	3	1139,32	1139,32	47,47	<0,001***
Traitement	2	3284,96	3284,96	91,25	<0,001***
Interaction Ages X traitement	6	172,54	172,54	2,40	0,044*
Erreur résiduelle	48	432,00	432,00		
Totale	59	5028,82			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ; \* : significatif ( $p < 0,05$ ).



**Figure 23.** Evolution du taux de tréhalose corporel ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 5$  répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

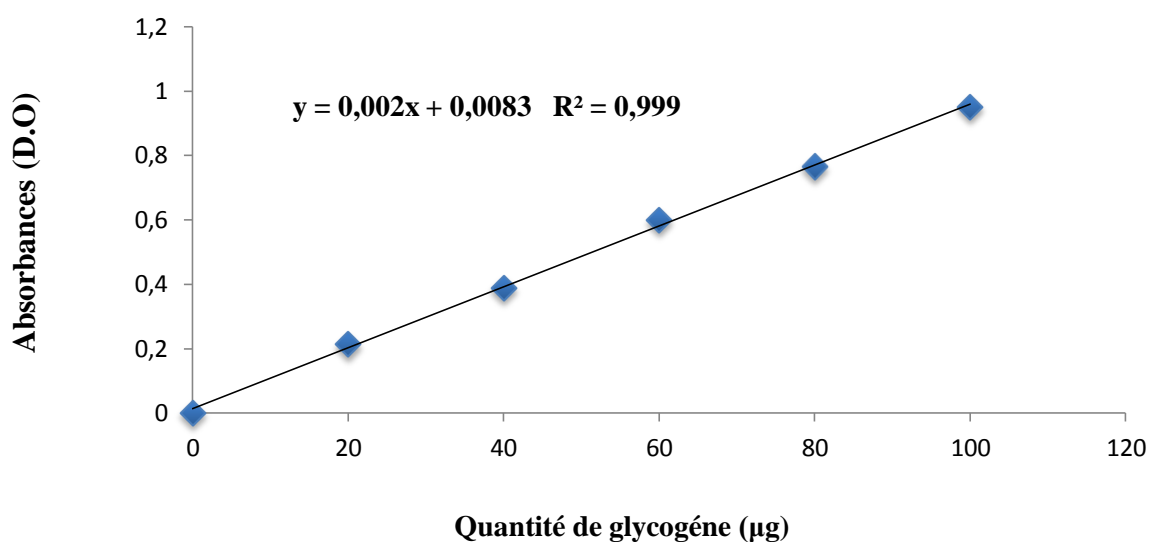
### 3.3. Effets du spiromesifen sur le taux de glycogène corporel

Le spiromesifen est administré par application topique sur l'abdomen des pupes nouvellement exuviées à eux doses sublétales ( $\text{CL}_{10}$ :  $21,45\mu\text{g}/\mu\text{l}$  d'acétone-eau 50/50 et  $\text{CL}_{25}$  :  $39,53\mu\text{g}/\mu\text{l}$ ). Un volume d'1  $\mu\text{l}$  est déposé sur chaque pupa, les témoins sont traités par le solvant seul (acétone-eau 50/50). L'effet de cet insecticide a été évalué à différents âges (0, 1, 2 et 3 jours) des pupes de *D. melanogaster*, sur le taux du glycogène corporel.

Les densités optiques (D.O) sont obtenues en fonction de la quantité de glycogène après la réalisation de la gamme d'étalonnage. Les concentrations du glycogène ont été quantifiées à partir de la courbe de référence ([Tableau 17, Fig. 23](#)).

**Tableau 17:** Dosage du glycogène total corporel: densités optiques obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glycogène ( $\mu\text{g}$ ).

Quantité de glycogène ( $\mu\text{g}$ )	0	100	200	300	400	500
Absorbances	0	0,209	0,41	0,622	0,812	0,995



**Figure 24.** Courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité du glycogène ( $\mu\text{g}$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).

Au cours du développement nymphal, le taux de glycogène des séries témoins diminue d'une manière significative à 1 jour ( $p < 0,05$ ) et hautement significative à 2 jours ( $p < 0,001$ ). Inversement, ce taux augmente significativement au 3<sup>ème</sup> jour. Aussi chez les séries traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>), le taux de glycogène diminue d'une manière significative à 1 et 2 jours ensuite ce taux augmente significativement au 3<sup>ème</sup> jour. L'évolution du contenu en glycogène présente une diminution significative en comparaison avec les séries témoins et traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>) ( $p < 0,05$ ) (Tableau 18, Fig. 24). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des effets âge et traitement hautement significatifs ( $p < 0,001$ ); l'interaction âge/traitement est non significative (Tableau 19).

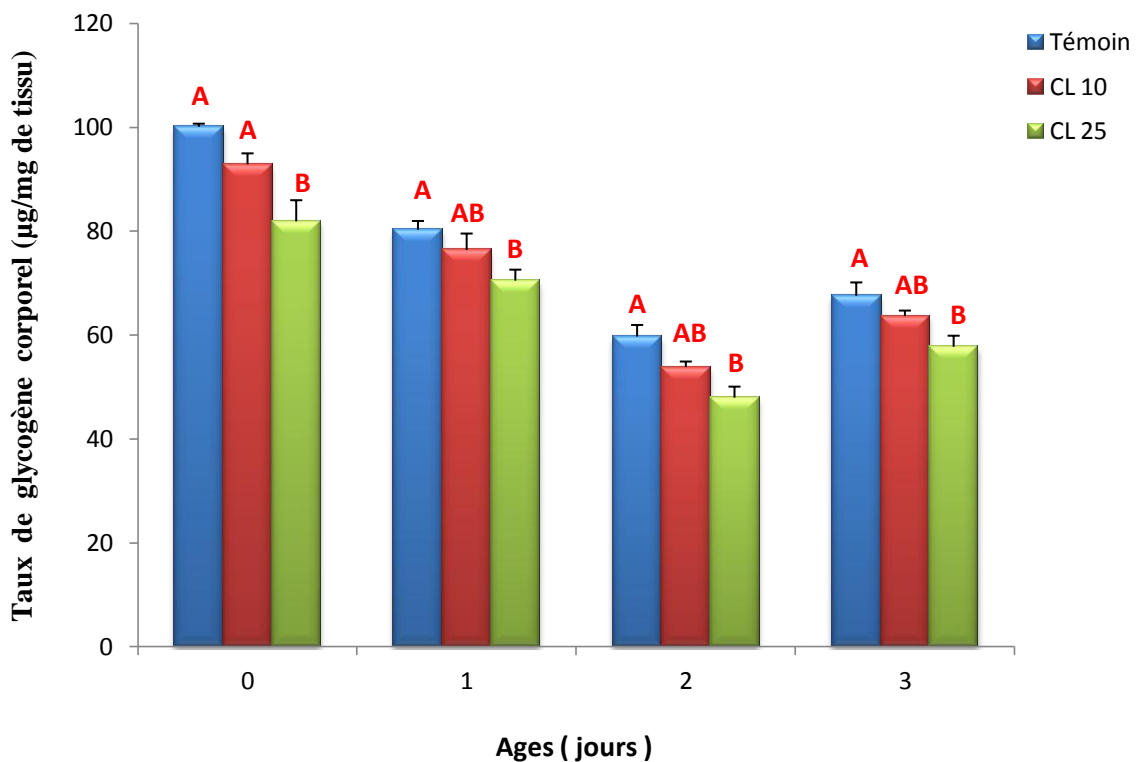
**Tableau 18:** Taux de glycogène corporel ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$  ;  $n= 5$  répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).

Traitement	Ages (jours)			
	0	1	2	3
Témoin	100,11 $\pm$ 0,59 a A	80,29 $\pm$ 1,68 b A	59,73 $\pm$ 2,22 c A	67,57 $\pm$ 2,57 d A
CL <sub>10</sub>	92,86 $\pm$ 2,13 a A	76,37 $\pm$ 3,18 b AB	53,84 $\pm$ 1,07 c AB	63,65 $\pm$ 1,07 d AB
CL <sub>25</sub>	81,90 $\pm$ 4,07 a B	70,49 $\pm$ 2,11 b B	47,96 $\pm$ 2,12 c B	57,76 $\pm$ 2,12 d B

**Tableau 19:** Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de glycogène chez les pupes de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	p
Ages	3	1549,0	774,5	30,17	<0,001***
Traitement	2	12093,2	4031,1	157,02	<0,001***
Interaction Ages X Traitement	6	125,0	20,8	0,81	0,566
Erreur résiduelle	48	1232,3	25,7		
Totale	59	14999,5			

DDL: degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; p: niveau de signification; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ )



**Figure 25.** Evolution du taux de glycogène corporel ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 5$  répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).

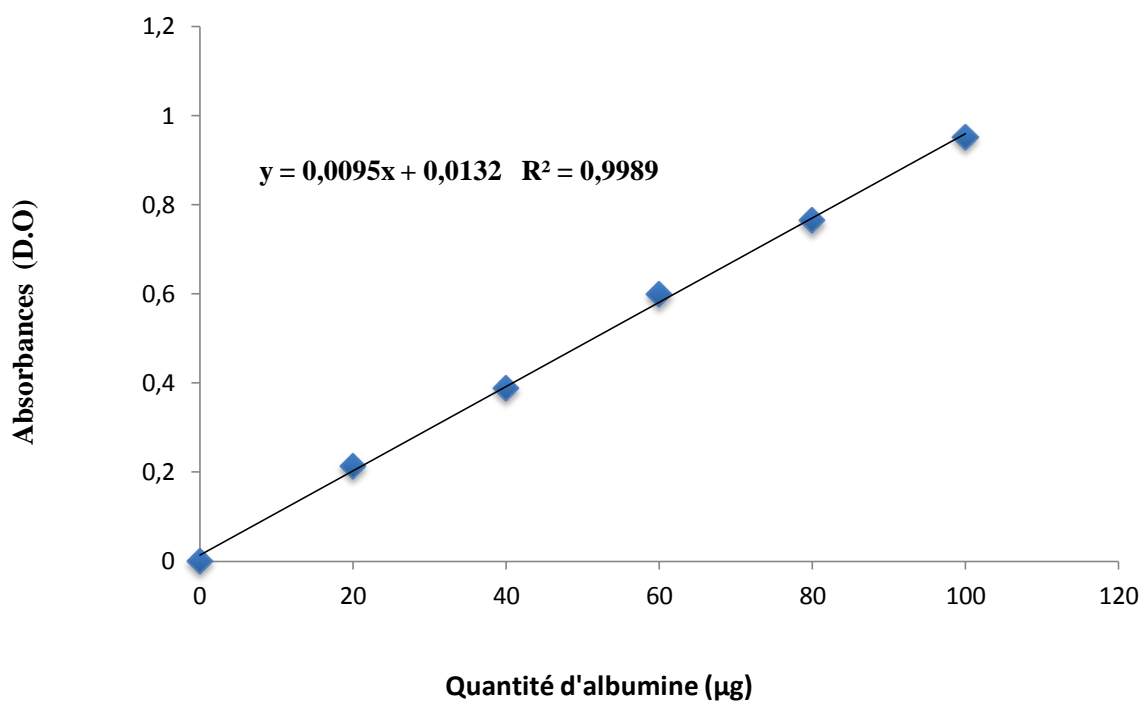
### 3.4. Effets du spiromesifen sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase

L'activité spécifique de la lactate déshydrogénase (LDH) a été estimée chez les séries témoins et traitées par application de la formule d'Audigié *et al.*, (1982), en utilisant les pentes des droites de régression, exprimant l'absorbance en fonction du temps (**Tableaux 21, 22, 23; Figs 26, 27, 28**). Les protéines sont quantifiées selon la méthode de Bradford (1976) à partir d'une courbe d'étalonnage exprimant l'absorbance en fonction de la quantité du standard l'albumine de sérum de bœuf (**Tableau 20, Fig. 25**).

Les résultats relatifs à l'activité spécifique de la LDH sont exprimés en micromoles par minute et par milligramme de protéines ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines).

**Tableau 20** : Effet *in vivo* du spiromesifen, administré par application topique sur les pupes nouvellement exuviées de *Drosophila melanogaster*, sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines). Dosage des protéines : densités optiques (D.O) obtenues à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ).

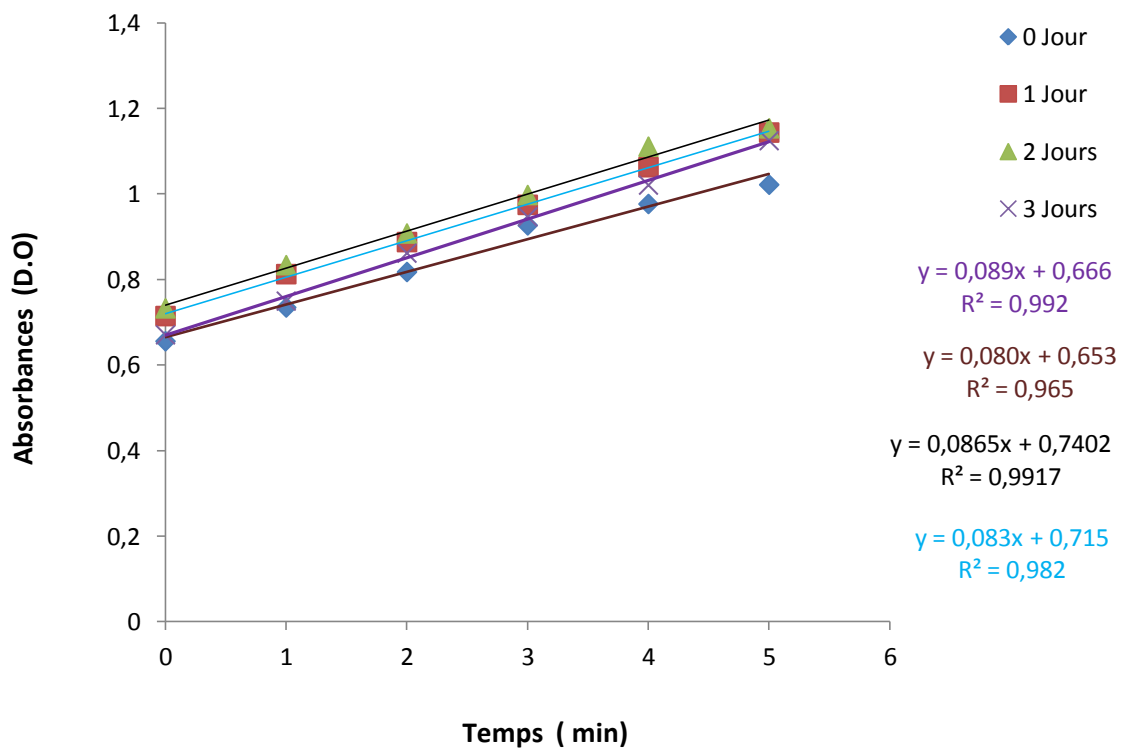
Quantité de protéines ( $\mu\text{g}$ )	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,213	0,389	0,599	0,765	0,951



**Figure 26.** Dosage des protéines : courbe de référence (droite étalon) exprimant l'absorbance à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ).

**Tableau 21** : Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes témoins de *D. melanogaster* : Absorbances en fonction du temps ( $m \pm SD$  ;  $n = 5$ ).

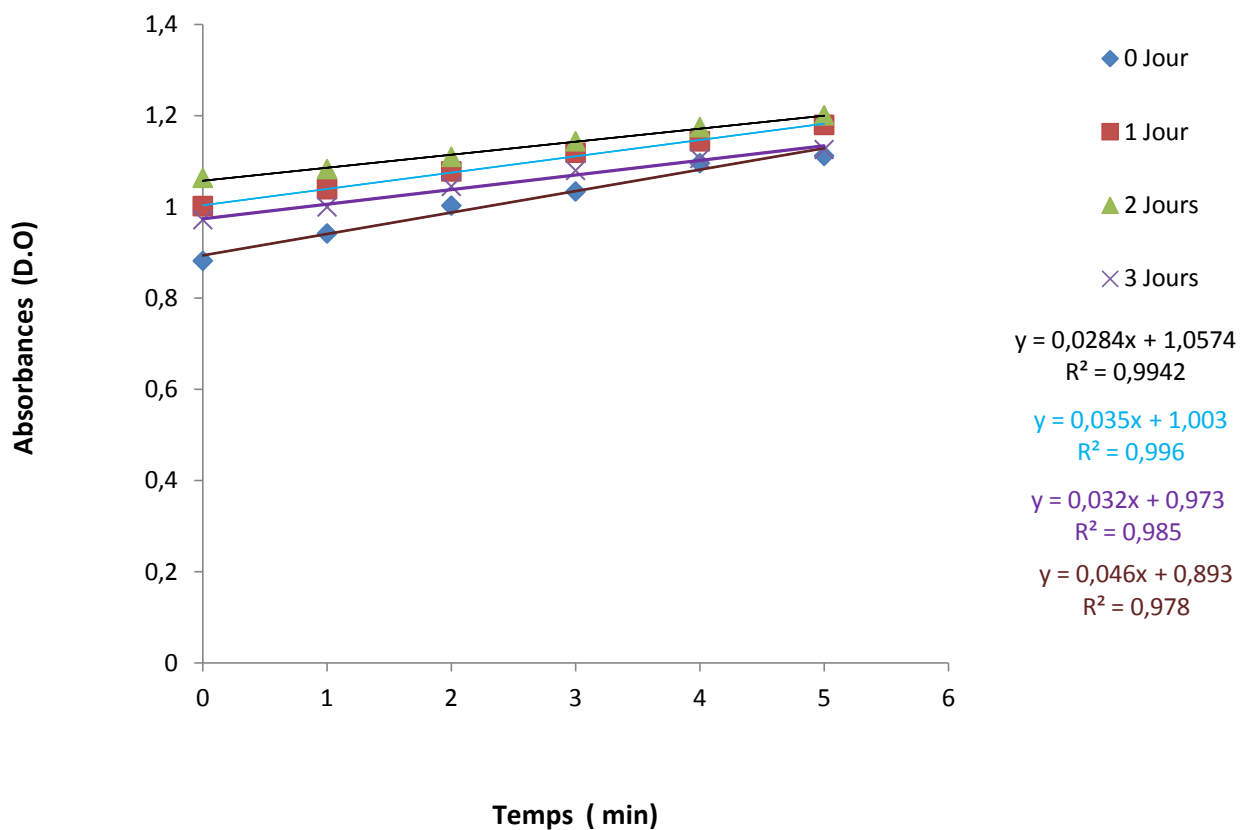
Temps (min)		0	1	2	3	4	5
Absorbances	0 Jour	0,622 $\pm$ 0,061	0,735 $\pm$ 0,066	0,844 $\pm$ 0,061	0,927 $\pm$ 0,071	0,977 $\pm$ 0,076	1,022 $\pm$ 0,083
	1 Jour	0,715 $\pm$ 0,102	0,813 $\pm$ 0,106	0,888 $\pm$ 0,121	0,925 $\pm$ 0,133	1,063 $\pm$ 0,135	1,144 $\pm$ 0,151
	2 Jours	0,733 $\pm$ 0,042	0,834 $\pm$ 0,033	0,908 $\pm$ 0,033	0,951 $\pm$ 0,023	1,117 $\pm$ 0,025	1,154 $\pm$ 0,041
	3 Jours	0,671 $\pm$ 0,064	0,750 $\pm$ 0,063	0,862 $\pm$ 0,043	0,909 $\pm$ 0,042	1,021 $\pm$ 0,053	1,125 $\pm$ 0,043



**Figure 27.** Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes témoins de *D. melanogaster* : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps ( $m \pm SD$ ;  $n = 5$ ) ( $R^2$  coefficient de détermination).

**Tableau 22:** Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées (CL<sub>10</sub>) de *D. melanogaster* : Absorbances en fonction du temps (m ± SD; n = 5).

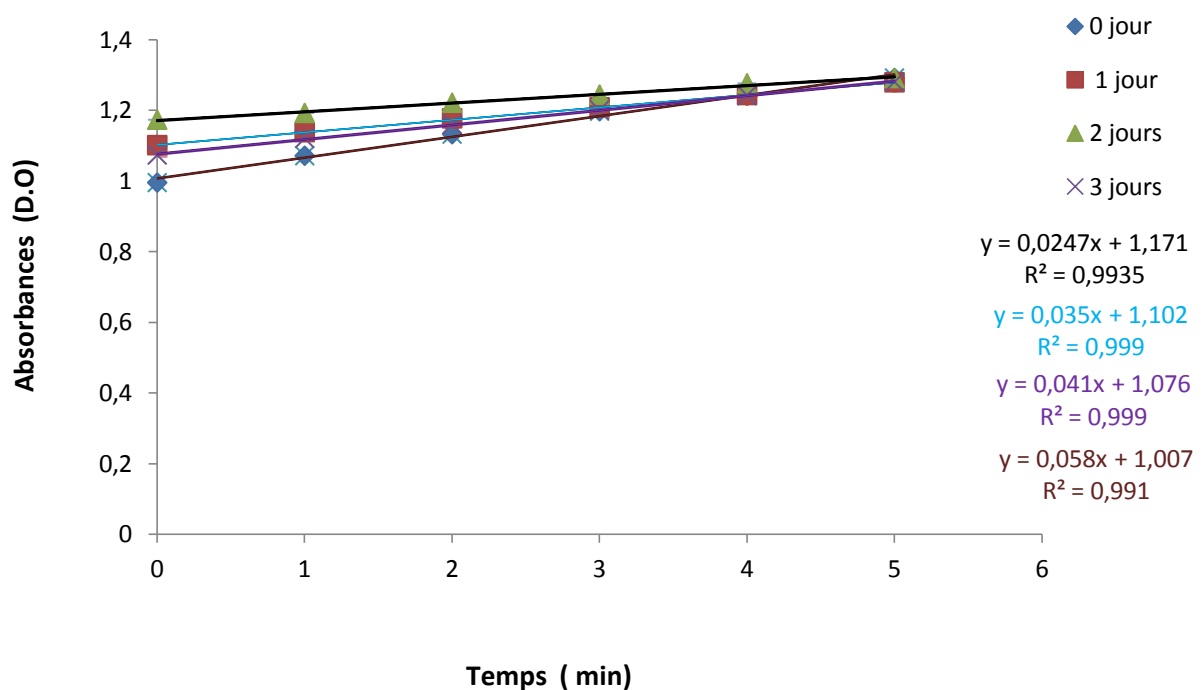
Temps (min)		0	1	2	3	4	5
Absorbances	0 Jour	0,881 ± 0,043	0,941 ± 0,044	1,012 ± 0,032	1,033 ± 0,057	1,055 ± 0,033	1,111 ± 0,061
	1 Jour	1,001 ± 0,007	1,038 ± 0,008	1,077 ± 0,005	1,118 ± 0,012	1,143 ± 0,025	1,179 ± 0,063
	2 Jours	1,113 ± 0,121	1,062 ± 0,114	1,093 ± 0,124	1,133 ± 0,124	1,154 ± 0,101	1,200 ± 0,107
	3 Jours	0,971 ± 0,061	0,990 ± 0,065	1,044 ± 0,047	1,099 ± 0,042	1,105 ± 0,055	1,125 ± 0,042



**Figure 28.** Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées (CL<sub>10</sub>) de *D. melanogaster* : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps (m ± SD ; n = 5) (R<sup>2</sup> coefficient de détermination).

**Tableau 23** : Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées (CL<sub>25</sub>) de *D. melanogaster* : Absorbances en fonction du temps (m ± SD ; n = 5).

Temps (min)		0	1	2	3	4	5
Absorbances	0 Jour	0,985 ±0,055	1,010± 0,044	1,132± 0,057	1,197± 0,061	1,241± 0,031	1,291± 0,065
	1 Jour	1,101± 0,063	1,138 ± 0,063	1,177± 0,058	1,208± 0,042	1,243± 0,044	1,279± 0,043
	2 Jours	1,133± 0,101	1,192± 0,113	1,211± 0,101	1,234 ± 0,111	1,276± 0,114	1,291± 0,118
	3 Jours	1,000 ±0,071	1,120 ± 0,074	1,160 ± 0,059	1,200 ± 0,058	1,222 ± 0,056	1,280 ± 0,048



**Figure 29.** Dosage de la lactate déshydrogénase chez les pupes traitées (CL<sub>25</sub>) de *D. melanogaster* : courbes de référence (droites étalon et équations des droites de régression) exprimant les absorbances en fonction temps (m ± SD; n = 5) (R<sup>2</sup> coefficient de détermination).

Chez les séries témoins, l'activité spécifique de la LDH (**Tableau 24, Fig.29**) présente un pic à 2 jours. L'activité spécifique de la LDH chez les séries traitées par le spiromesifen montre une évolution similaire à celle des témoins avec cependant une augmentation significative ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 25**) à tous les âges. De plus, on observe un effet dose-dépendant.

En effet, la comparaison des valeurs moyennes entre les séries témoins et traitées montre que le traitement avec le spiromesifen entraîne une augmentation hautement significative de l'activité spécifique de la LDH à 1, 2 et 3 jours après traitement (**Tableau 24, Fig. 29**).

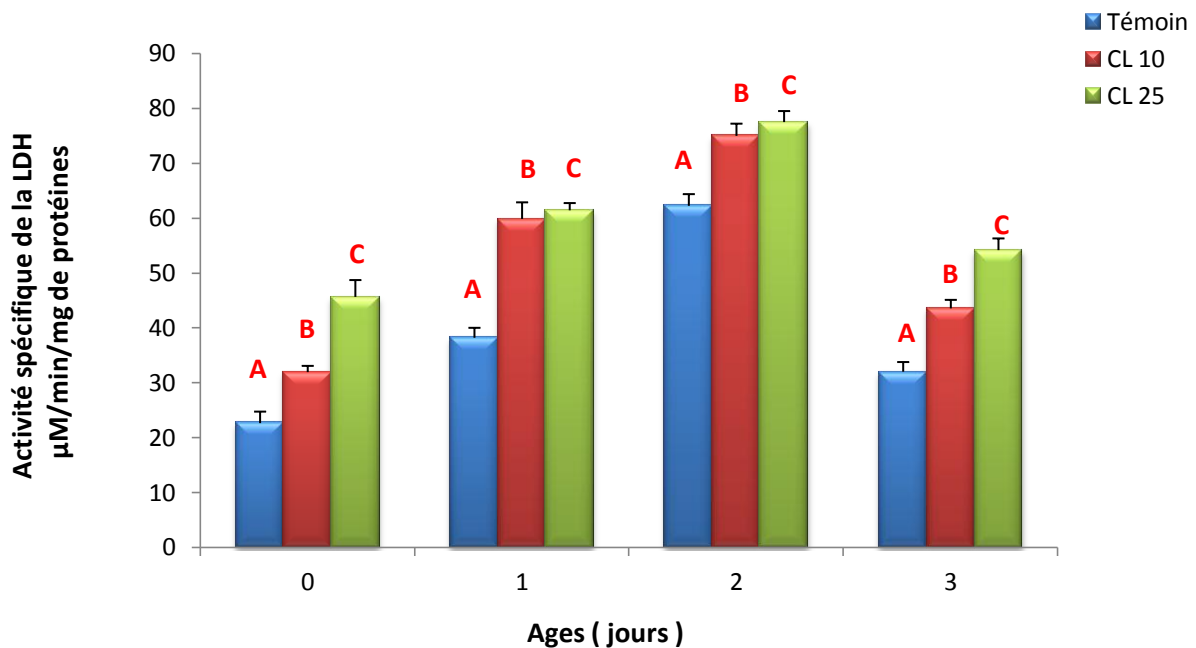
**Tableau 24 :** Effet du spiromesifen, administré par application topique sur les pupes nouvellement exuviées de *D. melanogaster* sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au cours du développement nymphal ( $m \pm \text{SD}$ ;  $n = 5$  répétitions chacune correspondant à un pool de 4 pupes, pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Traitement	Ages (jours)			
	0	1	2	3
Témoin	22,64 ± 2,10 a A	38,19 ± 1,81 b A	62,22 ± 2,13 c A	32,01 ± 1,76 d A
CL <sub>10</sub>	31,93 ± 1,14 a B	59,83 ± 3,02 b B	74,96 ± 2,22 c B	43,54 ± 1,55 d B
CL <sub>25</sub>	45,63 ± 3,07 a C	61,40 ± 1,32 b C	77,47 ± 2,01 c C	54,15 ± 2,13 d C

**Tableau 25:** Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au cours du développement nymphal.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	p
Ages	3	23107,0	23107,0	48603,57	<0,001***
Traitement	2	5734,7	5734,7	8041,63	<0,001***
Interaction Ages X Traitement	6	2356,9	2356,9	1652,49	<0,001***
Erreur résiduelle	48	11,4	11,4		
Totale	59	31210,0			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).



**Figure 30.** Effet du spiromesifen, sur l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 5$  répétitions de groupes de 4 pupes chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

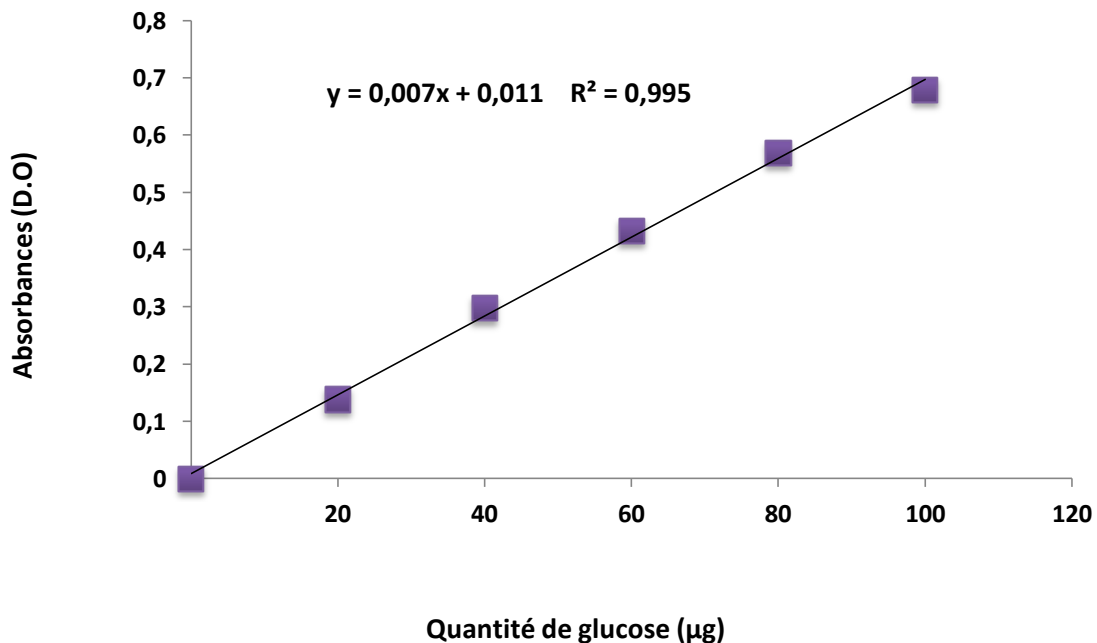
### 3.5. Effets du spiromesifen sur le taux des glucides totaux ovariens

L'effet du spiromesifen a été évalué à différents âges (0, 1, 2, 3 et 4 jours) des ovaires de *D. melanogaster*, sur le taux des glucides totaux ovariens, après application topique sur l'abdomen des pupes nouvellement exuviées aux doses ( $\text{CL}_{10}$ :  $21,45 \mu\text{g}/\mu\text{l}$  d'acétone-eau 50/50 et  $\text{CL}_{25}$ :  $39,53 \mu\text{g}/\mu\text{l}$ ). Un volume d' $1 \mu\text{l}$  est déposé sur chaque pupa, les témoins sont traités par le solvant seul (acétone-eau 50/50).

Les densités optiques obtenues en fonction de la quantité de glucose après la réalisation de la gamme d'étalonnage sont mentionnées dans le [tableau 26](#) et la [figure 30](#).

**Tableau 26** : Dosage des glucides totaux ovariens: **Absorbances** obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glucose ( $\mu\text{g}$ ).

Quantité de glucose ( $\mu\text{g}$ )	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,151	0,357	0,490	0,629	0,778



**Figure 31.** Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de glucose ( $\mu\text{g}$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).

Chez les séries témoins, le taux de glucides ovariens augmente d'une manière hautement significative ( $p < 0,001$ ) au cours de la maturation sexuelle; les séries traitées (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>) présentent une évolution similaire à celle des témoins. Le traitement provoque une réduction significative ( $p < 0,05$ ) des taux de glucides totaux des séries traitées comparativement aux témoins à tous les âges. De plus, il n'y a pas de différence significative ( $p > 0,05$ ) entre les deux doses testées (**Tableau 27, Fig. 31**). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des effets âge ( $F_{4, 60} = 107,70$  ;  $p < 0,001$ ) et traitement ( $F_{2, 60} = 28,27$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs, l'interaction âge/traitement est non significative ( $F_{8, 60} = 1,35$  ;  $p = 0,56$ ) (**Tableau 28**).

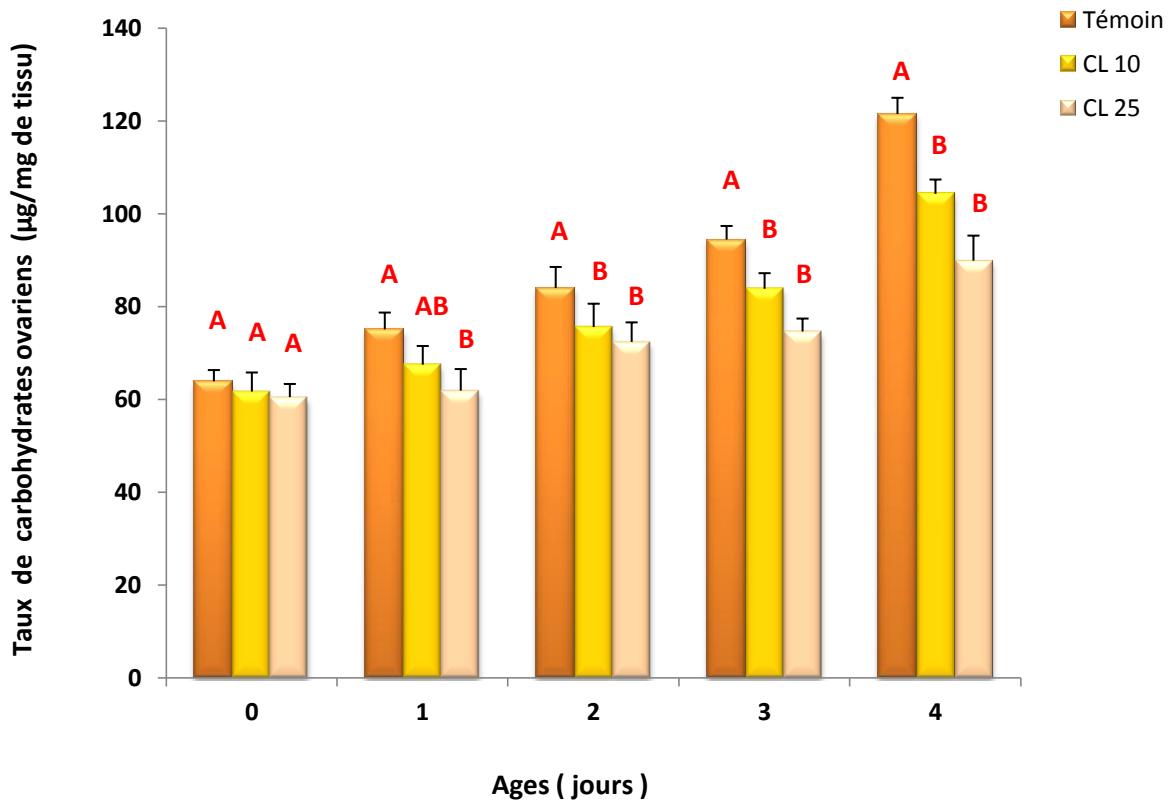
**Tableau 27 :** Taux de glucides totaux ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$  ;  $n= 5$  répétitions chacune correspondant à un pool de 5 ovaires ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).

Traitement	Ages (jours)				
	0	1	2	3	4
Témoin	135,25 $\pm$ 4,92 a A	151,25 $\pm$ 4,77b A	166,75 $\pm$ 4,21 bc A	174,21 $\pm$ 4,88 cd A	217,46 $\pm$ 3,91d A
CL <sub>10</sub>	131,25 $\pm$ 5,68 a A	141,65 $\pm$ 3,16b AB	144,95 $\pm$ 5,20 bc B	158,00 $\pm$ 4,19 bc B	205,26 $\pm$ 2,33 c B
CL <sub>25</sub>	127,05 $\pm$ 5,18 a A	136,25 $\pm$ 3,89b B	141,55 $\pm$ 2,88 bc B	155,40 $\pm$ 4,82 c B	199,25 $\pm$ 5,40 c B

**Tableau 28 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux de glucides totaux ovariens de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Ages	4	40341,5	10085,4	107,70	<0,001***
Traitement	2	5295,2	2647,6	28,27	<0,001***
Interaction Ages X traitement	8	1011,3	126,4	1,35	0,566
Erreur résiduelle	60	5618,4	93,6		
Totale	74	52266,4			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ; \* : significatif ( $p < 0,05$ ).



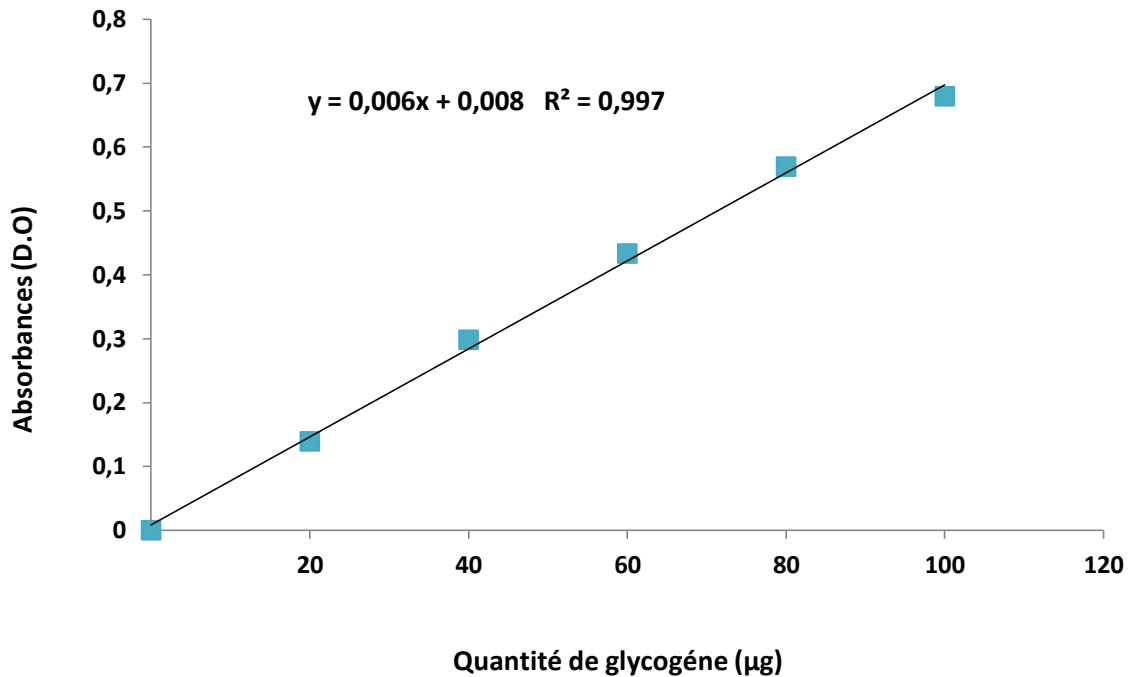
**Figure 32.** Evolution du taux de glucides totaux ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 5$  répétitions de groupes de 5 ovaires chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

### 3.6. Effets du spiromesifen sur le taux de glycogène ovarien :

L'effet du spiromesifen a été évalué sur le taux du glycogène dans les ovaires à différents âges (0, 1, 2, 3 et 4 jours) au cours de la maturation sexuelle de *D. melanogaster*. Les absorbances obtenues en fonction de la quantité de glycogène après la réalisation de la gamme d'étalonnage sont mentionnées dans le [tableau 29](#). Les concentrations du glycogène ont été quantifiées à partir de la courbe de référence ([Fig. 33](#)).

**Tableau 29 :** Dosage du glycogène ovarien: **Absorbances** obtenues à 620 nm en fonction de la quantité de glycogène ( $\mu\text{g}$ ).

Quantité de glycogène ( $\mu\text{g}$ )	0	20	40	60	80	100
Absorbances	0	0,139	0,298	0,433	0,569	0,679



**Figure 33.** Courbe de référence exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité du glycogène ( $\mu\text{g}$ ) ( $R^2$ : coefficient de détermination).

Chez les séries témoins, le taux de glycogène ovariens augmente d'une manière hautement significative ( $p < 0,001$ ) au cours de la maturation sexuelle. Chez les séries traitées ( $\text{CL}_{10}$  et  $\text{CL}_{25}$ ) l'évolution est similaire à celle des témoins. Le traitement au spiromesifen aux deux doses provoque une réduction significative ( $p < 0,05$ ) du taux de glycogène chez les séries traitées comparativement aux témoins et ceci à tous les âges (**Tableau 30; Fig. 34**). L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des effets âge ( $F_{4, 60} = 308,48$  ;  $p < 0,001$ ) et traitement ( $F_{2, 60} = 116,86$  ;  $p < 0,001$ ) ainsi qu'une interaction âge X traitement ( $F_{8, 60} = 1,35$  ;  $p = 10,23$ ) hautement significatifs ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 31**).

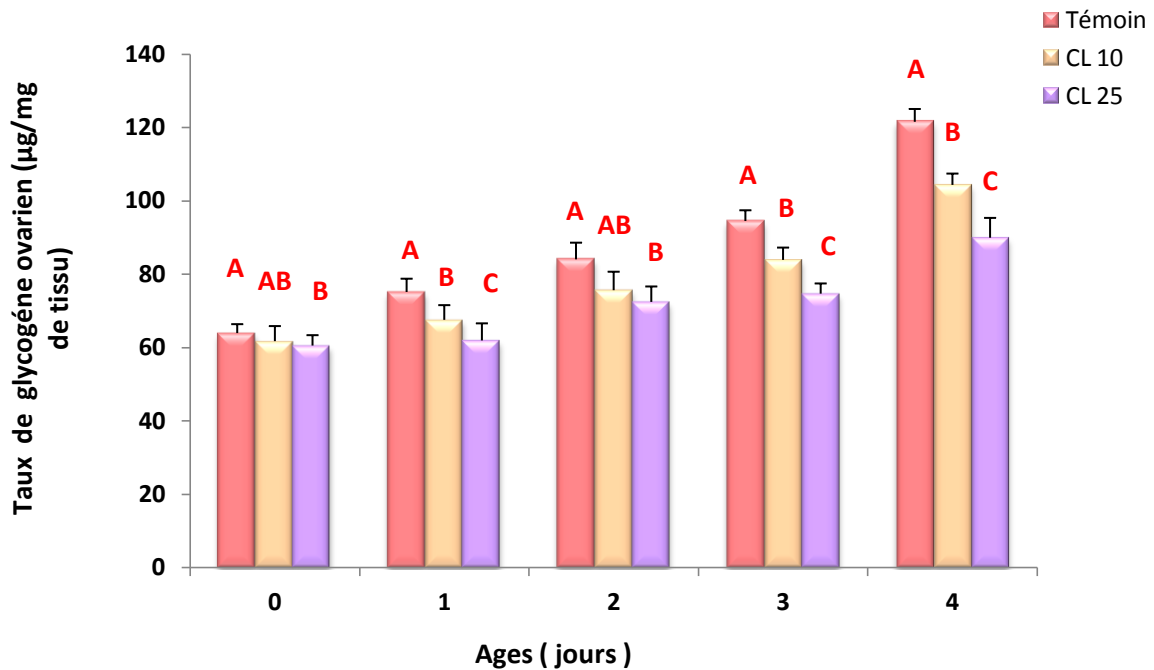
**Tableau 30** : Taux de glycogène ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) au cours du développement nymphal de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$  ;  $n= 5$  répétitions chacune correspondant à un pool de 5 ovaires ; pour un même traitement, les moyennes suivies d'une même lettre en minuscule ne sont pas significativement différentes, tandis que pour un même âge, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ) (Les séries traitées au jour zéro ont été dosées 6 heures après).

Traitement	Ages (jours)				
	0	1	2	3	4
Témoin	63,85 $\pm$ 2,43 <b>a</b> A	75,05 $\pm$ 3,62 <b>b</b> A	83,95 $\pm$ 4,55 <b>bc</b> A	94,4 $\pm$ 2,93 <b>d</b> A	121,46 $\pm$ 3,49 <b>e</b> A
CL <sub>10</sub>	61,65 $\pm$ 4,11 <b>a</b> AB	67,45 $\pm$ 4,02 <b>b</b> B	75,55 $\pm$ 5,03 <b>bc</b> AB	83,80 $\pm$ 3,36 <b>d</b> B	104,25 $\pm$ 3,09 <b>d</b> B
CL <sub>25</sub>	60,45 $\pm$ 2,83 <b>a</b> B	61,85 $\pm$ 4,65 <b>b</b> C	72,35 $\pm$ 4,21 <b>b</b> B	74,60 $\pm$ 2,78 <b>c</b> C	89,85 $\pm$ 5,40 <b>c</b> C

**Tableau 31** : Analyse de la variance à deux critères de classification (âge, traitement) des données sur le taux du glycogène ovarien de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Ages	4	16861,6	4215,4	308,48	<0,001***
Traitement	2	3193,7	1596,9	116,86	<0,001***
Interaction Ages X Traitement	8	1118,6	139,8	10,23	<0,001***
Erreur résiduelle	60	819,9	13,7		
Totale	74	21993,7			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).



**Figure 34.** Evolution du taux de glycogène ovariens ( $\mu\text{g}/\text{mg}$  de tissu) de *D. melanogaster* ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 5$  répétitions de groupes de 5 ovaires chacun; pour un même âge les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

### 3.7. Effet du spiromesifen sur le développement et la descendance

Dans nos conditions expérimentales (température  $25^{\circ}\text{C}$ , humidité relative à 75% photopériode 12h lumière/12h obscurité), les adultes nouvellement émergés issus des séries témoins et traitées ( $\text{CL}_{10}$  et  $\text{CL}_{25}$ ) ont été prélevés, séparés selon leur sexe et placés dans des tubes d'élevage suivant les combinaisons suivantes :

**Couples 1:  $\text{M}_T \times \text{F}_T$  :** Mâles Témoins X Femelles Témoins

**Couples 2:  $\text{M}_T \times \text{F}_{\text{CL}_{10}}$  :** Mâles Témoins X Femelles  $\text{CL}_{10}$

**Couples 3:  $\text{M}_{\text{CL}_{10}} \times \text{F}_T$  :** Mâles  $\text{CL}_{10}$  X Femelles Témoins

**Couples 4:  $\text{M}_T \times \text{F}_{\text{CL}_{25}}$  :** Mâles Témoins X Femelles  $\text{CL}_{25}$

**Couples 5:  $\text{M}_{\text{CL}_{25}} \times \text{F}_T$  :** Mâles  $\text{CL}_{25}$  X Femelles Témoins

**Couples 6:  $\text{M}_{\text{CL}_{25}} \times \text{F}_{\text{CL}_{10}}$  :** Mâles  $\text{CL}_{25}$  X Femelles  $\text{CL}_{10}$

**Couples 7:  $\text{M}_{\text{CL}_{10}} \times \text{F}_{\text{CL}_{25}}$  :** Mâles  $\text{CL}_{10}$  X Femelles  $\text{CL}_{25}$

Les résultats obtenus sur les 7 couples étudiés, ont permis non seulement de déterminer l'impact du spiromesifen sur la durée de vie des différents stades de développement de *D. melanogaster* mais aussi d'évaluer son effet sur la descendance de chaque couple étudié.

Le paramètre étudié dans la première partie correspond à la durée moyenne d'heures et jours pendant laquelle le stade embryonnaire, larvaire avec ses trois phases (L1, L2 et L3) et le stade nymphal se développent.

Les durées du développement embryonnaire, larvaire et nymphal des séries traitées et témoins sont indiquées dans **les tableaux 32, 34 et 36**.

La comparaison des moyennes de la durée du développement embryonnaire indique l'existence d'un effet croisement hautement significative ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 33**) entre la série témoin et les séries traitées, après l'éclosion des œufs déposés par les femelles sur les milieux de culture, on observe 3 stades larvaires (L1, L2 et L3) qui mettent en moyenne  $4,70 \pm 0,04$  jours pour se développer (**Tableau 34**), l'analyse de la variance du développement des différents stades larvaires révèle un effet croisement, stade et une interaction croisement-stade hautement significative ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 35**), Le troisième stade larvaire s'achève par une phase au bout de laquelle la larve arrête de se nourrir et de se déplacer, elle va s'immobiliser et marque ainsi le début de la phase prépupal auquel succède le stade pupal qui dure en moyenne  $4,08 \pm 0,05$  jours, l'analyse de la variance révèle un effet croisement hautement significatif ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 37**).

La comparaison des moyennes, réalisée par le test *t* de Student, révèle une différence significative ( $P < 0,05$ ), qui se traduit par le prolongement de la durée de développement des traités comparativement aux témoins.

Quelque soit le stade de développement (embryonnaire, larvaire ou nymphale), on constate toujours que l'effet est plus marquant quand les deux sexes sont traités à la fois et la forte dose est attribuée à la femelle (**M** CL<sub>10</sub> x **F** CL<sub>25</sub>) ce qui montre sa sensibilité.

**Tableau 32 :** Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g/pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale ou adultes de *D. melanogaster* sur **la durée du développement embryonnaire** ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 10$  couples; Comparaison des moyennes des différents couples pour un même stade traité. Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ).

Durée du développement embryonnaire (heures)	Croisement						
	♂ T x ♀ T	♂ CI10 x ♀ T	♂ CI25 x ♀ T	♀ CI10 x ♂ T	♀ CI25 x ♂ T	♀ CI10 x ♂ CI25	♀ CI25 x ♂ CI10
Après traitement des pupes	23,64±0,04 <b>a</b>	24,58±0,06 <b>b</b>	25,84 ± 0,10 <b>c</b>	27,02 ± 0,06 <b>de</b>	32,70 ± 0,09 <b>de</b>	40,68 ± 0,09 <b>e</b>	47,54 ± 0,10 <b>e</b>
Après traitement des adultes	23,78± 0,06 <b>a</b>	24,80 ± 0,10 <b>b</b>	25,86 ± 0,09 <b>c</b>	27,24 ± 0,06 <b>de</b>	33,04±0,10 <b>de</b>	40,94±0,07 <b>e</b>	47,84 ± 0,08 <b>e</b>

**Tableau 33 :** Analyse de la variance à deux critères de classification (croisement et stade) des données sur la durée du développement embryonnaire de *D. melanogaster* .

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	5080,25	846,71	365,39	<0,001***
stade	1	0,80	0,80	0,35	0,558
Croisement x Stade	6	0,17	0,03	0,01	1,000
Erreur	56	129,77	2,32		
total	69	5211,00			

*DDL* : degré de liberté ; *SCE* : somme des carrés des écarts ; *CM* : carré moyen ; *F<sub>obs</sub>* : *F* observé ; *P* : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ;

**Tableau 34 :** Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g/pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale et adultes de *D. melanogaster* sur **la durée du développement larvaire (L1, L2 et L3)** ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 10$  couples; Comparaison des moyennes des différents couples pour un même stade du développement. Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes ( $p > 0,05$ ).

Durée du développement larvaire (jours)	Croisement						
	♂ T x ♀ T	♂ CI10 x ♀ T	♂ CI25 x ♀ T	♀ CI10 x ♂ T	♀ CI25 x ♂ T	♀ CI10 x ♂ CI25	♀ CI25 x ♂ CI10
Après traitement des pupes	4,70 $\pm$ 0,04 <b>a</b>	5,23 $\pm$ 0,06 <b>b</b>	5,24 $\pm$ 0,05 <b>c</b>	5,55 $\pm$ 0,05 <b>d</b>	5,69 $\pm$ 0,08 <b>e</b>	5,77 $\pm$ 0,07 <b>e</b>	5,61 $\pm$ 0,09 <b>f</b>
Après traitement des adultes	4,65 $\pm$ 0,03 <b>a</b>	5,55 $\pm$ 0,05 <b>b</b>	5,57 $\pm$ 0,07 <b>c</b>	5,64 $\pm$ 0,04 <b>c</b>	5,70 $\pm$ 0,06 <b>d</b>	5,79 $\pm$ 0,06 <b>e</b>	5,67 $\pm$ 0,08 <b>f</b>

**Tableau 35:** Analyse de la variance à deux critères de classification (Croisement et stade) des données sur la durée du développement des stades larvaires de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	8,29383	1,38231	14772,73	<0,001***
stade	1	0,20846	0,20846	2227,85	<0,001***
Croisement X stade	6	0,36046	0,06008	642,04	<0,001***
Erreur	56	0,00524	0,00009		
Total	69	8,86799			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 36 :** Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g/pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale de *D. melanogaster* sur la durée du développement du stade nymphal ( $m \pm \text{SD}$ ,  $n = 10$  couples; pour un même stade les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Durée du développement nymphale (jours)	Croisement						
	♂ T x ♀ T	♂ CI10 x ♀ T	♂ CI25 x ♀ T	♀ CI10 x ♂ T	♀ CI25 x ♂ T	♀ CI10x♂CI25	♀ CI25x♂CI10
Après traitement des pupes	4,08 $\pm$ 0,05 <b>a</b>	4,24 $\pm$ 0,07 <b>b</b>	4,35 $\pm$ 0,10 <b>c</b>	4,52 $\pm$ 0,07 <b>d</b>	4,69 $\pm$ 0,06 <b>e</b>	4,78 $\pm$ 0,09 <b>f</b>	5,09 $\pm$ 0,11 <b>g</b>
Après traitement des adultes	4,10 $\pm$ 0,04 <b>a</b>	4,27 $\pm$ 0,08 <b>b</b>	4,40 $\pm$ 0,10 <b>c</b>	4,55 $\pm$ 0,05 <b>d</b>	4,71 $\pm$ 0,07 <b>e</b>	4,80 $\pm$ 0,06 <b>f</b>	5,14 $\pm$ 0,09 <b>g</b>

**Tableau 37:** Analyse de la variance à deux critères de classification (Croisement et stade) des données sur la durée du développement des stades nymphal de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	7,29791	1,21632	12520,92	<0,001***
Stade	1	0,01792	0,01792	184,47	<0,001***
Croisement X stade	6	0,00304	0,00051	5,22	<0,001***
Erreur	56	0,00544	0,00010		
Total	69	7,32431			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

Le traitement avec le spiromesifen en application topique sur les pupes ainsi que les adultes nouvellement éxuviées affecte la descendance des couples issus des traitements aux doses sublétales (CL<sub>10</sub> et CL<sub>25</sub>). Les résultats sont mentionnés dans les **tableaux 38 et 39**.

Chez les séries témoins le nombre d'œufs pondus est de 85,58±4,99 œufs/femelle. Ce nombre diminue significativement ( $p < 0,001$ ) par le spiromesifen et atteint des valeurs respectives de 74,00±1,76; 75,22±1,86; 73,02±2,09; 65,50±2,02; 50,94±2,56; 52,00±2,49 (après traitement des pupes) (**Tableau 38**) et 74,48±3,41 ; 71,76±1,88 ; 71,40±2,06 ; 63,52±1,42 ; 51,72±2,31 ; 49,50±2,48 (après traitement des adultes) (**Tableau 39**) pour les couples ♂ CI10 x ♀ Témoin; ♂ CI25 x ♀ Témoin; ♀ CI10 x ♂ Témoin; ♀ CI25 x ♂ Témoin; ♀ CI10 x ♂ CI25 ; ♀ CI25 x ♂ CI10. L'analyse de la variance révèle un effet croisement hautement significatif ( $F_{6, 56} = 42,84$ ;  $p < 0,001$ ), l'interaction croisement X stade est non significative ( $F_{6, 56} = 0,04$  ;  $p > 0,05$ ).

Le nombre de **larves** (L3) et de **pupes**, chez les séries témoins, est de l'ordre de 84,24±4,71 et 83,60±5,23 respectivement. L'effet du traitement sur le nombre moyen des **larves** de troisième stade (L3) et des **pupes** issues de la dernière mue larvaire montre une évolution similaire après traitement des pupes et des adultes d'où on observe une réduction significative ( $p < 0,05$ ) par rapport à la série témoin. Les valeurs, chez le couple où le male et la femelle sont issues d'un traitement aux deux doses sublétales (♀ CI25 x ♂ CI10), diminuent significativement, pour atteindre 49,40±2,51 (après traitement des pupes), 47,40±2,31 (après traitement des adultes) pour larves (L3) et 46,46±2,48 (après traitement des pupes), 46,86±2,64 (après traitement des adultes) pour les pupes. L'analyse de la variance révèle un effet croisement hautement significatif ( $F_{6, 56} = 40,14$  ;  $p < 0,001$ ) et ( $F_{6, 56} = 43,31$  ;  $p < 0,001$ ) pour le nombre de larves (L3) et de pupes respectivement, l'interaction croisement X stade est non significative ( $p > 0,05$ ).

Le nombre total des femelles émergées est significativement élevé comparativement aux mâles ( $p < 0,5$ ), le nombre des **males** et **femelles** émergés présente une réduction significative (Males:  $F_{(6, 56)} = 40,63$ ,  $p < 0,001$ ; Femelles:  $F_{(6, 56)} = 40,98$ ,  $p < 0,001$ ) chez le reste des combinaisons comparativement aux témoins d'où le couple ♀ CI25 x ♂ CI10 est toujours le plus affecté.

**Tableau 38 :** Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g/pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation nymphale de *D. melanogaster* sur la descendance ( $m \pm SD$ ,  $n = 10$  couples; pour un même stade de développement les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

	Œufs	Larves (L3)	Pupes	Mâles	Femelles	Sex-ratio
♂Témoinx♀Témoin	85,58±4,99 <b>a</b>	84,24±4,71 <b>a</b>	83,60±5,23 <b>a</b>	38,94±2,76 <b>a</b>	43,02±2,45 <b>a</b>	0,90±0,019 <b>a</b>
♂ CI10 x ♀ Témoin	74,00±1,76 <b>ab</b>	73,44±2,94 <b>ab</b>	71,46±3,04 <b>ab</b>	32,56±1,69 <b>ab</b>	36,82±1,45 <b>ab</b>	0,88±0,013 <b>a</b>
♂ CI25 x ♀ Témoin	75,22±1,86 <b>ab</b>	72,30±1,82 <b>ab</b>	70,48±1,78 <b>b</b>	32,48±0,86 <b>ab</b>	36,14±0,89 <b>b</b>	0,90±0,013 <b>a</b>
♀CI10 x ♂ Témoin	73,02±2,09 <b>b</b>	69,22±1,97 <b>b</b>	67,66±1,86 <b>b</b>	30,60±0,85 <b>b</b>	35,18±0,85 <b>b</b>	0,87±0,018 <b>a</b>
♀CI25 x ♂ Témoin	65,50±2,02 <b>b</b>	61,52±2,25 <b>bc</b>	59,42±2,25 <b>bc</b>	26,78±1,08 <b>bc</b>	30,46±1,16 <b>bc</b>	0,88±0,018 <b>a</b>
♀CI10 x ♂CI25	50,94±2,56 <b>c</b>	47,70±2,30 <b>cd</b>	47,44±2,13 <b>c</b>	20,06±0,69 <b>cd</b>	25,12 ±1,27 <b>c</b>	0,85±0,019 <b>a</b>
♀CI25 x ♂CI10	52,00±2,49 <b>c</b>	49,40±2,51 <b>d</b>	46,46±2,48 <b>c</b>	20,74 ±1,38 <b>d</b>	24,28±1,42 <b>c</b>	0,83±0,021 <b>a</b>

**Tableau 39 :** Effet du spiromesifen ( $\mu\text{g/pupe}$ ) administré par application topique à l'exuviation adulte de *D. melanogaster* sur la descendance ( $m \pm SD$ ,  $n = 10$  couples; pour un même stade de développement les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

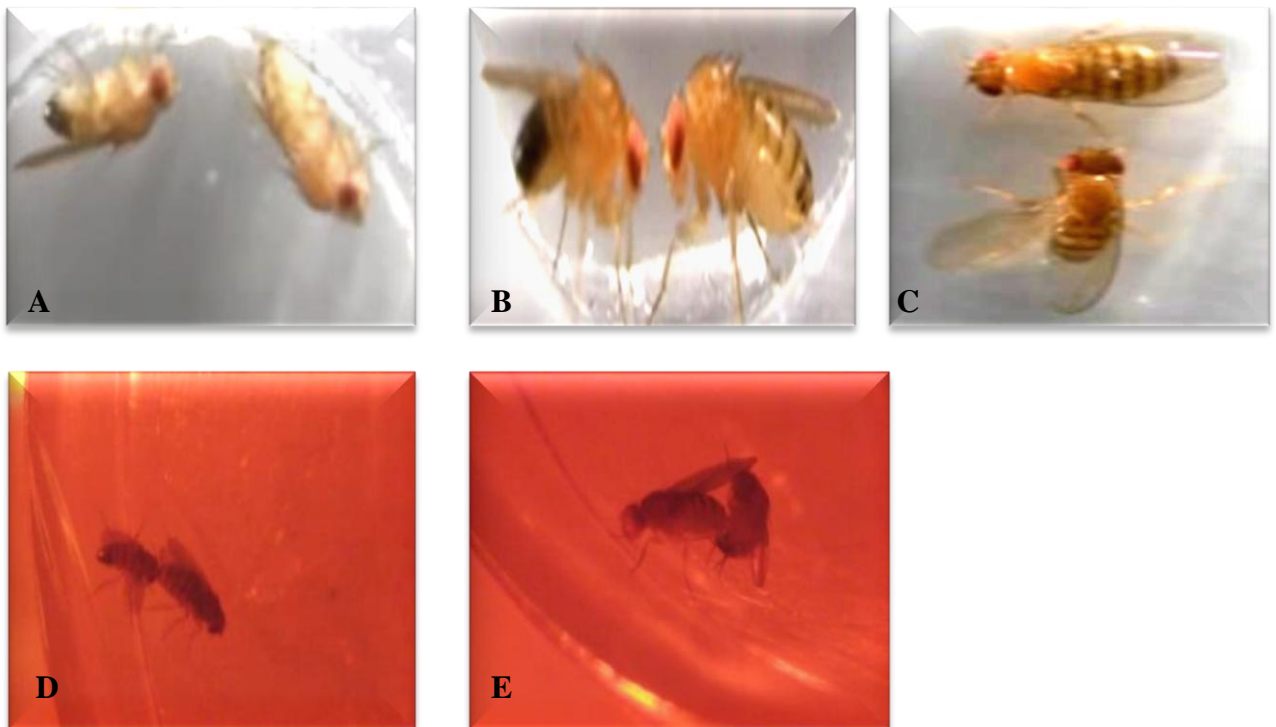
	Œufs	Larves (L3)	Pupes	Mâles	Femelles	Sex-ratio
♂Témoinx♀Témoin	84,96±4,96 <b>a</b>	84,24±4,51 <b>a</b>	82,52±5,11 <b>a</b>	37,92±2,80 <b>a</b>	42,34 ±2,71 <b>a</b>	0,89±0,019 <b>a</b>
♂ CI10 x ♀ Témoin	74,48±3,41 <b>ab</b>	71,44±2,84 <b>ab</b>	70,78±3,01 <b>ab</b>	32,16±1,63 <b>ab</b>	36,60±1,50 <b>ab</b>	0,87± 0,011 <b>a</b>
♂ CI25 x ♀ Témoin	71,76±1,88 <b>ab</b>	70,30±1,82 <b>ab</b>	69,80±1,77 <b>ab</b>	31,88±0,84 <b>ab</b>	35,76±1,00 <b>ab</b>	0,89 ±0,018 <b>a</b>
♀CI10 x ♂ Témoin	71,40±2,06 <b>b</b>	67,22±1,97 <b>b</b>	67,06±1,90 <b>b</b>	30,14±0,95 <b>b</b>	34,86±1,05 <b>b</b>	0,86 ±0,020 <b>a</b>
♀CI25 x ♂ Témoin	63,52±1,42 <b>bc</b>	64,52±2,15 <b>bc</b>	59,08±2,20 <b>bc</b>	26,72±1,15 <b>bc</b>	30,16 ±1,22 <b>bc</b>	0,88 ±0,018 <b>a</b>
♀CI10 x ♂CI25	51,72±2,31 <b>cd</b>	49,70±2,30 <b>c</b>	46,98±1,99 <b>cd</b>	20,56± 0,44 <b>cd</b>	23,96 ±1,16 <b>c</b>	0,83 ±0,022 <b>a</b>
♀CI25 x ♂CI10	49,50±2,48 <b>d</b>	47,40±2,31 <b>c</b>	46,86±2,64 <b>d</b>	19,16±1,52 <b>d</b>	24,50±1,72 <b>c</b>	0,81±0,023 <b>a</b>

### 3.8. Effets sur le comportement sexuel

Les résultats des expériences effectuées sur des femelles vierges et des mâles isolés depuis leur émergence jusqu'au jour du test, ont permis d'observer une succession d'étapes bien déterminées et invariables que le mâle accomplit afin de s'accoupler. On a aussi remarqué que les séquences de la parade sont absolument indispensables pour que les drosophiles s'accouplent.

#### 3.8.1. Description des différentes étapes du comportement sexuel

Le déroulement de la parade sexuelle se fait en 5 phases bien distinctes depuis le moment de l'introduction des deux partenaires dans la boîte d'accouplement jusqu'à l'accomplissement. Dans la boîte de test, le mâle s'oriente (Fig. 35A) vers la femelle, ensuite il établit le premier contact avec ses pattes antérieures (Fig. 35B). Après le premier contact, le mâle suit la femelle en faisant vibrer une de ses ailes produisant un chant de parade (Fig. 35C), ensuite, le mâle tourne en cercle autour d'elle et lui lèche son génitalia avec sa trompe (Fig. 35D). Finalement, le mâle copule en tendant son abdomen et son génitalia vers celui de la femelle (Fig. 35E).



**Figure 35.** Les différentes étapes de la parade sexuelle (A : Orientation ; B : Premier contact ; C : Vibration ; D : Léchage ; E : accouplement).

## 3.8.2. Durée Séquences du comportement sexuel en lumière blanche et rouge

Sur les 30 accouplements effectués par les adultes survivants au traitement des pupes et des adultes pour chaque traitement, nos observations indiquent que c'est toujours le mâle qui se dirige vers la femelle quelque soit le type de lumière.

En lumière blanche, le mâle témoin peut mettre quelques secondes seulement ( $\text{♂Tx♀T}$ :  $21,50 \pm 1,26$  secondes) pour réaliser le premier contact avec la femelle. Alors que, chez les séries traitées, ce temps augmente significativement ( $p < 0,001$ ) selon le type de croisement ( $\text{♂Tx♀CL10}$ :  $145 \pm 3,85$  sec ;  $\text{♂Tx♀CL25}$ :  $180 \pm 2,81$  sec ;  $\text{♂CL10x♀T}$ :  $311,3 \pm 5,23$  sec ;  $\text{♂CL25x♀T}$ :  $352,5 \pm 2,03$  sec ;  $\text{♂CL10x♀CL10}$ :  $763 \pm 3,39$  sec ;  $\text{♂CL25x♀CL25}$ :  $800 \pm 7,58$  sec), la même chose est observée après traitement des adultes d'où ce temps augmente significativement en allant des témoins au traités ( $\text{♂TX♀T}$ :  $25,86 \pm 2,11$  sec ;  $\text{♂TX♀CL10}$ :  $154,80 \pm 3,68$  sec ;  $\text{♂TX♀CL25}$ :  $198,57 \pm 2,79$  sec ;  $\text{♂CL10X♀T}$ :  $324,90 \pm 4,78$  sec ;  $\text{♂CL25X♀T}$ :  $358,43 \pm 2,19$  sec ;  $\text{♂CL10X♀DL10}$ :  $777,46 \pm 3,46$  sec ;  $\text{♂CL25X♀CL25}$ :  $818,50 \pm 5,58$  sec). En lumière rouge, les résultats montrent également une augmentation significative entre les témoins (Action différée :  $\text{♂T x♀T}$ :  $35,22 \pm 3,73$  sec) ; (Action directe :  $\text{♂TX♀T}$ :  $42,50 \pm 3,90$  sec) et les séries traités avec une valeur maximale enregistrée en traitant les deux sexes avec la dose la plus élevée (Action différée:  $\text{♂CL25x♀CL25}$ :  $832 \pm 2,71$  sec) (Action directe :  $\text{♂CL25X♀CL25}$ :  $861,10 \pm 3,07$  sec) (**Tableaux 40, 45**). L'analyse de la variance révèle des effets croisement ( $F_{6, 406} = 253666,41$  ;  $p < 0,001$ ) et type de lumière ( $F_{1, 406} = 1350,55$  ;  $p < 0,001$ ) ainsi qu'une interaction croisement/lumière ( $F_{6, 406} = 325,41$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 41**). Idem pour l'ANOVA après traitement des adultes d'où on observe un effet croisement ( $F_{6, 406} = 61179,09$  ;  $p < 0,001$ ) et lumière ( $F_{1, 406} = 1929,92$  ;  $p < 0,001$ ) ainsi qu'une interaction croisement/lumière ( $F_{6, 406} = 4319,16$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs ( $p < 0,001$ ) (**Tableau 46**).

L'enchaînement des étapes du comportement sexuel avec le nombre de tapotement révèle seulement l'existence d'un effet lumière hautement significatif ( $p < 0,001$ ) après une action différée (**Tableau 42**) par contre l'analyse de la variance après une action directe révèle l'existence d'un effet croisement et lumière ainsi qu'une interaction croisement- lumière hautement significatif (**Tableau 47**). L'analyse de la variance sur le nombre de vibration et de léchage indique l'existence d'un effet croisement et lumière hautement significatif ( $p < 0,001$ ) après une action directe et différée (**Tableaux 43, 44, 48, 49**). Quelque soit le stade traité

(Pupe ou adulte) ou le type de séquence de parade, les effets sont toujours plus marquants en lumière rouge ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 40 :** Séquences du comportement sexuel en **lumière blanche et rouge** de *D. melanogaster* après traitement des pupes ( $m \pm SD$  ;  $n = 30$  couples accouplés pour chaque série ; pour un même croisement, pour une même lumière, les moyennes d'un paramètre donné suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Type de lumière	Type de croisement	1 <sup>er</sup> contact (s)	Nombre de tapotement	Nombre de Vibrations	Nombre de léchage
<b>Blanche</b>	♂T X ♀T	21,50±1,26 <b>a</b>	10,1±0,22 <b>a</b>	5,13±0,29 <b>a</b>	1,4±0,49 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	145 ± 3,85 <b>b</b>	10,33± 0,42 <b>a</b>	5,91± 0,38 <b>a</b>	3,5±0,79 <b>a</b>
	♂T X ♀CL25	155 ± 2,81 <b>c</b>	10,98± 0,60 <b>a</b>	6,51± 0,49 <b>b</b>	3,9±0,47 <b>b</b>
	♂CL10 X ♀T	311,3±3,73 <b>d</b>	11,02± 0,33 <b>a</b>	8,27± 0,13 <b>c</b>	2,2±0,87 <b>bc</b>
	♂CL25 X ♀CL25	352,5± 2,03 <b>e</b>	11,45± 0,90 <b>a</b>	9,5± 0,31 <b>d</b>	2,8 ±0,83 <b>bc</b>
	♂CL10 X ♀CL10	763 ± 5,39 <b>f</b>	11,96 ± 0,44 <b>a</b>	11,15±0,56 <b>de</b>	7± 0,71 <b>cd</b>
	♂CL25 X ♀CL25	800 ±7,58 <b>g</b>	12,14±0,59 <b>a</b>	11,42±0,27 <b>e</b>	7,5± 0,69 <b>d</b>
<b>Rouge</b>	♂T X ♀T	35,22±2,10 <b>a</b>	14,27± 0,70 <b>a</b>	4,81± 0,20 <b>a</b>	2,9 ±0,49 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	161,76± 4,83 <b>b</b>	15,19± 0,40 <b>a</b>	6,88± 0,19 <b>ab</b>	3,9±0,70 <b>a</b>
	♂T X ♀CL25	171,43±2,71 <b>c</b>	15,87± 0,35 <b>a</b>	9,23± 0,60 <b>ab</b>	4,3±0,89 <b>b</b>
	♂CL10 X ♀T	333,3± 2,32 <b>d</b>	16,03± 0,31 <b>a</b>	10,52± 0,92 <b>bc</b>	3,4±0,42 <b>bc</b>
	♂CL25 X ♀CL25	390,50±2,85 <b>e</b>	16,52± 0,94 <b>a</b>	11,65± 0,24 <b>c</b>	3,7 ±0,57 <b>b</b>
	♂CL10 X ♀CL10	798±5,23 <b>f</b>	16,73±0,36 <b>a</b>	12,01 ± 0,91 <b>d</b>	7,9±0,62 <b>bc</b>
	♂CL25 X ♀CL25	832±7,71 <b>g</b>	16,98±0,97 <b>a</b>	12,96 ± 0,74 <b>e</b>	8,1± 0,78 <b>c</b>

**Tableau 41:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur **le temps du 1<sup>er</sup> contact**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	34612171	5768695	253666,41	< 0,001 ***
Type de lumière	1	30713	30713	1350,55	<0,001 ***
Croisement X Lumière	6	44402	7400	325,41	<0,001 ***
Erreur résiduelle	406	9233	23		
Totale	419	34696519			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 42:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur **le nombre de tapotement**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	236,75	39,46	1,41	0,209
Type de lumière	1	2376,34	2376,34	85,00	<0,001 ***
Croisement X Lumière	6	15,00	2,50	0,09	0,997
Erreur résiduelle	406	11350,38	27,96		
Totale	419	13978,47			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 43:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur **le nombre de vibrations**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	2626,84	438,04	142,74	<0,001 ***
Type de lumière	1	222,29	222,21	72,41	<0,001 ***
Croisement X Lumière	6	96,26	16,04	5,23	<0,001 ***
Erreur résiduelle	406	1245,96	3,07		
Totale	419	4191,36			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 44:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur le nombre de léchage.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	1774,42	295,74	91,65	<0,001***
Type de lumière	1	67,92	67,92	21,05	<0,001***
Croisement X Lumière	6	15,70	2,62	0,81	0,562
Erreur résiduelle	406	1310,12	3,23		
Totale	419	3168,1			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 45 :** Séquences du comportement sexuel en lumière blanche et rouge de *D. melanogaster* après traitement des adultes ( $m \pm SD$  ;  $n = 30$  couples accouplés pour chaque série ; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en miniscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Type de lumière	Type de croisement	1 <sup>er</sup> contact (s)	Nombre de tapotement	Nombre de Vibrations	Nombre de léchage
Blanche	♂T X ♀T	25,86 ± 2,11 a	12,06 ± 0,98 a	5,23 ± 0,43 a	1,40 ± 0,49 a
	♂T X ♀CL10	154,80 ± 3,68 b	12,50 ± 0,86 ab	6,06 ± 0,25 b	4,06 ± 0,25 b
	♂T X ♀CL25	198,57 ± 2,79 c	12,93 ± 0,64 b	6,96 ± 0,18 c	4,90 ± 0,30 b
	♂CL10 X ♀T	324,90 ± 4,78 d	13,53 ± 0,50 c	8,93 ± 0,25 d	3,33 ± 0,47 c
	♂CL25 X ♀T	358,43 ± 2,19 e	13,83 ± 0,37 cd	10,10 ± 0,30 e	3,13 ± 0,34 d
	♂CL10 X ♀CL10	777,46 ± 3,46 f	14,26 ± 0,64 de	12,43 ± 0,50 f	7,23 ± 0,43 e
	♂CL25 X ♀CL25	818,50 ± 5,58 g	14,63 ± 0,49 e	12,93 ± 0,25 g	8,21 ± 0,55 f
Rouge	♂T X ♀T	42,50 ± 3,90 a	14,33 ± 0,47 a	4,20 ± 0,40 a	2,66 ± 0,47 a
	♂T X ♀CL10	169 ± 2,50 b	15,53 ± 0,50 b	7,50 ± 0,50 b	4,50 ± 0,50 b
	♂T X ♀CL25	180 ± 3,63 c	15,83 ± 0,37 bc	9,76 ± 0,43 c	4,76 ± 0,43 c
	♂CL10 X ♀T	340,13 ± 2,47 d	16,10 ± 0,48 c	11,23 ± 0,43 d	3,63 ± 0,49 c
	♂CL25 X ♀T	410,17 ± 4,77 e	16,56 ± 0,50 d	12,60 ± 0,49 e	4,53 ± 0,50 c
	♂CL10 X ♀CL10	829,12 ± 5,23 f	16,96 ± 0,55 e	13,16 ± 0,37 f	7,86 ± 0,34 d
	♂CL25 X ♀CL25	861,10 ± 3,07 g	17,83 ± 0,37 f	13,40 ± 0,49 f	8,50 ± 0,50 e

**Tableau 46:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur **le temps du 1<sup>er</sup> contact**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	27821178	4636863	61179,09	< 0,001***
Type de lumière	1	146272	146272	1929,92	<0,001***
Croisement X lumière	6	1964136	327356	4319,16	<0,001***
Erreur résiduelle	406	30771	76		
Totale	419	29962357			

*DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).*

**Tableau 47:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur **le nombre de tapotement**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	373,581	62,263	184,25	<0,001***
Type de lumière	1	806,486	806,486	2386,54	<0,001***
Croisement X lumière	6	8,581	1,430	4,23	<0,001***
Erreur résiduelle	406	137,200	0,338		
Totale	419	1325,848			

*DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).*

**Tableau 48:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur **le nombre de vibrations**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	3573,50	595,58	3801,99	<0,001***
Type de lumière	1	181,37	181,37	1157,81	<0,001***
Croisement X lumière	6	167,50	27,92	178,21	<0,001***
Erreur résiduelle	406	63,60	0,16		
Totale	419	3985,96			

*DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).*

**Tableau 49 :** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur **le nombre de léchage**.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	1801,66	300,28	1706,66	<0,001***
Type de lumière	1	42,12	42,12	239,38	<0,001***
Croisement X lumière	6	26,97	4,49	25,54	<0,001***
Erreur résiduelle	406	71,43	0,18		
Totale	419	1942,18			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

### 3.8.3. Indice de parade en lumière blanche et rouge de *D. melanogaster*

Les couples témoins et traités en lumière blanche montrent des indices de parades qui diminuent en fonction du croisement de manière significative (action différée: ♂TX♀T: 6,11±0,22min ; ♂TX♀CL10: 6,00±0,19 min ; ♂TX♀CL25: 5,85±0,24min ; ♂CL10X♀T: 5,05±0,26 min ; ♂CL25X♀T: 4,96±0,18min ; ♂CL10X♀CL10: 4,01±0,22 min ; ♂CL25X♀CL25: 3,70±0,24 min) ; (action directe : ♂TX♀T: 6,56±0,44min ; ♂TX♀CL10: 6,26±0,50min ; ♂TX♀CL25: 6,20±0,40min ; ♂CL10X♀T: 5,60±0,49min ; ♂CL25X♀T: 5,16±0,37min ; ♂CL10X♀CL10: 4,63±0,49min ; ♂CL25X♀CL25: 4,26±0,44min) et sont inférieurs significativement à ceux obtenus en lumière rouge ([Tableau 50](#)).

L'analyse de la variance après traitement des pupes révèle des effets croisement ( $F_{6, 406} = 8,78$  ;  $p < 0,001$ ) et lumière ( $F_{1, 406} = 24,24$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs, l'interaction croisement/lumière est non significative ( $F_{6, 406} = 0,24$  ;  $p > 0,001$ ) ([Tableau 51](#)), tandis qu'après traitement des adultes l'ANOVA révèle des effets croisement ( $F_{6, 406} = 307,12$  ;  $p < 0,001$ ), lumière ( $F_{1, 406} = 870,05$  ;  $p < 0,001$ ) ainsi qu'une interaction croisement/lumière ( $F_{6, 406} = 23,42$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs ( $p < 0,001$ ) ([Tableau 52](#)).

**Tableau 50:** Indice de parade en lumière blanche et rouge après traitement des pupes (action différée) et des adultes (action directe) (n= 30 couples accouplés pour chaque série ; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Type de lumière	Type de croisement	Indice de parade (action différée)	Indice de parade (action directe)
Blanche	♂T X ♀T	6,11±0,22 <b>a</b>	6,56±0,44 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	6,00±0,19 <b>a</b>	6,26±0,50 <b>b</b>
	♂T X ♀CL25	5,85±0,24 <b>a</b>	6,20±0,40 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀T	5,05±0,26 <b>ab</b>	5,60±0,49 <b>d</b>
	♂CL25 X ♀T	4,96±0,18 <b>ab</b>	5,16±0,37 <b>e</b>
	♂CL10 X ♀CL10	4,01±0,22 <b>ab</b>	4,63±0,49 <b>ef</b>
	♂CL25 X ♀CL25	3,70±0,24 <b>b</b>	4,26±0,44 <b>f</b>
Rouge	♂T X ♀T	8,24 ±0,16 <b>a</b>	8,63±0,49 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	7,02± 0,17 <b>ab</b>	7,66± 0,47 <b>a</b>
	♂T X ♀CL25	6,89±0,20 <b>ab</b>	6,90± 0,30 <b>b</b>
	♂CL10 X ♀T	6,35±0,22 <b>ab</b>	7,03± 0,18 <b>c</b>
	♂CL25 X ♀T	5,98±0,23 <b>ab</b>	6,10±0,30 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀CL10	5,44± 0,25 <b>b</b>	5,66±0,47 <b>d</b>
	♂CL25 X ♀CL25	4,81± 0,23 <b>b</b>	5,43± 0,50 <b>e</b>

**Tableau 51:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur l'indice de parade.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	364,870	60,812	8,78	<0,001***
Type de lumière	1	167,834	167,834	24,24	<0,001***
Croisement X lumière	6	9,981	1,663	0,24	0,963
Erreur résiduelle	406	2811,569	6,925		
Totale	419	3354,254			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 52:** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur l'indice de parade.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	346,148	57,691	307,12	<0,001***
Type de lumière	1	163,438	163,438	870,05	<0,001***
Croisement X lumière	6	26,395	4,399	23,42	<0,001***
Erreur résiduelle	406	76,267	0,188		
Totale	419	612,248			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

#### 3.8.4. Latence d'accouplement en lumière blanche et rouge de *D. melanogaster*

En lumière blanche, les latences augmentent significativement selon le type de croisement et la dose appliquée (action différée : ♂TX♀T: 8,32±0,52 min ; ♂TX♀CL10: 8,57±0,41 min ; ♂TX♀CL25: 8,92±0,54 min ; ♂CL10X♀T: 9,05±0,32 min ; ♂CL25X♀T: 9,98±0,45min ; ♂CL10X♀CL10: 10,22±0,42min ; ♂CL25X♀CL25: 11,12±0,34 min) ; (action directe : ♂TX♀T: 8,63±0,49min ; ♂TX♀CL10: 9,16±0,37min ; ♂TX♀CL25: 9,56±0,50min ; ♂CL10X♀T: 9,83±0,37min ; ♂CL25X♀T: 10,23±0,43min ; ♂CL10X♀CL10: 10,96±0,18min; ♂CL25X♀CL25: 11,36±0,49min). En lumière rouge, les latences montrent également une augmentation significative entre les témoins (action différée : ♂TX♀T: 13,6±0,41min) ; (action directe : ♂TX♀T: 13,50±0,50min) et les traités avec la dose la plus élevée (action différée : ♂CL25X♀CL25: 17,83±0,39min) ; (action directe: ♂CL25X♀CL25: 18,63±0,49min) (**Tableau 53**). L'analyse de la variance indique un effet croisement significatif après traitement des pupes ( $F_{6, 406} = 2,67$ ;  $p < 0,05$ ) (**Tableau 54**) et hautement significatif après traitement des adultes ( $F_{6, 406} = 153,58$  ;  $p < 0,001$ ) (**Tableau 55**). Cependant, les latences sont significativement plus courtes en lumière blanche qu'en lumière rouge. Ceci est confirmé par l'analyse de la variance qui indique un effet lumière hautement significatif (action différée :  $F_{1, 406} = 88,31$  ;  $p < 0,001$ ) ; (action directe :  $F_{1, 406} = 5080,39$  ;  $p < 0,001$ ) (**Tableaux 54, 55**).

**Tableau 53:** Latence d'accouplement (min) des drosophiles en lumière blanche et rouge après traitement des pupes et des adultes ( $m \pm SD$  ;  $n= 30$  couples accouplés pour chaque série; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Type de lumière	Type de croisement	Latence d'accouplement (action différée)	Latence d'accouplement (action directe)
Blanche	♂T X ♀T	8,32±0,52 <b>a</b>	8,63± 0,49 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	8,57±0,41 <b>a</b>	9,16± 0,37 <b>b</b>
	♂T X ♀CL25	8,92±0,54 <b>a</b>	9,56±0,50 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀T	9,05±0,32 <b>a</b>	9,83±0,37 <b>c</b>
	♂CL25 X ♀T	9,98 ±0,45 <b>a</b>	10,23±0,43 <b>d</b>
	♂CL10 X ♀CL10	10,22±0,42 <b>a</b>	10,96± 0,18 <b>e</b>
	♂CL25 X ♀CL25	11,12±0,34 <b>a</b>	11,36±0,49 <b>f</b>
Rouge	♂T X ♀T	13,6±0,41 <b>a</b>	13,50±0,50 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	13,77±0,31 <b>a</b>	14,73±0,44 <b>b</b>
	♂T X ♀CL25	13,92±0,51 <b>a</b>	15,43±0,60 <b>b</b>
	♂CL10 X ♀T	15,15±0,50 <b>a</b>	16,23±0,50 <b>b</b>
	♂CL25 X ♀T	15,99±0,33 <b>a</b>	16,83± 0,37 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀CL10	17,24±0,37 <b>a</b>	17,70± 0,46 <b>c</b>
	♂CL25 X ♀CL25	17,83±0,39 <b>a</b>	18,63±0,49 <b>d</b>

**Tableau 54 :** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur la latence d'accouplement de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs</sub>	P
Croisement	6	88,427	14,738	2,67	0,05*
Type de lumière	1	487,812	487,812	88,31	< 0,001***
Croisement X lumière	6	7,294	1,216	0,22	0,968
Erreur résiduelle	406	232,000	5,524		
Totale	419	815,534			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) ; \* significatif ( $p < 0,05$ ).

**Tableau 55 :** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur la latence d'accouplement de *D. melanogaster*.

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Traitement	6	690,00	115,00	153,58	<0,000***
Type de lumière	1	3804,04	3804,04	5080,39	<0,000***
Traitement X lumière	6	65,73	10,95	14,63	<0,000***
Erreur résiduelle	406	304,00	0,75		
Totale	419	4863,76			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P : niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

### 3.8.5. Durée d'accouplement en lumière blanche et rouge

En lumière blanche, la durée d'accouplement des couples témoins et traités augmente significativement selon la concentration appliquée (action différée : ♂TX♀T: 13,90±0,28min ; ♂TX♀CL10: 14,17±0,25min ; ♂TX♀CL25: 17,92±0,34min ; ♂CL10X♀T: 19,95±0,33min ; ♂CL25X♀T: 21,21±0,39 min ; ♂CL10X♀CL10: 24,89±0,4 min ; ♂CL25X♀CL25: 33,52±0,46 min) ; (action directe : ♂TX♀T: 13,86± 0,34 min ; ♂TX♀CL10: 15,20 ± 0,40 min ; ♂TX♀CL25: 18,23±0,43min ; ♂CL10X♀T:20,30±0,53min ; ♂CL25X♀T: 21,63± 0,49min ; ♂CL10X♀CL10: 25,30±0,46min; ♂CL25X♀CL25: 34,10±0,30min). De plus, les résultats indiquent une augmentation significative de la durée d'accouplement des couples témoins (action différée : ♂TX♀T: 21,81±0,31 min) ; (action directe : ♂TX♀T : 21,96±0,18 min) et traités avec la dose la plus élevée (action différée : ♂CL25X♀CL25: 34,65±0,57min) ; (action directe : ♂CL25X♀CL25: 35,93±0,44 min) en lumière rouge qui est plus marquée qu'en lumière blanche (**Tableau 56**). L'analyse de la variance après traitement des pupes indique un effet traitement ( $F_{6, 406} = 23,13$  ;  $p < 0,001$ ) et lumière ( $F_{1, 406} = 46,11$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs, l'interaction traitement/lumière est non significative ( $F_{6, 406} = 0,99$  ;  $p > 0,001$ ) (**Tableau 57**) pour l'action directe, l'analyse de la variance révèle un effet traitement ( $F_{6, 406} = 11828,01$ ;  $p < 0,001$ ), lumière ( $F_{1, 406} = 24497,39$ ;  $p < 0,001$ ) et interaction traitement/lumière ( $F_{6, 406} = 384,15$  ;  $p < 0,001$ ) hautement significatifs (**Tableau 58**).

**Tableau 56 :** Durée d'accouplement (min) des drosophiles en lumière blanche et rouge après traitement des pupes et adultes ( $m \pm SD$  ;  $n= 30$  couples accouplés pour chaque série; pour une même lumière, les moyennes suivies d'une même lettre en majuscule ne sont pas significativement différentes à  $p > 0,05$ ).

Type de lumière	Type de croisement	Durée d'accouplement (action différée)	Durée d'accouplement (action directe)
Blanche	♂T X ♀T	13,90±0,28 <b>a</b>	13,86± 0,34 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	14,17±0,25 <b>b</b>	15,20 ± 0,40 <b>b</b>
	♂T X ♀CL25	17,92±0,34 <b>bc</b>	18,23± 0,43 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀T	19,95±0,33 <b>bc</b>	20,30± 0,53 <b>d</b>
	♂CL25 X ♀T	21,21 ±0,39 <b>bc</b>	21,63± 0,49 <b>e</b>
	♂CL10 X ♀CL10	24,89 ±0,42 <b>c</b>	25,30± 0,46 <b>f</b>
	♂CL25 X ♀CL25	33,52±0,46 <b>c</b>	34,10± 0,30 <b>g</b>
Rouge	♂T X ♀T	21,81±0,31 <b>a</b>	21,96±0,18 <b>a</b>
	♂T X ♀CL10	22,21±0,42 <b>ab</b>	23,00± 0,45 <b>b</b>
	♂T X ♀CL25	24,12±0,48 <b>ab</b>	24,86± 0,34 <b>c</b>
	♂CL10 X ♀T	26,33±0,45 <b>bc</b>	26,56±0,50 <b>d</b>
	♂CL25 X ♀T	28,99±0,39 <b>bc</b>	29,16± 0,37 <b>e</b>
	♂CL10 X ♀CL10	30,68± 0,40 <b>c</b>	32,53± 0,50 <b>f</b>
	♂CL25 X ♀CL25	34,65±0,57 <b>c</b>	35,93±0,44 <b>g</b>

**Tableau 57 :** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des pupes (type de lumière, croisement) des données sur la durée d'accouplement de *D. melanogaster*

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
Croisement	6	1588,81	264,80	23,13	<0,001***
Type de lumière	1	527,79	527,79	46,11	<0,001***
Croisement X lumière	6	67,92	11,32	0,99	0,445
Erreur résiduelle	42	480,75	11,45		
Totale	55	2665,27			

DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ).

**Tableau 58 :** Analyse de la variance à deux critères de classification après traitement des adultes (type de lumière, croisement) des données sur **la durée d'accouplement** de *D. melanogaster*:

Sources de variation	DDL	SCE	CM	Fobs	P
<b>Croisement</b>	6	12795,2	2132,5	11828,01	<0,001***
<b>Type de lumière</b>	1	4416,8	4416,8	24497,39	<0,001***
<b>Croisement X lumière</b>	6	415,6	69,3	384,15	<0,001***
<b>Erreur résiduelle</b>	406	73,2	0,2		
<b>Totale</b>	419	17700,8			

*DDL : degré de liberté ; SCE : somme des carrés des écarts ; CM : carré moyen ; Fobs : F observé ; P: niveau de signification ; \*\*\* : hautement significatif ( $p < 0,001$ ) .*

# DISCUSSION

## 4. DISCUSSION

### 4.1. Effets du spiromesifen sur la morphométrie des ovaires de *D. melanogaster*

Chez les insectes, l'ovaire est composé d'ovarioles d'un nombre qui varie selon les espèces (Markow & O'Grady, 2007; Sarikaya *et al.*, 2012) et chaque ovariole comporte deux régions: le germarium et le vitellarium (Cassier *et al.*, 1997). Le germarium donne des ovocytes suites à la multiplication des ovogonies; le vitellarium permet aux ovocytes d'accumuler des réserves (vitellus) (Swevers *et al.*, 2005). Chez *D. melanogaster*, l'ovariole est de type méroïstique polytrophique (Belles & Piulachs, 2015). L'ovogénèse est un processus qui nécessite une énergie considérable et qui doit s'adapter en permanence à des paramètres nutritionnels fluctuants (Jouandin *et al.*, 2014).

D'après les résultats obtenus pendant notre expérimentation menée *in vivo* sur les femelles adultes de *D. melanogaster*, nous avons déduit que le spiromesifen, administré par application topique aux deux doses sublétales (Cl<sub>10</sub> et Cl<sub>25</sub>) sur les pupes et les adultes nouvellement exuviés, diminue le poids frais des ovaires et le nombre d'ovocytes ainsi que la taille et le volume de l'ovocyte basal des séries traitées comparativement aux témoins. L'effet est plus marqué après traitement des adultes, ceci peut être dû à une différence dans la diffusion de la molécule à travers la cuticule en rapport avec des caractéristiques des cuticules nymphale et adulte. La cuticule étant plus épaisse et plus sclérifiée chez la pupa. Les effets dépressifs observés sur la morphométrie de l'ovaire peuvent s'expliquer par la perturbation de l'ovogénèse et la vitellogénèse (Seth *et al.*, 2002), via la diminution de la synthèse des métabolites (lipides, protéines, glucides) par les ovaires *in situ* ou de leur libération dans l'hémolymph par le corps gras. Ces matériaux sont tous requis pour le développement de l'appareil génital (Kunkel & Nordin, 1985). Ceci suggère une action directe du spiromesifen sur le métabolisme lipidique perturbant ainsi la vitellogénèse de la drosophile. Nos résultats concordent avec les données obtenues après application topique du spiromesifen sur les pupes nouvellement exuviées de *D. melanogaster* (Bensafi Gheraïbia, 2015). Le caractère inhibiteur de la lipogénèse du spiromesifen, confirme les résultats obtenus chez *Culex pipiens* et *Culex longiareolata* après traitement par le même insecticide; il cause une perturbation de l'ovogénèse et de la spermatogénèse (Bouabida, 2014).

Des effets similaires ont été enregistrés avec de nombreux insecticides appliqués sur différentes espèces. En effet, l'application topique du captopril, un inhibiteur de l'enzyme de

conversion de l'angiotensine, diminue la croissance ovarienne chez *Tenebrio molitor* (Soltani-Mazouni *et al.*, 2007) et *Ephestia kuehniella* (Yezli-Touiker *et al.*, 2016). Des effets contraires sont notés après application topique du methoxyfenozone, un mimétique de l'hormone de mue, chez *E. kuehniella*, puisqu'une augmentation de la taille des ovaires est observée (Bakli *et al.*, 2016). L'imidaclopride (insecticide néonicotinoïde) et l'acide borique, (insecticide inorganique) provoquent la réduction du nombre d'ovocytes par paire d'ovaires et le volume des ovocytes basaux chez *Blattella germanica* (Kilani-Morakchi *et al.*, 2009b ; Habes *et al.*, 2013 ; Messiad *et al.*, 2015). Les mêmes effets ont été signalés après traitement par des insecticides neurotoxiques comme le benfuracarb et indoxacarbe (Maiza *et al.*, 2004, 2013). Des effets identiques ont été rapportés après le traitement de la même espèce avec l'azadirachtin (Tine *et al.*, 2011) et le spinosad (Maiza *et al.*, 2013). Des perturbations de la morphométrie des ovaires sont constatées après traitement avec le RH-5849 (agoniste des ecdystréroides), le RH-5992 (tebufenozone) et RH0345 (halofenozone) et le KK-42, un dérivé de l'imidazole (inhibiteur de la biosynthèse de l'hormone de mue), chez *E. kuehniella* (Khebbab *et al.*, 2008), *Plodia interpunctella* (Auzoux-Bordenave, 2005), *Spodoptera littoralis* (Smagghe & Degheele, 1992), *Spodoptera exempta* (Smagghe & Degheele, 1994), *Mamestra brassicae* et *Pieris brassicae* (Darvas *et al.*, 1992) et *Tenebrio molitor* (Soltani *et al.*, 2002 ; Amrani *et al.*, 2004), respectivement.

#### 4.2. Effets du spiromesifen sur le taux de tréhalose et du glycogène corporel chez les pupes de *D. melanogaster*.

Les insectes holométaboles subissent une transition remarquable de la larve à l'adulte actif, (Boggs, 2009). Pendant la métamorphose, la plupart des tissus larvaires sont lysés et recyclés pour soutenir la réarchitecture de l'animal dans sa forme adulte. Parce que les pupes ne se nourrissent pas, toute l'énergie requise pour achever la métamorphose doit être acquise pendant les stades larvaires (Boggs & Freeman, 2005). Ainsi, la métamorphose représente une période critique dans laquelle les réserves d'énergie établies à partir de l'alimentation des larves sont réparties entre le développement des pupes et le soutien des besoins de l'adulte pour la reproduction et la survie; elle semble être un processus à forte intensité énergétique, et donc les taux métaboliques devraient augmenter pour soutenir la restructuration complète de l'organisme (Merkey *et al.*, 2011).

Plusieurs études ont démontré que les taux métaboliques diminuent effectivement après la pupaison et restent faibles à la veille de l'éclosion jusqu'au stade adulte. Ceci a été confirmé chez les diptères (**Bodine & Orr, 1925; Wolsky, 1938**), les Lépidoptères (**Crescitelli, 1935, Odell, 1998, Schmolz et al., 1999, Garedeu et al., 2004, Hetz, 2007**), Coleoptera (**Odell, 1998, Kaiser et al., 2010**) et Hymenoptera (**Schmolz et al., 2005**).

Dans notre étude, les résultats obtenus indiquent qu'au cours du développement nymphal, de *D. melanogaster* les taux de glycogène et de tréhalose corporels présentent une réduction formant une courbe en U (**Kissoum & Soltani, 2016**). La métamorphose chez les insectes holométaboles se caractérise par une courbe métabolique en forme de U (**Garedeu et al., 2004 ; Schmolz et al., 2005 ; Hetz, 2007 ; Kaiser et al., 2010**). La cause de la courbe métabolique en forme de U n'est pas claire. Plusieurs chercheurs ont proposé que les changements du taux métabolique sont dus à la destruction des tissus larvaires et l'assemblage des organes adultes (**Odell, 1998**); presque tous les lipides et glucides devraient être consommés pour supporter ce niveau de métabolisme (**Wolsky, 1938; Sacktor, 1951**). La diminution de ces réserves énergétiques, qui servent aux activités courantes telles que la locomotion, la ventilation, les processus d'osmorégulation, de croissance ou de reproduction peut être liée à une augmentation de l'utilisation du glucose comme substrat énergétique (**Rosa & Nunes, 2003 ; Oliveira et al., 2004**).

Le spiromesifen, en application topique sur les pupes nouvellement exuviées, affecte les taux de glycogène et du tréhalose corporels, avec une réduction significative chez les individus traités comparativement aux témoins. La diminution du glycogène pourrait s'expliquer par une mobilisation du glucose suite au stress chimique induit par le traitement (**Le Gal et al., 1997**), tandis que la réduction des teneurs en tréhalose suggère que la production d'énergie par la glycolyse a été stimulée pour faire face au stress chimique induit par l'insecticide (**Kandor et al., 2004**). De plus, le tréhalose peut directement fonctionner comme un chaperon pour aider à minimiser l'agrégation des protéines ou comme osmolite pour minimiser la perte d'eau, il peut servir à la fois comme une réserve d'énergie critique (**Higashiyama, 2002**).

Ces résultats sont a priori en accord avec la littérature qui met en évidence une diminution du glycogène chez *Chironomus riparius* après traitement avec le fenitrothion (Diptera, Chironomidae) (**Choi et al., 2001**). **Rivero et al. (2007)** ont observé une diminution des taux

de lipides et glycogène chez la larve du moustique *Aedes aegypti* après traitement avec le diflubenzuron. Des résultats inverses ont été signalés chez un diptère exposé à un nouvel insecticide à base de spinetoram, une matière active qui appartient à la même famille que le spinosad, ce qui a abouti à l'augmentation des réserves en glycogène qui pourrait être liée à l'altération du catabolisme du glycogène (Berni *et al.*, 2009). Ge *et al.* (2011) ont noté une diminution de la teneur en tréhalose chez *Nilaparvata lugens* (cicadelle brune) traitée avec le triazophos, un insecticide inhibiteur de l'acétylcholinestérase. Des effets similaires sont observés chez *Bombyx mori*, traité avec le fenvalérate (insecticide acaricide) (Silva *et al.*, 2004). En outre, les larves du ver à soie (*Bombyx mori*) ont présenté une baisse des taux de tréhalose et une augmentation de l'activité de la tréhalase lorsqu'ils sont exposés à une température élevée (36 °C) (Malik & Reddy, 2008 ; Vyjayanthi & Subramanyam, 2002).

### 4.3. Effets du spiromesifen sur l'activité de la lactate déshydrogénase chez la puppe

La lactate déshydrogénase (LDH), est une enzyme cytosolique soluble présente dans la plupart des cellules vivantes, elle catalyse l'oxydation réversible du lactate en pyruvate et du NAD (nicotinamide adénine dinucléotide) en NADH<sub>2</sub> (Singh & Sharma, 1998 ; Nathan *et al.*, 2006). La LDH est un biomarqueur largement utilisé en toxicologie et en chimie clinique pour diagnostiquer les lésions cellulaires, tissulaires et organiques (Kaplan & Pesce, 1996) et dans l'induction de l'exposition à un stress chimique (Diamantino *et al.*, 2001). Toute altération au niveau de l'activité de la LDH reflète les changements métaboliques dans les tissus affectés (El-Demerdash, 2011; Fetoui *et al.*, 2009). Des travaux antérieurs suggèrent que la LDH peut être utilisée à la fois comme un critère d'effet dans les tests toxicologiques (Saleem & Schakoori, 1987; Nathhan *et al.*, 2006) et comme biomarqueurs de pollution (Wu & Lam, 1997; Chen *et al.*, 2001 ; Diamantino *et al.*, 2001). Une activité plus élevée de la LDH chez les insectes est probablement due à la production d'une quantité considérable d'énergie supplémentaire et nécessaire immédiatement. (Diamantino *et al.*, 2001, Nathan *et al.*, 2006).

L'activité spécifique de la LDH chez les séries traitées par le spiromesifen montre une évolution similaire à celle des témoins avec cependant une augmentation significative à tous les âges chez la puppe. De plus, on observe un effet dose-dépendant. Ceci pourrait s'expliquer par une réaction de l'organisme face au stress toxique. En effet, la stimulation de la LDH suggère que le produit final de la glycolyse, le pyruvate, est préférentiellement utilisé pour la

production du lactate dans le but de subvenir à l'importante et rapide demande d'énergie causée par le stress chimique (**Begum & Vijayaraghavan, 1999**).

Des résultats similaires sont rapportés chez *B. germanica* traité par plusieurs insecticides conventionnels (**Maiza, 2004 ; Kilani-Morakchi, 2007 ; Messiad et al., 2015**) ou chez *Tribolium castaneum* traité par le Dimilin, un insecticide inhibiteur de la synthèse de la chitine (ISC) (**Saleem & Shakoori, 1987**). Une activité élevée de la LDH a été observée chez les larves de *Chilo suppressalis* traitées avec l'hexaflumuron, un autre ISC (**Mirhaghparast et al., 2015**).

Comme l'indique la littérature, l'activité de la LDH a été perturbée par des extraits végétaux et des insecticides (**Nath, 2000; Ghoneim et al., 2014, Mahmoud, 2014**). L'activité de la LDH a été stimulée dans l'hémolymphe des nymphes et des adultes de *Schistocerca gregaria* par l'action des extraits du Neemazal (**Hamadah, 2009**). Les extraits de *Fagonia cretica* ont amélioré l'activité enzymatique chez des nymphes et des adultes de la même espèce (**Hamadah et al., 2010**). De plus, divers insecticides ont favorisé l'activité de la LDH chez plusieurs organismes nuisibles, tels que *Tribolium castaneum* par le pyréthrinoloïde (**Saleem & Shakoori, 1987**), *Culex fatigans* par le malathion, la cyfluthrine et le DDT (**Azmi et al., 2002**), *Spodoptera littoralis* par le chlorantraniliprole et le spinetoram (**Rashwan, 2013**), *Ephestia kuehniella* par le pyriproxifène (**Sharifi et al., 2013**) et le même lépidoptère par l'hexaflumuron (**Delkash-Roudsari et al., 2014**).

#### 4.4. Effets du spiromesifen sur le taux de glucides et de glycogène ovariens

La maturation des ovocytes dépend des métabolites prélevés à partir de l'hémolymphe (protéines, carbohydrates et lipides) et des matériaux synthétisés *in situ* par l'ovaire (**Raikhel & Dhadialla, 1992**). Les glucides sont mobilisés principalement à partir des réserves de glycogène dans le corps gras, sous l'induction des neuropeptides, ce qui entraîne une augmentation du taux d'hydrates de carbone solubles dans l'hémolymphe (**Gäde, 2004**), ces molécules qui représentent une source d'énergie indispensable pour les organismes vivants sont utilisés de manière immédiate sous forme de glucose ou sous forme de réserve en tant que glycogène, les taux de glucides tissulaires sont strictement liés aux événements physiologiques tels que la mue et la reproduction (**Kaufmann & Brown, 2008**).

Le contenu des ovaires en glucides et en glycogène présente une réduction chez les individus traités, cet insecticide affecte le métabolisme glucidique de cet insecte, la réduction du contenu ovarien en glucides pourrait être expliquée par la diminution du métabolisme de base des ovocytes ce qui implique une réduction de l'accumulation du vitellus indispensable à l'accroissement et à la maturation des ovocytes.

Nos résultats sont en accord avec ceux trouvés chez *Blattella germanica* traité par l'Indoxacarb (Djemaoun *et al.*, 2015); en outre, l'inhibition de la vitellogénèse chez *B. germanica* a également été rapportée après traitement avec d'autres types d'insecticides tels que l'acide borique (Habes *et al.*, 2013), le benfuracarb, l'azadiractine et l'imidaclopride (Maiza *et al.*, 2004 ; Tine *et al.*, 2011 ; Messiad & Habes, 2015). Maiza *et al.*, (2010) ont également observé que l'application de indoxacarbe affectait la reproduction de *B. germanica*. Les analyses biochimiques ont révélé que le traitement par le captopril (inhibiteur de l'enzyme de conversion de l'angiotensine) réduisait les quantités de protéines, lipides et des glucides des ovaires chez *Ephestia kuehniella* (Lepidoptera) (Yezli-Touiker *et al.*, 2016). L'application d'un analogue de l'hormone de mue, RH 0345 (halofenozide), affecte également la teneur ovarienne en protéines et en glucides chez *T. molitor* (Taibi *et al.*, 2003). Une réduction du taux des métabolites ovariens chez *T. molitor* et *Oxya japonica* a lieu respectivement après traitement avec le diflubenzuron (Lim & Lee, 1981 ; Soltani-Mazouni & Soltani, 1992 ). Le jeûn inhibe le dépôt du vitellus chez *Shcistocerca gregaria* (Highnam & Mordue, 1966), tandis que le RH-0345 affecte les concentrations des métabolites ovariens au cours de la maturité sexuelle de *B. germanica* avec un effet dose - réponse (Rouibi, 2002).

#### 4.5. Impact du spiromesifen sur le développement et la descendance

La structure et la physiologie des insectes varient au cours de la croissance et du développement, dont certains stades de développement seront plus sensibles aux insecticides que d'autres (Hassan, 2009). Chez la drosophile, après l'éclosion des œufs déposés par les femelles dans les milieux de cultures, on observe 3 stades larvaires (L1, L2 et L3) (Terhzaz, 2003). Le 3ème stade larvaire se termine par une phase d'errance durant laquelle la larve cesse de se nourrir, s'immobilise et forme le puparium marquant ainsi le début du stade nymphal (Beck, 2003). On constate à la lumière des résultats obtenus, une augmentation de la durée de développement des stades embryonnaires, larvaires et nymphals, lors du traitement avec le spiromesifen. Cet inhibiteur de la synthèse des lipides a prolongé significativement la durée de développement des différents stades embryonnaire, larvaire et nymphale de *D.*

*melanogaster*, des séries traitées, comparativement aux témoins, dont les valeurs normales sont de 24 heures pour le stade embryonnaire (Terhzaz, 2003), 96 heures pour le stade larvaire et nymphale (Beck, 2003). Le traitement agit différemment sur le développement, selon le type de croisement et le sexe traité. L'augmentation de la durée des stades de développement peut être expliquée par la réduction constatée des réserves indispensable à la croissance et au développement (Reim *et al.*, 2006).

La même conclusion a été enregistrée chez *D. melanogaster* traitée avec un analogue de l'hormone juvénile, le pyriproxifen (Bensebaa *et al.*, 2015), chez *E. kuehniella* après traitement avec le RH-2485 et RH-5992 (Hami *et al.*, 2005 ; Bouzeraa, 2013) et chez d'autres lépidoptères (Dhadialla *et al.*, 2005 ; Hami *et al.*, 2005; Dhadialla & Ross, 2007). Des effets similaires sont observés chez plusieurs espèces, après l'application de certains inhibiteurs de la synthèse de la chitine comme le chlorfluazuron, l'hexaflumuron, le lufenuron, le flucycloxyuron, ainsi que le triflumuron (Mervat *et al.*, 2010 ; Salokhe *et al.*, 2010 ; Behroozi *et al.*, 2011 ; Khan & Qamar, 2011 ; Zhu *et al.*, 2012 ; Arora *et al.*, 2012). Alizadeh *et al.*, (2012) ont précédemment signalé une augmentation de la durée de développement des larves et des pupes de *Plutella xylostella* traitées avec le pyriproxifen. Des effets similaires sont signalés par Singh & Kumar (2011), chez *Papilio demoleus* traité avec le même produit. Hamaidia & Soltani (2014) rapportent également une augmentation de la durée des stades larvaires et pupale de *Culex pipiens* traités avec du kinoprène, un autre analogue de l'hormone juvénile. Abdelaoui *et al.* (2006) ont étudié l'effet de l'acide gibbérellique sur les larves de *Locusta mirgatoria*; ces auteurs signalent que ce produit provoque un prolongement de la durée des stades larvaires. Rehimi & Soltani (2006) signalent également un allongement de la durée des stades larvaires de *C. pipiens* traité avec le teflubenzuron un ISC.

Le succès reproducteur d'un individu représente sa capacité à produire une descendance viable elle-même capable de se reproduire (Robert, 1972). La probabilité qu'une femelle s'accouple dépendra des contraintes imposées sur la reproduction des deux sexes (Miller & Inouye, 2011). Certains insecticides peuvent avoir un effet sur la fécondité ou la fertilité chez les femelles exposées, provoquant une diminution du nombre de descendants pour la génération suivante; ainsi, de nombreuses études histochimiques et ultrastructurales ont traité ces paramètres (Louat, 2013 ; Soltani, 1987 ; Soltani *et al.*, 1996 ; Soltani *et al.*, 1998 ; Khebbeb *et al.*, 2008 ; Bensalem & Soltani-Mazouni, 2013).

Nos résultats montrent une diminution de la fertilité en réduisant le nombre des descendants (œufs, larves, pupes et adultes) de la génération F1 provenant de parents qui ont survécus au traitement des pupes et des adultes nouvellement exuviés ; cette baisse dans la descendance présente une relation dose-dépendante et un effet sexe (femelle plus sensible que le mâle). Le traitement agit différemment sur la descendance, selon le type de croisement et le sexe traité. Ces effets du spiromesifen seraient dus à la perturbation de la vitellogenèse et la spermatogénèse entraînant une diminution de la fertilité et la fécondité des insectes (**Swevers et al., 2005**).

Nos résultats concordent avec les données obtenues par **Bensafi-Gheraïbia (2015)** après application topique du spiromesifen sur les pupes nouvellement exuviées de *D. melanogaster*, ce composé agit sur le potentiel reproducteur de la drosophile en inhibant la fécondité des adultes qui survivent au traitement. Les mêmes effets sont enregistrés chez la même espèce après traitement avec le triazophos (**Velazquez et al., 1990**), cybil (**Razdan et al., 2003**), avec la bêta-cyfluthrine (**Nadda et al., 2005**) ou avec le Neem Azal (**Boulahbel, 2015**).

Une baisse de la fécondité des femelles exposées à l'imidaclopride à des doses sublétales est retrouvée chez *Bemisia tabaci* (**He et al., 2013**) et *Bombus terrestris* (**Whitehorn et al., 2012**). L'exposition des femelles au spinosad ou à l'azadirachtine induit une réduction du nombre de descendants par femelle chez *Macrolophus pygmaeus* et *Nesidiocoris tenuis* (**Arno & Gabarra, 2011**). Des résultats similaires ont été signalés suite à l'exposition de *Culex quinquefasciatus*, *Anopheles stephensi* et *Aedes Aegypti* aux extraits végétaux tels que les extraits de *Calophyllum inophyllum*, *Solanum suratense*, *Samadera indica* et *Rhinocanthus nasutus* entraînant une réduction significative de la fécondité (**Muthukrishnan & Pushpalatha, 2001**). L'extrait méthanolique de graines et de feuilles de *Melia azedarach*, *Dysoxylum malabaricum* et *Azadirachta indica* (**Nathan et al., 2006**) à diverses concentrations ont considérablement diminué la fécondité chez *Anopheles stephensi*. La pyréthrine dérivée de *Tanacetum cinerariaefolium* qui est connue pour être un insecticide très efficace contre les *Aedes aegypti* et *Aedes albopictus* peut entraîner une réduction de la production d'œufs chez les adultes après l'exposition (**Sulaiman et al., 2007**). En outre, le spinosad a provoqué une diminution de la fécondité chez les femelles d'*Aedes Aegypti* (**Antonio et al., 2009**). De même, plusieurs études disponibles ont signalé une réduction de la fécondité et du potentiel reproducteur chez les espèces de moustiques après exposition à une

dose sublétales d'insecticides chimiques tels que le temephos et le propoxur qui ont induit une réduction marginale de la fécondité chez *Anopheles Stephensi* (Sanil & Shetty, 2012), l'exposition d'*Aedes aegypti* à des concentrations plus élevées de temephos, de malathion et d'alphaméthrin a diminué la production d'œufs (Minn & Shetty, 2008). En outre, une diminution de la fécondité lors de l'exposition à des champignons entomopathogènes, *Leptolegnia chapmanii* et des agents bactériens, *Bacillus thuringiensis* H-1451 a été observée chez *Aedes Aegypti* (Pelizza *et al.*, 2013).

#### 4.6. Effets du spiromesifen sur le comportement sexuel

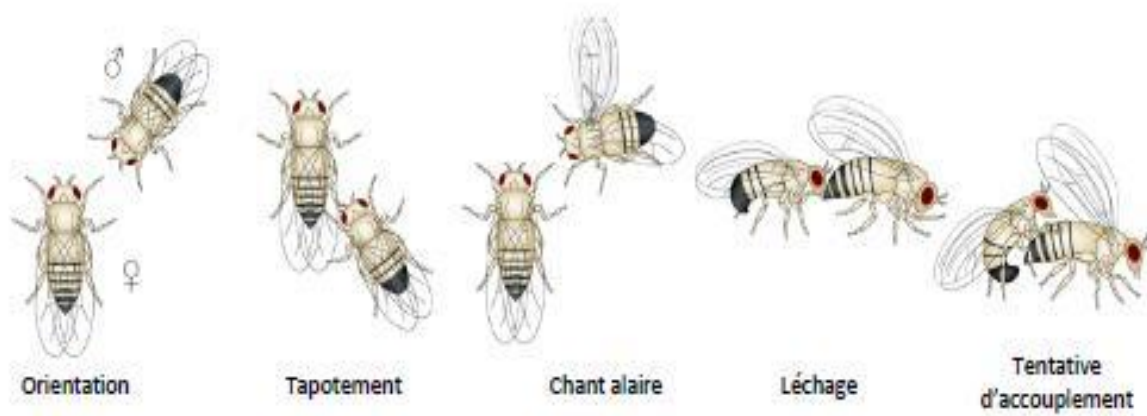
La communication et le comportement sexuels sont fondamentaux pour la recherche d'un partenaire (Mendelson & Shaw, 2012), comprendre le comportement sexuel exige la connaissance des signaux sous-jacents et comment les facteurs, tels que les conditions environnementales et la physiologie des insectes modulent la communication entre les partenaires (Anderson *et al.*, 2007 ; Kromann, 2015).

Chez les insectes, la forme de communication la plus ancienne et la plus répandue est la communication chimique, qui dérive de la perception de signaux chimiques sous forme de molécules appelées « phéromones » (Wyatt, 2003). Les phéromones de plus de 7000 espèces d'insectes ont été décrites (El-Sayed *et al.*, 2013). Les phéromones sexuelles, impliquées dans la reproduction, ont été particulièrement étudiées. Elles constituent un signal de reconnaissance spécifique à chaque individu qui va permettre aux individus de son espèce de l'identifier comme un partenaire sexuel, de le choisir ou non parmi tous les partenaires disponibles (Krupp *et al.*, 2008; Etges *et al.*, 2009; Everaerts *et al.*, 2010).

Le genre *Drosophila* est composé d'un grand nombre d'espèces et leur comportement reproducteur présente une grande diversité (Markow & O'Grady, 2005). Le comportement de cour des drosophiles a été décrit en 1915 par Sturtevant chez *D. melanogaster* avant d'être observé chez les autres espèces du genre *Drosophila*. La parade sexuelle est constituée d'étapes qui forment un véritable dialogue entre les partenaires (Greenspan & Ferveur, 2000). La chorégraphie classique de la cour se décrit ainsi (Figure 36) : lorsqu'un mâle rencontre une partenaire potentielle, il s'oriente face à elle et touche son abdomen avec l'une de ses pattes avant pour percevoir son identité phéromonale. Si la femelle lui convient, il la suit pendant qu'elle se déplace tout en faisant vibrer ses ailes, produisant ainsi un signal acoustique appelé chant d'amour "love song" (Bennet-Clark & Ewing, 1970; Von

**Schilcher, 1976**). Il va également faire trembler son abdomen, créant des vibrations qui vont être transmises à la femelle via le substrat (**Fabre et al., 2012**). Si la femelle est réceptive, le mâle lèche ses genitalia avec son proboscis et tente une copulation en recourbant son abdomen pour accoler son appareil génital à celui de la femelle. En fonction de la réceptivité de la femelle, ce comportement peut être répété plusieurs fois avant d'aboutir à une copulation effective. La femelle transmet au mâle des signaux d'acceptation ou de rejet (**Connolly & Cook, 1973**) tout au long de la parade. Une femelle réceptive ralentit ses déplacements, augmente la fréquence de nettoyage de son abdomen et extrude partiellement son ovipositeur tout en émettant une gouttelette qui va exciter le mâle (**Lasbleiz et al., 2006**).

A l'inverse, une femelle non réceptive donne des coups de pattes au mâle, lève et descend son abdomen, fuit ou extrude totalement son ovipositeur et n'écarte pas ses ailes, empêchant le mâle de se positionner correctement pour l'accouplement (**Spieth, 1952; Lasbleiz et al., 2006**).



**Figure 36.** La parade sexuelle des drosophiles (Modifiée d'après **Sokolowski, 2001**).

Dans notre étude, nous avons testé l'hypothèse selon laquelle de faibles doses d'un insecticide, comme le spiromesifen, pourraient affecter la performance reproductive des adultes, ce qui aboutit à l'avortement de l'accouplement. De toute évidence, une longue latence de couplage indique la non-réactivité de la femelle malgré le dynamisme du mâle. Cette inaptitude sexuelle est liée aux phéromones épicuticulaires féminin et masculin. Une femelle non réceptive va fuir le mâle, soulevant et abaissant son abdomen, extrude complètement son ovipositeur. Si elle est réceptive, les femelles sont fécondées pour seulement 20 minutes (**Goudey & Perrière, 1974**), durant lesquelles, les spermatozoïdes du

mâle sont transférés dans le tractus génital féminin (**Vasudev et al., 2013**), Nos résultats montrent que les adultes traités prennent un long temps pour s'accoupler, également les durées des différentes séquences de la parade, tels que l'orientation, le tapotement, les vibrations alaires et le léchage sont considérablement augmentées de manière dose-dépendante, le traitement agit différemment sur les séquences comportementales de la parade, selon le type de croisement.

Des résultats similaires ont été notés avec les extraits de *Peganum harmala* (Zygophyllaceae), plante herbacée, riche en alcaloïdes indoliques qui lui confèrent une activité insecticide sur les différentes séquences du comportement sexuel de *D. melanogaster* (**Elbah et al., 2016**). Cependant, les mêmes effets ont été observés dans des expériences avec d'autres insecticides. L'exposition à l'imidaclopride aux doses sublethales induit des effets sur l'accouplement et la fertilité de *D. melanogaster* (**Louat, 2013**), dithiocarbamate, Dithane (**Vasudev et al., 2013**), spinosad et azadirachtine (**Bensafi Gheraïbia, 2010**), *Bacillus thuringiensis* (**Bourbia, 2012**). D'autres résultats indiquent également que le spiromesifen affecte le métabolisme des lipides chez la drosophile confirmant son principal mécanisme d'action sur hydrocarbures cuticulaires, avec comme conséquence un effet sur la synthèse des phéromones sexuelles et la parade nuptiale de la drosophile (**Bensafi Gheraïbia, 2015**).

L'étude de l'importance des signaux chimiques a été d'abord menée sous lumière blanche, puis sous lumière rouge. En effet, il semblerait que le premier sens utilisé chronologiquement au cours de la parade par la femelle pour la reconnaissance du mâle soit la vision, puis viendraient ensuite l'olfaction, la gustation et l'audition. Nos expériences révèlent qu'en bloquant la vision de la femelle, les signaux olfactifs, gustatifs et auditifs pourraient avoir des rôles relativement plus importants. On peut donc s'attendre à une discrimination plus aigüe des signaux chimiques par la femelle sous lumière rouge. Ceci apparaît clairement en comparant les indices de parade en lumière blanche et en lumière rouge. Dans ce dernier cas, les indices de parade sont très faibles, certainement parce que les mâles semblent avoir des difficultés à initier puis à suivre la femelle lors de ses changements de direction dans la cellule de comportement. Il est possible qu'un petit nombre de mâle initie une parade qui ne dure pas à cause d'un problème de poursuite de la femelle. Cette anomalie évoque les effets comportementaux induits par la mutation optomotor-blind, découverte il y a 25 ans chez la drosophile et qui empêche une mouche de pouvoir suivre les changements de direction d'un partenaire (**Fischbach & Heisenberg, 1984**).

Nos résultats montrent que les adultes prennent plus de temps pour s'accoupler en lumière rouge comparativement à la lumière blanche, il semble que la lumière rouge réduit la perception des influx visuels émis par les partenaires mais malgré cela, les drosophiles peuvent s'accoupler même si l'intensité lumineuse est minimale. **Krstic et al., (2009)** proposent deux explications à cette situation. 1/ Des photorécepteurs peuvent être activés dans les ocelles, ou par la lumière pénétrant au travers de la cuticule céphalique (**Mizunami, 1995**), mais malgré les recherches sur ces organes (**Mizunami, 1995; Goldsmith, 1958**), leur rôle précis n'a pas encore été découvert. 2/ Il existe peut-être des photorécepteurs non rétiniens, ou d'autres structures photoréceptrices ("light-gated channel") (**Sakai et al., 2002**).

Plusieurs études ont montré l'implication des signaux visuels dans le choix de la femelle. Par exemple, il a été montré que les femelles *Drosophila gibberosa* n'acceptent pas de s'accoupler dans le noir (**Grossfield, 1971**). En effet, les mâles *Drosophila suzukii* présentent une tache pigmentée au niveau des ailes. Alors que les fréquences d'accouplement des mâles tachés et des mâles non tachés sont identiques dans l'obscurité, celles des mâles non tachés est plus faible à la lumière blanche, la tache de pigment noir présente au bout des ailes est associée à un comportement de parade sexuelle, lorsque le mâle déploie ses ailes devant la femelle qu'il courtise. Les mâles ne présentant pas de tache n'ont pas ce comportement. (**Fuyama, 1979**). La lumière rouge permet de réduire les signaux visuels perçus par les deux partenaires (**Boll & Noll, 2002 ; Fleischer & Arredondo, 2011 ; Sehresh et al., 2014**). Cependant, contrairement à l'obscurité où les parades et les accouplements sont quasi-absents (**Ripfel & Becker, 1982 ; Isono, 1993**), les drosophiles montrent une activité sexuelle en lumière rouge en fonction de la dépendance à la lumière de l'espèce envisagée. En travaillant sur 6 des 9 espèces du sous-groupe *D. melanogaster*, **Sakai et al., (2002)** ont démontré que *D. melanogaster*, *D. simulans* et *D. mauritiana* sont des espèces indépendantes de la lumière pour leur accouplement, capables de s'accoupler même lorsque l'intensité lumineuse est minimale, alors que *D. yakuba* et *D. erecta* ne s'accouplent que sous une forte intensité lumineuse. L'utilisation de la lumière rouge est la solution de déprivation visuelle la plus simple à mettre en place, mais elle a le désavantage de bloquer simultanément la vue des deux partenaires. Récemment, **Krstic et al., (2009)** ont utilisé la même technique pour bloquer la vision de drosophiles et étudier l'intégration des modalités sensorielles contrôlant la parade du mâle.

CONCLUSION  
ET  
PERSPECTIVES

## 5. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La *Drosophile* est l'organisme le plus étudié dans le monde. Près d'un siècle de recherches a permis d'accumuler sur la biologie de cet insecte une somme d'informations sans aucun équivalent parmi les eucaryotes supérieurs. Notre étude a permis d'évaluer l'impact du spiromesifen, un insecticide inhibiteur de la biosynthèse des lipides sur *Drosophila melanogaster* à l'échelle biochimique et comportementale, ainsi que d'examiner ses effets sur la reproduction et le développement. Les doses sublétales déterminées précédemment (CL<sub>10</sub>: 21,45µg et CL<sub>25</sub>: 39,53µg) ont été évaluées en application topique à l'exuviation nymphal et adulte de *D. melanogaster* sur plusieurs paramètres physiologiques et biochimiques.

Dans une première partie abordant l'aspect morphométrique, les données acquises indiquent une diminution du poids frais des ovaires, le nombre d'ovocytes par paire d'ovaire, la longueur, la largeur et le volume de l'ovocyte basal, ceci avec une relation dose réponse significative.

Dans une seconde série d'essais, les analyses biochimiques révèlent que ce produit réduit de manière significative la teneur en glycogène et tréhalose corporels chez les pupes traitées à tous les âges au cours du développement nymphal et ceci avec une relation dose-réponse significative. L'effet est rapide puisqu'une réduction significative est obtenue chez les séries traitées 6 heures après application topique à l'exuviation nymphale, il provoque également une réduction des teneurs en glucides et en glycogène ovariens, en effet, il réduit significativement les taux de ces métabolites à différents âges (de 0 à 4 jours) au cours de la maturation sexuelle, en fonction de la dose appliquée aux pupes nouvellement exuviées de *D. melanogaster*. L'évaluation de l'activité spécifique de la lactate déhydrogénase a été envisagée. Le traitement provoque une induction relativement rapide (6 h après le traitement), il exerce un stress chimique qui se traduit chez les individus traités par une augmentation hautement significative de l'activité spécifique de la LDH comparativement aux témoins, ce qui démontre une réponse de l'organisme afin de lutter contre cet insecticide.

Ce composé prolonge la durée des différents stades de développement embryonnaire, larvaire et nymphale et diminue le nombre d'individus (œufs, larves, pupes, adultes) issus de couples adultes qui ont survécu au traitement en inhibant ainsi leur fécondité et fertilité.

Les résultats de l'étude du comportement sexuel de *D. melanogaster* exposée au spiromesifen a permis d'observer des comportements copulatoires anormaux ou inhabituels. De plus, l'étude comparée des différentes séquences de la parades entre les différents croisements effectués démontre que l'effet du spiromesifen sur le nombre de contact, de vibration ou de léchage, l'indice de parade indique, latences d'accouplement et la durée d'accouplement révèle l'existence d'une différence significative entre les séries témoins et traitées en lumière blanche et rouge. L'ensemble des résultats acquis confirme l'effet différé du spiromesifen sur la drosophile en perturbant le comportement sexuel. Quelle que soit l'expérience que nous utilisons, on remarque que l'effet est toujours plus marqué après le traitement des adultes avec le spiromesifen.

A l'avenir, il serait intéressant, d'évaluer chez *D. melanogaster*, L'importance des changements métaboliques due au spiromesifen sur 3 des familles enzymatiques de détoxification, les plus connues pour leurs rôles dans la résistance aux insecticides, notamment les monooxygénases, les estérases et les réductases et sur d'autres aspects physiologiques comme le profil des écdystéroïdes et la structure fine des ovaires en rapport avec la reproduction.

RESUMES

## Résumé

Cette étude vise à évaluer les effets sublétaux du spiromesifen (Oberon® 240 SC), un nouvel insecticide/acaricide systémique considéré comme un inhibiteur de la biosynthèse des lipides chez *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 (Diptera, Drosophilidae), sur plusieurs paramètres physiologiques et biochimiques. Le spiromesifen a été administré *in vivo* par application topique sur les pupes et les adultes nouvellement exuviés de *D. melanogaster*, les effets de ce composé ont été évalués, à deux doses sublétales (CL<sub>10</sub>: 21,45µg et CL<sub>25</sub>: 39,53µg).

Dans une première série d'essais, l'étude morphométrique des ovaires a mis en évidence l'effet toxique du spiromesifen; ce dernier a provoqué une diminution du poids frais des ovaires, du nombre d'ovocytes par paire d'ovaire, de la taille et du volume de l'ovocyte basal, comparativement aux témoins, ceci avec une relation dose-réponse significative. Dans une seconde série d'expérimentations, les doses sublétales déterminées précédemment (CL<sub>10</sub> : 21,45 et CL<sub>25</sub> :39,53 µg/pupe) ont été évaluées sur le taux du tréhalose et du glycogène total corporel, il a aussi été testé sur le contenu ovarien en glucides totaux et en glycogène au cours de la maturation sexuelle. L'étude biochimique montre que le spiromesifen perturbe le métabolisme énergétique en entraînant une diminution rapide de la teneur en tréhalose et en glycogène des séries traitées comparativement aux témoins à tous les âges et ceci avec une relation dose-réponse chez les pupes de *D. melanogaster*. Il provoque également une réduction des taux ovarien en glucides totaux et en glycogène au cours de la maturité sexuelle des femelles survivant au traitement des pupes, comparativement aux témoins. Le spiromesifen induit un stress chimique qui se traduit par une augmentation hautement significative de l'activité spécifique de la lactate déshydrogénase des individus traités avec le spiromesifen par rapport aux témoins. En outre, on enregistre un impact négatif sur le développement, avec un allongement de la durée des différents stades embryonnaire, larvaire et nymphal et sur la descendance au cours de la première génération en réduisant le nombre d'individus dans tous les stades de développement (œufs, larves et pupes). La réduction de la fécondité et de la fertilité est observée pour les différents couples constitués, selon la dose appliquée et le sexe traité.

Enfin, le spiromesifen perturbe le comportement sexuel des séries traitées comparativement aux témoins avec un effet dose-réponse significatif. Deux lumières

différentes ont fait l'objet de nos tests, la lumière blanche et lumière rouge; cette dernière en plus du traitement perturbe les différentes séquences de la parade sexuelle et par conséquent l'accouplement. On observe toujours que le spiromesifen exerce une action plus intense après un traitement des adultes comparativement au traitement des pupes.

**Mots clés:** *Drosophila melanogaster*, Spiromesifen, métabolisme énergétique, développement, descendance, ovaires, comportement sexuel, biomarqueurs.

## Abstract

This study aims to evaluate the sublethal effects of spiromesifen (Oberon®240 SC), a new systemic insecticide / acaricide considered as an inhibitor of lipid biosynthesis in *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 (Diptera, Drosophilidae), on several physiological and biochemical parameters. Spiromesifen was administered *in vivo* by topical application to pupae and newly exuviated adults of *D. melanogaster*, the effects of this compound were evaluated at two sublethal doses corresponding to (LC<sub>10</sub>: 21,45µg and LC<sub>25</sub>: 39,53µg).

In a first series of trials, the morphometric study of the ovaries revealed the toxic effect of spiromesifen, which resulted in a decrease in the fresh weight of the ovaries, the number of oocytes per pair of ovaries, the width and volume of the basal oocyte, compared with controls, with a significant dose response relationship. In a second series of experiments, the sublethal doses determined previously (LC<sub>10</sub>: 21,45µg and LC<sub>25</sub>: 39,53µg) were evaluated on the level of trehalose and total glycogen's body, it was also tested on the content of ovarian carbohydrate and glycogen during sexual maturity. The biochemical study shows that spiromesifen disturbs energetic metabolism by causing a rapid decrease in the trehalose and glycogen content of the treated series compared with controls at all ages and this with a dose-response relationship in *D. melanogaster*'s pupae . It also causes a reduction in ovarian total carbohydrate and glycogen levels during sexual maturity of females compared to controls. The biomarker assay revealed that spiromesifen induced chemical stress which resulted in a highly significant increase in the lactate dehydrogenase specific activity of the treated series compared with controls. In addition, there is a negative impact on development by extending the duration of embryonic, larval and pupal stages and on the progeny during the first generation by reducing the number of individuals in all stages of development (eggs, larvae

and pupae), this reduction in fertility is observed for the different paired couples, depending on the dose applied and the sex being treated. Finally, spiromesifen disrupts the sexual behavior of the treated series compared to the controls with a significant dose-response effect. Two different lights were tested, white light and red light; the latter in addition to the treatment disrupts the different sequences of the sexual parade and consequently the coupling. We always observe that spiromesifen exerts an intense action after treatment of adults.

**Key words:** *Drosophila melanogaster*, Spiromesifen, energy metabolism, development, progeny, ovaries, sexual behavior, biomarkers.

## ملخص

تهدف هذه الدراسة إلى تقييم الآثار شبه المميّنة لـ spiromesifen (Oberon® 240 SC)، الذي يعتبر مبيد اصطناعي جديد للحشرات و السوس ، مثبط لتركيب الدسم ، حيث تم تقييم آثاره الشبه مميّنة على الشرانق و الحشرات مكتملة النمو لذبابة الخل *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 (ذوات الجناحين ، Drosophilidae). تناولت الدراسة العديد من الجوانب الفسيولوجية والبيوكيميائية التالية :

في سلسلة أولى من التجارب، استخدمت الجرعات شبه مميّنة التي تم تحديدها سابقا (CL<sub>10</sub>: 21,45µg و CL<sub>25</sub>: 39,53µg) في دراسة التأثير السمي للـ spiromesifen على المبايض ، الذي أدى إلى انخفاض في الوزن الطازج للمبيضين، وعدد البويضات لكل زوج من المبايض، وعرض وحجم البويضة القاعدية ، مقارنة مع الشهود، مع وجود علاقة كبيرة بين الجرعة والاستجابة، في سلسلة ثانية من التجارب، ثبت ان spiromesifen يؤثر على مدة نمو البويضات، اليرقات و الشرانق بالإضافة إلى ذلك فإنه يقلل بشكل كبير وسريع محتوى التريهالوز والجليكوجين في الشرانق المعالجة في جميع الاعمار، وهذا مع وجود علاقة الاستجابة للجرعة. كما أنه يسبب انخفاضا في محتوى الكربوهيدرات والجليكوجين في المبايض خلال النضج الجنسي مقارنة مع الشهود. العلاج يؤدي الى زيادة سريعة في مستويات انزيم LDH وبالإضافة إلى ذلك فان المنتج يؤثر على الإمكانيات الإنجابية مع انخفاض الخصوبة عند الافراد البالغين مما يؤدي الى تأثير سلبي على ابناء الجيل الأول عن طريق الحد من عدد الأفراد في جميع مراحل التطور وأخيرا العلاج يؤدي إلى تعطيل الموكب الجنسي للسلسلة المعالجة مقارنة بالشهود اثنتان من الأضواء قد كانتا موضوع تجاربنا: الضوء الأبيض والضوء الأحمر. هذا الأخير بالإضافة إلى العلاج يعطل التسلسلات المختلفة من الموكب الجنسي وبالتالي الاقتران.

الكلمات الرئيسية: *Drosophila melanogaster* ، Spiromesifen ، السمية ، المبايض، النمو، السلوك الجنسي .

REFERENCES  
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abdelaoui, K., Benhalima- Kamel M., & Benhamouda, M. H.(2006).** Activité biologique de l'acide gibbérellique sur le criquet migrateur asiatique *Locusta migratoria L.* (Orthoptera; Acrididae). Actes de congrès international d'entomologie et de Nématologie, 17-20 avril 2006, Inst. Nati. Agro., El-Harrach., Pp. 248- 260.
- Adams, M. D., Celniker, S. E., Holt, R. A., Evans, C. A., Gocayne, J. D., Amanatides, P. G., & George, R. A. (2000).** The genome sequence of *Drosophila melanogaster*. *Science*, 287(5461), 2185-2195.
- Adamski, Z., Błoszyk, J., Musiał, J., Łysiak, M., Urbaniak, L., & Ziemnicki, K. (2009).** Diflubenzuron inhibits reproduction of different strains of *Drosophila melanogaster*. *Insect Science*, 16(4), 305-309.
- Alizadeh, M., Karimzadeh, J., Rassoulilian, G. R., Farazmand, H., Hoseini-Naveh, V., & Pourian, H. R. (2012).** Sublethal effects of pyriproxyfen, a juvenile hormone analogue, on *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae): life table study. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 45(14), 1741-1763.
- Amrani, L., Zerguine, K., Farine, J. P., Smaghe, G., & Soltani-Mazouni, N. (2004).** Imidazole derivative KK-42 reduces ecdysteroid titers and interferes with reproductive processes in adult females of *Tenebrio molitor*. *Pesticide biochemistry and physiology*, 80(3), 163-172.
- Anderson, P., Hansson, B. S., Nilsson, U., Han, Q., Sjöholm, M., Skals, N., & Anton, S. (2007).** Increased behavioral and neuronal sensitivity to sex pheromone after brief odor experience in a moth. *Chemical senses*, 32(5), 483-491.
- Antonio, G. E., Sanchez, D., Williams, T., & Marina, C. F. (2009).** Paradoxical effects of sublethal exposure to the naturally derived insecticide spinosad in the dengue vector mosquito, *Aedes aegypti*. *Pest management science*, 65(3), 323-326.
- ARLA, Agence de Réglementation de la Lutte Antiparasitaire. (2007).** Rapport d'évaluation Spiromesifen. [www.pmra-arla.gc.ca](http://www.pmra-arla.gc.ca).
- Arnó, J., & Gabarra, R. (2011).** Side effects of selected insecticides on the *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) predators *Macrolophus pygmaeus* and *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae). *Journal of Pest Science*, 84(4), 513-520.
- Ashburner, M. (2005).** *Drosophila melanogaster*: a case study of a model genomic sequence and its consequences. *Genome Research*, 15(12), 1661-1667.
- Ashburner, M., Golic, K.G., & Hawley, R.S. (2005).** *Drosophila*: A Laboratory Handbook. 2nd edition. *Cold Spring Harbor*, New York: Cold Spring Harbor Laboratory Press. 27.
- Audigie, C.L., Dupont, G., Zonszain, F. (1982).** Principes des méthodes d'analyse biochimique (Tome 1). (Ed): *Doin éditeurs- Paris*, 190.

- Auzoux-Bordenave, S., Solvar, M., Queguiner, I., Bozzolan, F., Mottier, V., Siaussat, D., Porcheron, P., & Debernard, S. (2005). Comparative effects of a non-steroidal ecdysone agonist RH-5992 and 20-hydroxyecdysone in a lepidopteran cell line (IAL-PID2). *Insect Biochem Mol Biol*, 35 (9), 1033- 1042.
- Azmi, M. A., Ahmed, I., Naqvi, S. N. U. H., & Akhtar, K. (2001). Level of lactate dehydrogenase (LDH) in resistant and susceptible strains of culicine mosquitoes of the Karachi Region after treatment with DDT, malathion and cyfluthrin. *Turkish Journal of Zoology*, 26(1), 97-100.
- Babczinski, P., & Arthur, E. L. (2005). Environmental fate of spiromesifen (Oberon®). *Planzenschutz-Nachrichten Bayer*, 58, 371-390.
- Bainbridge, S. P., & Bownes, M. (1981). Staging the metamorphosis of *Drosophila melanogaster*. *Development*, 66(1), 57-80.
- Bakli, D., Kirane-Amrani, L., Soltani-Mazouni, N., & Soltani, N. (2016). Methoxyfenozide, an ecdysteroid agonist insecticide, alters oocyte growth during metamorphosis of *Ephesia kuehniella* Zeller. *African Entomology*, 24(2), 453-459.
- Barré-Sinoussi, F., & Montagutelli, X. (2015). Animal models are essential to biological research: issues and perspectives. *Revue d'histoire des sciences*, 57, 243-432.
- Baudoin, A., Olaya, G., Delmotte, F., Colcol, J. F., & Sierotzki, H. (2008). QoI resistance of *Plasmopara viticola* and *Erysiphe necator* in the mid-Atlantic United States. *Plant Health Progress*, 211-222.
- Beck, Y., (2003). Le rôle de Krüppel-homolog au cours de l'embryogenèse et de la métamorphose de *Drosophila melanogaster*. Thèse de doctorat. Université Louis Pasteur, Strasbourg, 185 p.
- Begum, G., & Vijayaraghavan, S. (1999). Effect of Acute Exposure of the Organophosphate Insecticide Rogor on Some Biochemical Aspects of *Clarias batrachus* (Linnaeus). *Environmental research*, 80(1), 80-83.
- Behroozi Moghadam, E., Izadi, H., Samih, M.A., Moharramipour, S. & Mahdian, K. (2011). Effect of insect growth regulators, temperature and overwintering on larvae of pistachio white leaf borer, *Ocneria terebintina* Stgr. (Lepidoptera: Lymantriidae). *Intern. J. Agric. Biol*, 13: 375-380.
- Belles, X., & Piulachs, M. D. (2015). Ecdysone signalling and ovarian development in insects: from stem cells to ovarian follicle formation. *Biochimica & Biophysica Acta (BBA)-Gene Regulatory Mechanisms*, 1849(2), 181-186.
- Belmabrouk, H., Rospars, J. P., Ezzine, J., & Martinez, D. (2008). Rôle de l'inhibition intra-et inter-glomérulaire dans la synchronisation neuronale et le codage phéromonal chez *manduca sexta*. In *Deuxième conférence française de Neurosciences Computationnelles," Neurocomp08"*.

- Bennet-Clark, H. C., & Ewing, A. W. (1970).** The love song of the fruit fly. *Scientific American*, 223(1).
- Bensafi Gheraïbia H. (2015).** Evaluation du spiromesifen, inhibiteur de la synthèse des lipides chez *Drosophila melanogaster*: aspect toxicologique, biochimique et comportemental. Thèse de Doctorat, Université d'Annaba, Algérie, 105p.
- Bensafi-Gheraïbia H, Menail A, Soltani N. (2013).** Activité d'un inhibiteur de la synthèse des lipides (spiromesifen) chez *Drosophila melanogaster*: taux et peroxydation lipidiques et effet sur la descendance. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 138, 189-199.
- Bensafi-Gheraïbia, H. (2010).** Etude écophysiologique, systématique et lutte intégrée contre les drosophiles, vecteurs de la pourriture grise dans les cultures, Mémoire de Magistère, Université d'Annaba. Algérie, 67p.
- Bensalem, F., Soltani-Mazouni, N., (2013).** Effect of Two Inhibitors of the Angiotensin Converting Enzyme in the Mediterranean Flour Moth: Biochemical Composition and Ecdysteroid Amount of Gonads. *European Journal of Scientific Research*. 2, 186-194.
- Bensebaa, F., Kilani-Morakchi, S., Aribi, N., & Soltani, N. (2015).** Evaluation of pyriproxyfen, a juvenile hormone analog, on *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae): Insecticidal activity, ecdysteroid contents and cuticle formation. *European Journal of Entomology*, 112(4), 625.
- Berni, J., Rabossi, A., Pujol-Lereis, L. M., Tolmasky, D. S., & Quesada-Allué, L. A. (2009).** Phloxine B affects glycogen metabolism in larval stages of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Pesticide biochemistry and physiology*, 95(1), 12-17.
- Birch, J. P., Casti, J., & Taylor, R.P. (2011).** Artistic Forms and Complexity. *Nonlinear Dynamics Psychology and Life Sciences*, (15), 265-283.
- Boatman, N. D., Parry, H. R., Bishop, J. D., & Cuthbertson, A. G. (2007).** Impacts of agricultural change on farmland biodiversity in the UK. *Hester RE, and Harrison RM (eds), Biodiversity under threat, RSC Publishing, Cambridge, UK 2007*, 1-32.
- Bodine, J. H., & Orr, P. R. (1925).** Respiratory Metabolism: Physiological Studies on Respiratory Metabolism. *The Biological Bulletin*, 48(1), 1-14.
- Boggs, C. L. (2009).** Understanding insect life histories and senescence through a resource allocation lens. *Functional Ecology*, 23(1), 27-37.
- Boggs, C. L., & Freeman, K. D. (2005).** Larval food limitation in butterflies: effects on adult resource allocation and fitness. *Oecologia*, 144(3), 353-361.
- Boisclair, J., & Estevez, B. (2006).** Lutter contre les insectes nuisibles en agriculture biologique: intervenir en harmonie face à la complexité. *Phytoprotection*, 87(2), 83-90.

- Boll, W., & Noll, M. (2002).** The *Drosophila* Pox neuro gene: control of male courtship behavior and fertility as revealed by a complete dissection of all enhancers. *Development*, 129, 5667-5681.
- Boll, W., & Noll, M. (2002).** The *Drosophila* Pox neuro gene: control of male courtship behavior and fertility as revealed by a complete dissection of all enhancers. *Development*, 129, 5667-5681.
- Bontonou, G. (2014).** Evolution des phéromones de *Drosophiles* et rôle dans l'isolement reproducteur. Thèse de doctorat, Université Paris-Sud11, p192.
- Bouabida, H. (2014).** Inventaire des moustiques de la région de Tébessa et bioactivité du spiromesifen sur la reproduction de *Culiseta longiareolata* et *Culex pipiens* : aspects écologique et biochimique. Doctorat en Biologie Animale. Université d'Annaba. Algérie.
- Bouabida, H., Tine-Djebbar, F., Tine, S., & Soltani, N. (2017).** Activity of spiromesifen on growth and development of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae): Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(1), 572-577.
- Bouharmont, J. (2007).** Patterns of chromosome evolution in Aspleniaceae (Nucleus 20 63-70, 1977). *NUCLEUS-CALCUTTA*, 50(2), 251.
- Bouharmont, J., Masson, P. L., & Van Hove, C. (2007).** Biologie. Révision scientifique de Charles- Marie Evrard. Ed. De Boeck université, 386: 1250.
- Boulahbel, B. (2015).** Evaluation de l'azadirachtine (Neem-Azal et Huile de Neem) sur le développement et la reproduction chez *Drosophila melanogaster* (Diptera) : mécanismes d'action et action comparée. Thèse de doctorat. Université d'Annaba. Algérie, 114p.
- Boulanger, P. M., Michiels, D., & De Jaegher, C. (2004).** Systèmes d'information pour la sécurité alimentaire: l'expérience AEDES en Afrique. *Editions L'Harmattan*.
- Bourbia, S. (2012).** Étude de la souche sauvage de *Drosophila melanogaster* agent de la pourriture grise des fruits. Identification et Comportement sexuel, Thèse de Magistère. Université d'Annaba. Algérie, 72p.
- Bouzeraa, H. (2013).** Evaluation de l'impact de deux mimétiques de l'hormone de mue (RH-2485 et RH-5992) sur les gonades males d'*Ephestia kuehniella*, un lépidoptère ravageur des denrées stockées : aspect structural, biochimique et hormonal, thèse de doctorat. Université d'Annaba. Algérie, 102p.
- Bradford, M. M. (1976).** A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical biochemistry*, 72(1-2), 248-254.

- Brakes, C. R., & Smith, R. H. (2005).** Exposure of non-target small mammals to rodenticides: short-term effects, recovery and implications for secondary poisoning. *Journal of Applied Ecology*, 42(1), 118-128.
- Bregues, C., Hawkes, N. J., Chandre, F., McCarroll, L., Duchon, S., Guillet, P., Manguin, S., Morgan, J.C., & Hemingway, J. (2003).** Pyrethroid and DDT cross-resistance in *Aedes aegypti* is correlated with novel mutations in the voltage-gated sodium channel gene. *Medical and veterinary entomology*, 17(1), 87-94.
- Bretschneider, T., Benet-Buchholz, J., Fischer, R., & Nauen, R. (2003).** Spirodiclofen and spiromesifen—novel acaricidal and insecticidal tetrionic acid derivatives with a new mode of action. *Chimia International Journal for Chemistry*, 57(11), 697-701.
- Bretschneider, T., Fischer, R., Nauen, R. (2012a).** Inhibitors of lipid synthesis: acetyl-CoA-carboxylase inhibitors, in: Krämer, W., Schirmer, U., Jeschke, P., Witschel, M. (Eds.), *Modern Crop Protection Compounds*, 2nd Edition, Wiley VCH, Weinheim. 1108-1126.
- Bretschneider, T., Fischer, R., Nauen, R. (2012b).** Tetrionic acid insecticides and acaricides inhibiting acetyl-CoA carboxylase, in: Lamberth, C., Dinges, J. (Eds.), *Bioactive Heterocyclic Compound Classes: Agrochemicals*, Wiley VCH, Weinheim. 265-278.
- Cassier, M. (1997).** Compromis institutionnels et hybridations entre recherche publique et recherche privée. *Revue d'économie industrielle*, 79(1), 191-212.
- Chen, K., Liu, Q., Xie, L., Sharp, P. A., & Wang, D. I. (2001).** Engineering of a mammalian cell line for reduction of lactate formation and high monoclonal antibody production. *Biotechnology and bioengineering*, 72(1), 55-61.
- Chen, W. J., Delmotte, F., Cervera, S. R., Douence, L., Greif, C., & Corio-Costet, M. F. (2007).** At least two origins of fungicide resistance in grapevine downy mildew populations. *Applied and Environmental Microbiology*, 73(16), 5162-5172.
- Choi, J., Roche, H., & Caquet, T. (2000).** Effects of physical (hypoxia, hyperoxia) and chemical (potassium dichromate, fenitrothion) stress on antioxidant enzyme activities in *Chironomus riparius*. (Diptera, Chironomidae) larvae: potential biomarkers. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(2), 495-500.
- Colombani, J., Bianchini, L., Layalle, S., & Léopold, P. (2006).** Stéroïdes, insuline et croissance: les mouches dopent la recherche. *médecine/sciences*, 22(3), 241-243.
- Connolly, K., & Cook, R. (1973).** Rejection responses by female *Drosophila melanogaster*: their ontogeny, causality and effects upon the behaviour of the courting male. *Behaviour*, 44(1), 142-165.
- Cousillas, H. (2013).** Experimentation animale et éthique. *Archai: Revista de estudos sobre as origens do pensamento ocidental*, 11, 111-116.
- Crescitelli, F. (1935).** The respiratory metabolism of *Galleria mellonella* (bee moth) during pupal development at different constant temperatures. *Journal of Cellular Physiology*, 6(3), 351-368.

- Cui, L. L., Dong, J., Francis, F., Liu, Y. J., Heuskin, S., Lognay, G., Chen J.L., Bragard C. & Liu, Y. (2012).** E- $\beta$ -farnesene synergizes the influence of an insecticide to improve control of cabbage aphids in China. *Crop Protection*, 35, 91-96.
- Darvas, B., Polgár, L., El-Din, M. H. T., EröSs, K., & Wing, K. D. (1992).** Developmental disturbances in different insect orders caused by an ecdysteroid agonist, RH 5849. *Journal of economic entomology*, 85(6), 2107-2112.
- Dawson, T. P., Jackson, S. T., House, J. I., Prentice, I. C., & Mace, G. M. (2011).** Beyond predictions: biodiversity conservation in a changing climate. *science*, 332(6025), 53-58.
- De Janvry, A., & Sadoulet, E. (2010).** Agricultural growth and poverty reduction: Additional evidence. *World Bank Research Observer*, 25(1), 1-20.
- Delkash-Roudsari, S., Zibae, A., Bigham, Z., & Fazeli-Dinan, M. (2014).** Effect of hexaflumuron on intermediary metabolism of *Ephestia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). *Plant Pests Research*, 3(4), 41-52.
- Dethier, J. J., & Effenberger, A. (2012).** Agriculture and development: A brief review of the literature. *Economic Systems*, 36(2), 175-205.
- Devine, M. D. (2002).** Acetyl-CoA carboxylase inhibitors. In *Herbicide Classes in Development*. Springer Berlin Heidelberg. 103-113.
- Dhadialla, T. S., & Ross, R. (2007).** Bisacylhydrazines: novel chemistry for insect control. *Modern Crop Protection Compounds*, Wiley-VCH, Weinheim, 773-796.
- Dhadialla, T.S., Retnakaran, A., & Smagghe, G. (2005).** Insect growth- and development disturbing insecticides. In: *Comprehensive Insect Molecular Science* (Gilbert, L.I., Kostas, & Gill, S.,eds.). *Pergamon Press*. 6, 55-116.
- Dhadialla, TS., Retnakaran, A.,& Smagghe, G. (2010).** Insect growth and developmental disturbing insecticides. *Insect Control*, 121-184.
- Diamantino, T. C., Almeida, E., Soares, A. M., & Guilhermino, L. (2001).** Lactate dehydrogenase activity as an effect criterion in toxicity tests with *Daphnia magna straus*. *Chemosphere*, 45(4), 553-560.
- Didelot, G. (2006).** La mémoire à long terme chez la Drosophile: un cadre d'étude des retards mentaux non syndromiques. Thèse de doctorat, Université Paris XI. 228 p.
- Djemaoun, A., Habes, D., & Soltani, N. (2015).** Effects of ingested indoxacarb (Oxadiazine) on biochemical composition of ovaries in *Blattella germanica* (Dictyoptera, Blattellidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3(3), 362-366.
- Duchateau, G., & Florkin, M. (1959).** Sur la tréhalosémie des insectes et sa signification. *Arch. Int. Physiol. Biochem*, 67, 306-314.
- Elbah, D., Habbachi, W., Ouakid, M. L., & Tahraoui, A. (2016).** Sublethal effects of *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) on sexual behavior and oviposition in fruit fly

- Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(6): 638-642.
- El-Bakouri, H. (2002).** Etude de l'adsorption de l'endosulfan sur certaines matrices végétales. Rapport de stage de recherche 15 avril 2002 – 15 juin 2002 à l'université Abdelmalek Essaâdi de Tanger, Réf : UFR/02-01.
- Elbert, A., Brück, E., Melgarejo, J., Schnorbach, H. J., & Sone, S. (2005).** Field development of Oberon® for whitefly and mite control in vegetables, cotton, corn, strawberries, ornamentals and tea. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer*, 58(3), 441-468.
- Elbert, A., Brück, E., Melgarejo, J., Schnorbach, H.J. Sone, S. (2005).** Field development of Oberon for whitefly and mite control in vegetables, cotton, corn, strawberries, ornamentals and tea. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer* 58: 441-468.
- El-Demerdash, F. M. (2011).** Oxidative stress and hepatotoxicity induced by synthetic pyrethroids-organophosphate insecticides mixture in rat. *Journal of Environmental Science and Health*, 29(2), 145-158.
- El-Sayed, A. M., Cole, L., Revell, J., Manning, L. A., Twidle, A., Knight, A. L., & Suckling, D. M. (2013).** Apple volatiles synergize the response of codling moth to pear ester. *Journal of chemical ecology*, 39(5), 643-652.
- Etges, W. J., De Oliveira, C. C., Ritchie, M. G., & Noor, M. A. (2009).** Genetics of incipient speciation in *Drosophila mojavensis*: II. Host plants and mating status influence cuticular hydrocarbon QTL expression and G× E interactions. *Evolution*, 63(7), 1712-1730.
- Etges, W. J., De Oliveira, C. C., Ritchie, M. G., & Noor, M. A. (2009).** Genetics of incipient speciation in *Drosophila mojavensis*: II. Host plants and mating status influence cuticular hydrocarbon QTL expression and G× E interactions. *Evolution*, 63(7), 1712-1730.
- European Food Safety Authority Scientific Committee. (2012).** Guidance on selected default values to be used by the EFSA Scientific Committee, Scientific Panels and Units in the absence of actual measured data. *EFSA journal*, 10(3).
- Everaerts, C., Farine, J. P., Cobb, M., & Ferveur, J. F. (2010).** *Drosophila* cuticular hydrocarbons revisited: mating status alters cuticular profiles. *PloS one*, 5(3), e9607.
- Everaerts, C., Farine, J. P., Cobb, M., & Ferveur, J. F. (2010).** *Drosophila* cuticular hydrocarbons revisited: mating status alters cuticular profiles. *PloS one*, 5(3), 9607.
- Fabre, C. C., Hedwig, B., Conduit, G., Lawrence, P. A., Goodwin, S. F., & Casal, J. (2012).** Substrate-borne vibratory communication during courtship in *Drosophila melanogaster*. *Current Biology*, 22(22), 2180-2185.

- Feber, R. E., Johnson, P. J., Firbank, L. G., Hopkins, A., & Macdonald, D. W. (2007).** A comparison of butterfly populations on organically and conventionally managed farmland. *Journal of Zoology*, 273(1), 30-39.
- Fernández-Alba A. R., Hernandoa D., Güera A. A., Cáceres J., & Malato S. (2002).** Toxicity assays: a way for evaluating AOPs efficiency. *Water Research*, 36, 4255–4262.
- Ferron, P., Deguine, J.P. (2005).** Vers une conception agroécologique de la protection des cultures . Enjeux phytosanitaires pour l’agriculture et l’environnement, *Tec & Doc*, 347-366.
- Fetoui, H., Garoui, E. M., & Zeghal, N. (2009).** Lambda-cyhalothrin-induced biochemical and histopathological changes in the liver of rats: ameliorative effect of ascorbic acid. *Experimental and Toxicologic Pathology*, 61(3), 189-196.
- Fischbach, K. F., & Heisenberg, M. (1984).** Neurogenetics and behaviour in insects. *Journal of experimental biology*, 112(1), 65-93.
- Flaven-Pouchon, J., Garcia, T., Abed-Vieillard, D., Farine, J. P., Ferveur, J. F., & Everaerts, C. (2014).** Transient and permanent experience with fatty acids changes *Drosophila melanogaster* preference and fitness. *PLoS one*, 9(3), e92352.
- Fleischer, F., & Arredondo, J. (2011).** Light conditions affect sexual performance in a lekking tephritid fruit fly. *Journal of Experimental Biology*, 214(15), 2595-2602.
- Furuya, S., Mochizuki, M., Saito, S., Kobayashi, H., Takayanagi, T., & Suzuki, S. (2010).** Monitoring of QoI fungicide resistance in *Plasmopara viticola* populations in Japan. *Pest management science*, 66(11), 1268-1272.
- Fuyama, Y. (1979).** Visual stimulus in the courtship of *Drosophila suzukii*. *Experientia*, 35, 1327-1328.
- Gäde, G. (2004).** Regulation of intermediary metabolism and water balance of insects by neuropeptides. *Annual Reviews in Entomology*, 49(1), 93-113.
- Ganter, G. K., Panaitiu, A. E., Desilets, J. B., Davis-Heim, J. A., Fisher, E. A., Tan, L. C. H., & Verde, M. G. (2011).** *Drosophila* male courtship behavior is modulated by ecdysteroids. *Journal of insect physiology*, 57(9), 1179-1184.
- Garedew, A., Schmolz, E., & Lamprecht, I. (2004).** The energy and nutritional demand of the parasitic life of the mite *Varroa destructor*. *Apidologie*, 35(4), 419-430.
- Ge, L. Q., Zhao, K. F., Huang, L. J., & Wu, J. C. (2011).** The effects of triazophos on the trehalose content, trehalase activity and their gene expression in the brown planthopper *Nilaparvata lugens* (Hemiptera: Delphacidae). *Pesticide biochemistry and physiology*, 100(2), 172-181.
- Geiger, F., Bengtsson, J., Berendse, F., Weisser, W. W., Emmerson, M., Morales, M. B., & Eggers, S. (2010).** Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and

- biological control potential on European farmland. *Basic and Applied Ecology*, 11(2), 97-105.
- Ghoneim, K., Amer, M., Al-Daly, A., Mohammad, A. H., Khadrawy, F., & Mahmoud, M. (2014).** Disrupted survival, growth and development of desert locust *Schistocerca gregaria* (Forsk.) (Orthoptera: Acrididae) by extracts from toothpick weed *Ammi visnaga* Lamarck (Apiaceae). *International Journal of Biosciences (IJB)*, 5(1), 397-414.
- Ginzel, M. D., Blomquist, G. J., Millar, J. G., & Hanks, L. M. (2003).** Role of contact pheromones in mate recognition in *Xylotrechus colonus*. *Journal of chemical ecology*, 29(3), 533-545.
- Gisi, U., & Sierotzki, H. (2008).** Fungicide modes of action and resistance in downy mildews. *European Journal of Plant Pathology*, 122(1), 157-167.
- Gisi, U., Waldner, M., Kraus, N., Dubuis, P. H., & Sierotzki, H. (2007).** Inheritance of resistance to carboxylic acid amide (CAA) fungicides in *Plasmopara viticola*. *Plant Pathology*, 56(2), 199-208.
- Goguel, V., Belair, A. L., Ayaz, D., Lampin-Saint-Amaux, A., Scaplehorn, N., Hassan, B. A., & Preat, T. (2011).** Drosophila amyloid precursor protein-like is required for long-term memory. *Journal of Neuroscience*, 31(3), 1032-1037.
- Goldsmith, T. H. (1958).** The visual system of the honeybee. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 44(2), 123-126.
- Goudey-Perrière, F., & Perrière, C. (1974).** Guide de travaux pratiques de Zoologie et de Biologie Animale, Centre de documentation universitaire, Paris, 2.
- Greenspan, R. J., & Ferveur, J. F. (2000).** Courtship in *Drosophila*. *Annu Rev Genet*, 34, 205-232.
- Griffon, M. (2010).** Les multiples dimensions du problème alimentaire mondial. *Études*, 413(12), 595-606.
- Grillet, M., Dartevelle, L., & Ferveur, J. F. (2006).** A *Drosophila* male pheromone affects female sexual receptivity. *Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences*, 273, 315-323.
- Grossfield, J. (1971).** Geographic distribution and light-dependent behavior in *Drosophila*. *Proc Natl Acad Sci U S A*, 68, 2669-73.
- Habes, D., Messiad, R., Gouasmia, S., & Grib, L. (2013).** Effects of an inorganic insecticide (boric acid) against *Blattella germanica*: Morphometric measurements and biochemical composition of ovaries. *African Journal of Biotechnology*, 12(18).
- Halberg, K. A., Terhzaz, S., Cabrero, P., Davies, S. A., & Dow, J. A. (2015).** Tracing the evolutionary origins of insect renal function. *Nature communications*, 6.

- Hales, K. G., Korey, C. A., Larracuenta, A. M., & Roberts, D. M. (2015).** Genetics on the fly: a primer on the *Drosophila* model system. *Genetics*, 201(3), 815-842.
- Hamadah, K. S. (2009).** Some developmental, haematological and enzymatic effects of certain plant extracts on the desert locust *Schistocerca gregaria* (Orthoptera: Acrididae), these de doctorat, Al-Azhar University, Cairo Egypt. 458p.
- Hamadah, Kh.Sh., Basiouny, A.L., & Ghoneim, K.S. (2010).** Alterations in the lactate dehydrogenase activity of the desert locust *Schistocerca gregaria* by the wild plant *Fagonia bruguieri* (Zygophyllaceae). *Egypt. Acad. J. Biol. Sci.* 3(2), 1-9.
- Hamaidia, K., & Soltani, N. (2014).** Laboratory evaluation of a biorational insecticide, kinoprene, against *Culex pipiens* larvae: Effects on growth and development. *Annu. Res. Rev. Biol*, 4, 2263-2273.
- Hami, M., Taibi, F., Smaghe, G. & Soltani-Mazouni, N. (2005).** Comparative toxicity of three ecdysone agonist insecticides against the Mediterranean flour moth. *Comm. Agric.Appl. Biol. Sci*, 70 (4): 767-773.
- Hassan, H. A. (2009).** Efficiency of some new insecticides on physiological, histological and molecular level of cotton leafworm Egypt. *Acad. J. biolog. Sci*, 2(2), 197-209.
- He, Y., Zhao, J., Zheng, Y., Weng, Q., Biondi, A., Desneux, N., & Wu, K. (2013).** Assessment of potential sublethal effects of various insecticides on key biological traits of the tobacco whitefly, *Bemisia tabaci*. *Int J Biol Sci*, 9(3), 246-255.
- Hetz, C. A. (2007).** ER stress signaling and the BCL-2 family of proteins: from adaptation to irreversible cellular damage. *Antioxidants & redox signaling*, 9(12), 2345-2356.
- Higashiyama, T. (2002).** Novel functions and applications of tréhalose. *Pure and applied Chemistry*, 74(7), 1263-1269.
- Highnam, K. C., & Mordue, W. (1966).** The endocrine system and oocyte growth in *Schistocera.gregaria* in relation to starvation and frontal gonglonectomy. *J. Insect. Physiol.*, 12: 977-994.
- Hill, B. R., & Levi, C. (1954).** Elevation of a serum component in neoplastic disease. *Cancer Research*, 14(7), 513-515.
- Hui, J. H., Bendena, W. G., & Tobe, S. S. (2013).** Future perspectives for research on the biosynthesis of juvenile hormones and related sesquiterpenoids in Arthropod endocrinology and ecotoxicology. In *Juvenile Hormones and Juvenoids: Modeling Biological Effects and Environmental Fate*, 15-30.
- Isono, K. (1993).** Control of male courtship behavior by spectral light: involvement of reticular photoreceptors in the compound eyes of *Drosophila*. *Sensory Systems of Arthropods*, 242-251.

- Ito, K., Okada, R., Tanaka, N. K., & Awasaki, T. (2003).** Cautionary observations on preparing and interpreting brain images using molecular biology-based staining techniques. *Microscopy research and technique*, 62(2), 170-186.
- Jouandin, P., Ghiglione, C., & Noselli, S. (2014).** Starvation induces FoxO-dependent mitotic-to-endocycle switch pausing during *Drosophila* oogenesis. *Development*, 141(15), 3013-3021.
- Kaiser, A., Hartzendorf, S., Wobschall, A., & Hetz, S. K. (2010).** Modulation of cyclic CO<sub>2</sub> release in response to endogenous changes of metabolism during pupal development of *Zophobas rugipes* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Journal of insect physiology*, 56(5), 502-512.
- Kandror, O., Bretschneider, N., Kreydin, E., Cavalieri, D., & Goldberg, A. L. (2004).** Yeast adapt to near-freezing temperatures by STRE/Msn2, 4-dependent induction of trehalose synthesis and certain molecular chaperones. *Molecular cell*, 13(6), 771-781.
- Kaplan, L.A., & Pesce, A.J. (1996).** Clinical Chemistry, theory, Analysis and Correlation. *MosbyYear Book, Inc., Missouri*, 609-610.
- Karatolos, N., Williamson, M. S., Denholm, I., Gorman, K., & Nauen, R. (2012).** Resistance to spiromesifen in *Trialeurodes vaporariorum* is associated with a single amino acid replacement in its target enzyme acetyl-coenzyme A carboxylase. *Insect molecular biology*, 21(3), 327-334.
- Kaufmann, C., & Brown, M. R. (2008).** Regulation of carbohydrate metabolism and flight performance by a hypertrehalosaemic hormone in the mosquito *Anopheles gambiae*. *Journal of insect physiology*, 54(2), 367-377.
- Khan, I., & Qamar, A. (2011).** Biological activity of andalin (flucycloxuron), a novel chitin synthesis inhibitor, on Red Cotton Stainer *Dysdercus koenigii* (Fabricius). *Biology and Medicine*, 3 (2): 324-335.
- Khebbeb, M. E. H., Gaouaoui, R., & Bendjedou, F. (2008).** Tebufenozide effects on the reproductive potentials of the Mediterranean flour moth, *Ephestia kuehniella*. *African Journal of Biotechnology*, 7(8).
- Kilani-Morakchi, S. (2007).** Effets de trois groupes de pesticides sur différents aspects physiologiques des adultes de *Blattella germanica* : Reproduction, biomarqueurs enzymatiques et hydrocarbures cuticulaires. Thèse de Doctorat. Université de Annaba. Algérie, p 137.
- Kilani-Morakchi, S., Aribi, N., & Soltani, N. (2009).** Activity of boric acid on German cockroaches: Analysis of residues and effects on reproduction. *African Journal of Biotechnology*, 8(4).
- King, K. C., Gendron, A. D., McLaughlin, J. D., Giroux, I., Brousseau, P., Cyr, D., & Marcogliese, D. J. (2008).** Short-term seasonal changes in parasite community structure

- in northern leopard froglets (*Rana pipiens*) inhabiting agricultural wetlands. *Journal of Parasitology*, 94(1), 13-22.
- Kissoum, N., & Soltani, N. (2016).** Spiromesifen, an insecticide inhibitor of lipid synthesis, affects the amounts of carbohydrates, glycogen and the activity of lactate dehydrogenase in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(1), 452-456.
- Konopka, R. J., & Benzer, S. (1971).** Clock mutants of *Drosophila melanogaster*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 68(9), 2112-2116.
- Kratou, L. (2012).** Le rôle de la coopération internationale publique dans la protection de l'environnement en Tunisie: efficacité et limites (Doctoral dissertation, thèse de doctorat en sciences économiques, Université de Lorraine, Université de Tunis El Manar).
- Kromann, S. H., Saveer, A. M., Binyameen, M., Bengtsson, M., Birgersson, G., Hansson, B. S., & Becher, P. G. (2015).** Concurrent modulation of neuronal and behavioural olfactory responses to sex and host plant cues in a male moth. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 282(1799), 20141884.
- Krstic, D., Boll, W., & Noll, M. (2009).** Sensory integration regulating male courtship behavior in *Drosophila*. *PloS one*, 4(2), 4457.
- Krupp, J. J., Kent, C., Billeter, J. C., Azanchi, R., So, A. K. C., Schonfeld, J. A., & Levine, J. D. (2008).** Social experience modifies pheromone expression and mating behavior in male *Drosophila melanogaster*. *Current Biology*, 18(18), 1373-1383.
- Krupp, J. J., Kent, C., Billeter, J. C., Azanchi, R., So, A. K. C., Schonfeld, J. A., ... & Levine, J. D. (2008).** Social experience modifies pheromone expression and mating behavior in male *Drosophila melanogaster*. *Current Biology*, 18(18), 1373-1383.
- Kunkel, J. G., & Nordin, J. H. (1985).** Yolk proteins. *Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology*, 1, 83-111.
- Lagadic, L. (2002).** Biomarkers: useful tools for the monitoring of aquatic environments. *Revue De Medecine Veterinaire*, 153(9), 581-588.
- Lasbleiz, C., Ferveur, J. F., & Everaerts, C. (2006).** Courtship behaviour of *Drosophila melanogaster* revisited. *Animal Behaviour*, 72(5), 1001-1012.
- Le Gal, Y., Lagadic, L., Le Bras, S., & Caquet, T. (1997).** Charge énergétique en adénylates (CEA) et autres biomarqueurs associés au métabolisme énergétique. *Biomarqueurs en écotoxicologie: aspects fondamentaux*. Masson, Paris, 241-285.
- Le Glou, E. (2013).** Etude de l'effet de la privation de sommeil sur la mémoire consolidée chez *Drosophila melanogaster*. Thèse de doctorat de l'université paris vi. 167p.
- Lelong, G. (2007).** Etude structurale et dynamique de solutions de sucre confinées, thèse de doctorat, Université d'Orléans, 200p.

- Lim, S. J., & Lee, S. S. (1981).** The effect of starvation on hemolymph metabolites, fat body and ovarian development in *Oxya japonica* (Acrididae: Orthoptera). *J. Insect. Physiol.*, 27: 93-96.
- Liu, T.X. (2004).** Toxicity and efficacy of spiromesifen, a tetrionic acid insecticide, against sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on melons and collards. *Crop Protection.*, 23, 505-513.
- Louat, F. (2013).** Etude des effets liés à l'exposition aux insecticides chez un insecte modèle, *Drosophila melanogaster*, thèse de doctorat, Université d'Orléans. p 224.
- Lumbreras, C. J., Galante, E., & Mena, J. (1991).** Ovarian condition as an indicator of the phenology of *Bubas bubalus* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 84(2), 190-194.
- Lümmen, P., Khajehali, J., Luther, K., & Van Leeuwen, T. (2014).** The cyclic keto-enol insecticide spirotetramat inhibits insect and spider mite acetyl-CoA carboxylases by interfering with the carboxyltransferase partial reaction. *Insect biochemistry and molecular biology*, 55, 1-8.
- Mahmoud, M.A. (2014).** Some physiological and biochemical studies on the desert locust *Schistocerca gregaria* (Orthoptera: Acrididae) by certain plant extracts. Thèse de doctorat, Al-Azhar University, Cairo, Egypt, 290pp.
- Maiza, A., Aribi, N., Smagghe, G., & Soltani, N. (2010).** Effect of an oxadiazine indoxacarb, on the biochemical composition of ovaries in the german cockroach. *Commun. Appl. Biol. Sci. Ghent Univ*, 75(3), 359-366.
- Maiza, A., Aribi, N., Smagghe, G., Kilani-Morakchi, S., Bendjedid, M., & Soltani, N. (2013).** Sublethal effects on reproduction and biomarkers by spinosad and indoxacarb in cockroaches *Blattella germanica*. *Bulletin of Insectology*, 66(1), 11-20.
- Maiza, A., Kilani-Morakchi, S., Farine, J. P., Smagghe, G., Aribi, N., & Soltani, N. (2004).** Reproductive effects in German cockroaches by ecdysteroid agonist RH-0345, juvenile hormone analogue methoprene and carbamate benfuracarb. *Commun Agric Appl Biol Sci*, 69(3), 257-66.
- Malik, F. A., & Reddy, Y. S. (2008).** Effect of high temperature on haemolymph sugar levels in three selected silkworm races. *Acta Entomologica Sinica*, 51(11), 1113-1120.
- Mann, R. S., Schuster, D. J., Cordero, R., & Toapanta, M. (2012).** Baseline toxicity of spiromesifen to biotype B of *Bemisia tabaci* in Florida. *Florida Entomologist*, 95(1), 95-98.
- Marcic, D., Ogurlic, I., Mutavdzic, S., & Peric, P. (2010).** The effects of spiromesifen on life history traits and population growth of two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae). *Experimental and Applied Acarology*, 50(3), 255-267.

- Markow, T. A., & O'Grady, P. M. (2005).** Evolutionary genetics of reproductive behavior in *Drosophila*: connecting the dots. *Annu. Rev. Genet.*, 39, 263-291.
- Markow, T. A., & O'Grady, P. M. (2007).** *Drosophila* biology in the genomic age. *Genetics*, 177(3), 1269-1276.
- Meigen, J.W. (1830).** Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. *Hamm.* 6, 401.
- Même, S., Joudiou, N., Szeremeta, F., Mispelter, J., Louat, F., Decoville, M., M, Locker., & Beloëil, J. C. (2013).** *In vivo* magnetic resonance microscopy of *Drosophilae* at 9.4 T. *Magnetic resonance imaging*, 31(1), 109-119.
- Mendelson, T. C., & Shaw, K. L. (2012).** The (mis) concept of species recognition. *Trends in ecology & evolution*, 27(8), 421-427.
- Merkey, A. B., Wong, C. K., Hoshizaki, D. K., & Gibbs, A. G. (2011).** Energetics of metamorphosis in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Insect Physiology*, 57(10), 1437-1445.
- Mervat, A., kandil, A.F., & Hemat, Z.M. (2010).** Toxicological and biochemical studies of lufenuron, chlorfluazuron and chromafenozide against *Pectinophora gossypiella* (Saunders). *Egypt. Acad. J. Biolog. Sci.*, 4 (1): 37- 47.
- Messiad, R., Habes, D., & Soltani, N. (2015).** Reproductive effects of a neonicotinoid insecticide (Imidacloprid) in the German Cockroaches *Blattella germanica*. (Dictyoptera, Blattellidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3(2), 01-06.
- Michel, F., Bonnefont-Rousselot, D., Mas, E., Draï, J., & Thérond, P. (2008).** Biomarqueurs de la peroxydation lipidique: aspects analytiques. In *Annales de Biologie Clinique*. 605-620.
- Millar, J. G. (2000).** Polyene hydrocarbons and epoxides: a second major class of lepidopteran sex attractant pheromones. *Annual review of entomology*, 45(1), 575-604.
- Miller, T.E., & Inouye, B.D. (2011).** Confronting two-sex demographic models with data. *Ecology*, 92:2141-2151.
- Minn, Z., & Shetty, N. (2008).** Toxicological effect of malathion and alphamethrin on reproductive potential in *Aedes aegypti*, a yellow fever mosquito. *Pestology*, 32, 39-43.
- Mirhaghparast, S. K., Zibae, A., Sendi, J. J., Hoda, H., & Fazeli-Dinan, M. (2015).** Effects of Hexaflumuron on cellular immunity and intermediary metabolism of *Chilo suppressalis* (Lepidoptera: Crambidae). *Pesticide Biochemistry & Physiology*. 39p.
- Mizunami, M. (1995).** Functional diversity of neural organization in insect ocellar systems. *Vision research*, 35(4), 443-452.

- Morris, A. J., Wilson, J. D., Whittingham, M. J., & Bradbury, R. B. (2005).** Indirect effects of pesticides on breeding yellowhammer (*Emberiza citrinella*). *Agriculture, ecosystems & environment*, 106(1), 1-16.
- Munoz, L., Rosell, G., Quero, C., & Guerrero, A. (2008).** Biosynthetic pathways of the pheromone of the Egyptian armyworm *Spodoptera littoralis*. *Physiological Entomology*, 33(4), 275-290.
- Muthukrishnan, J., & Pushpalatha, E. (2001).** Effects of plant extracts on fecundity and fertility of mosquitoes. *Journal of Applied Entomology*, 125(1-2), 31-35.
- Nadda, G., Saxena, P. N., & Srivastava, G. (2005).** Effects of sublethal doses of beta-cyfluthrin on mutant *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Applied entomology and zoology*, 40(2), 265-271.
- Nath, B. S. (2000).** Changes in carbohydrate metabolism in hemolymph and fat body of the silkworm, *Bombyx mori* exposed to organophosphorus insecticides. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 68(3), 127-137.
- Nathan, S. S., Chung, P. G., & Murugan, K. (2006).** Combined effect of biopesticides on the digestive enzymatic profiles of *Cnaphalocrocis medinalis* (Guenée) (the rice leaffolder) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae). *Ecotoxicology and environmental safety*, 64(3), 382-389.
- Nathan, S. S., Kalaivani, K., & Murugan, K. (2006).** Behavioural responses and changes in biology of rice leaffolder following treatment with a combination of bacterial toxins and botanical insecticides. *Chemosphere*, 64(10), 1650-1658.
- Nauen, R., & Schnorbach, H. J. (2005).** The biological profile of spiromesifen (Oberon) a new tetrone acid insecticide/acaricide. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer*, 58: 417-440.
- Nauen, R., Bretschneider, T., Bruck, E., & Elbert, A. (2002).** BSN 2060 a novel compound for whitefly and spider mite control, Proc. BCPC-Conf.: Pest and Diseases, November 18-21, 2002, Brighton, 39-44.
- Odell, J. P. (1998).** Energetics of metamorphosis in two holometabolous insect species: *Manduca sexta* (Lepidoptera: Sphingidae) and *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology*, 280(5), 344-353.
- Oerke, E. C., & Dehne, H. W. (2004).** Safeguarding production—losses in major crops and the role of crop protection. *Crop protection*, 23(4), 275-285.
- Oliveira, G. T., Rossi, I. C., Kucharski, L. C., & Da Silva, R. S. (2004).** Hepatopancreas gluconeogenesis and glycogen content during fasting in crabs previously maintained on a high-protein or carbohydrate-rich diet. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 137(2), 383-390.

- Parvathi, D.V., Amritha, A. S., & Paul, S.F.D. (2009).** Wonder animal model for genetic studies *Drosophila melanogaster* its life cycle and breeding methods a review. *Sri Ramachandra Journal of Medicine*, 2(2): 33-38.
- Pei, Y., Ji, X., & Li, C. (2010).** Pest regulation by means of continuous and impulsive nonlinear controls. *Mathematical and Computer Modelling*, 51(5), 810-822.
- Pelizza, S. A., Scorsetti, A. C., & Tranchida, M. C. (2013).** The sublethal effects of the entomopathic fungus *Leptolegnia chapmanii* on some biological parameters of the dengue vector *Aedes aegypti*. *Journal of Insect Science*, 13(22), 1-8.
- Pereira, H. M., Leadley, P. W., Proença, V., Alkemade, R., Scharlemann, J. P., Fernandez-Manjarrés, J. F., Araújo, M.B., Balvanera, P., Biggs, R., Cheung, W.W.L., Chini, L., Cooper, H.D., Gilman, E.L., Guénette, S., Hurtt, G.C., Huntington, H.P., Mace, G.M., Oberdorff, T., Revenga, C., Rodrigues, P., Scholes, R.J, Sumaila, U.R., & Walpole, M. (2010).** Scenarios for global biodiversity in the 21st century. *Science*, 330 (6010), 1496-1501.
- Raikhel, A. S., & Dhadialla, T. S. (1992).** Accumulation of yolk proteins in insect oocytes. *Annual review of entomology*, 37(1), 217-251.
- Rashwan, M. H. (2013).** Biochemical Impacts of Rynaxypyr (Coragen) and Spinetoram (Radiant) on *Spodoptera littoralis* (Boisd.). *Nature and Science*, 11(8), 40-47.
- Razdan, T., Rana, K. S., & Saxena, P. N. (2003).** Effect of cybil on reproductive success of wild *Drosophila melanogaster*. *Journal of environmental biology/Academy of Environmental Biology, India*, 24(3), 345.
- Regnault-Roger, C. 2005.** Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement. Londre-Paris- New-York: TEC et DOC, 1013p.
- Rehimi, N., & Soltani, N. (2006).** Evaluation en laboratoire du teflubenzuron à l'égard des larves de moustique : développement et secret ion cuticulaire. Congrès international d'Entomologie et de Nématologie, 17 – 20 avril 2006, Inst. nati. agro., El Harrach, p. 34.
- Reim, C., Teuschl, Y., & Blanckenhorn, W. U. (2006).** Size-dependent effects of temperature and food stress on energy reserves and starvation resistance in yellow dung flies. *Evolutionary Ecology Research*, 8(7), 1215-1234.
- Reiter, L. T., Potocki, L., Chien, S., Gribskov, M., & Bier, E. (2001).** A systematic analysis of human disease-associated gene sequences in *Drosophila melanogaster*. *Genome research*, 11(6), 1114-1125.
- Renou S., (2007).** Analyse de cycle de vie appliquée aux systèmes de traitement des eaux usées. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Lorraine, France.
- Ripfel, J., & Becker, H. J. (1982).** Light-dependent mating of *Drosophila subobscura* and species discrimination. *Behav Genet*, 12, 241-60.

- Rivero, A., Agnew, P., Bedhomme, S., Sidobre, C., & Michalakis, Y. (2007).** Resource depletion in *Aedes aegypti* mosquitoes infected by the microsporidia *Vavraia culicis*. *Parasitology*, 134(10), 1355-1362.
- Robert, T. (1972).** Parental investment and sexual selection. *Sexual Selection & the Descent of Man*, Aldine de Gruyter, *New York*, 136-179.
- Rosa, R., & Nunes, M. L. (2003).** Biochemical composition of deep-sea decapod crustaceans with two different benthic life strategies off the Portuguese south coast. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers*, 50(1), 119-130.
- Rouibi, A. (2002).** Evaluation d'un mimétique des ecdystéroïdes (RH-0345) sur *Blattella germanica* (Dictyoptera : Blattellidae) : Aspects morphométriques et Biochimiques. Mémoire pour l'obtention du Diplôme de Magister, Université de Badji Mokhtar Annaba. 95p.
- Rybak, F., Sureau, G., & Aubin, T. (2002).** Functional coupling of acoustic and chemical signals in the courtship behaviour of the male *Drosophila melanogaster*. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 269(1492), 695-701.
- Sacktor, B. (1951).** Some aspects of respiratory metabolism during metamorphosis of normal and DDT-resistant house flies, *Musca domestica* L. *The Biological Bulletin*, 100(3), 229-243.
- Sakai, T., Isono, K., Tomaru, M., Fukatami, A., & Oguma, Y. (2002).** Light wavelength dependency of mating activity in the *Drosophila melanogaster* species subgroup. *Genes Genet Syst*, 77, 187-95.
- Saleem, M. A., & Shakoori, A. R. (1987).** Joint effects of Dimilin and Ambush on enzyme activities of *Tribolium castaneum* larvae. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 29(2), 127-137.
- Saleem, S., Ruggles, P. H., Abbott, W. K., & Carney, G. E. (2014).** Sexual experience enhances *Drosophila melanogaster* male mating behavior and success. *PloS one*, 9(5).
- Salokhe, S. G., Mukherjee, S. N., Deshpande, S. G., Ghule, V. P., & Mathad, J. R. (2010).** Effect of sub-lethal concentrations of insect growth regulator, lufenuron on larval growth and development of *Aedes aegypti*. *Current Science*, 99(9).
- Sanil, D., & Shetty, N. J. (2013).** Insecticide susceptibility status in three medically important species of mosquitoes, *Anopheles stephensi*, *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*, from Bruhat Bengaluru Mahanagara Palike, Karnataka, India. *Pest management science*, 69(2), 257-267.
- Sarikaya, D. P., Belay, A. A., Ahuja, A., Dorta, A., Green, D. A., & Extavour, C. G. (2012).** The roles of cell size and cell number in determining ovariole number in *Drosophila*. *Developmental biology*, 363(1), 279-289.

- Savarit, F., & Ferveur, J. F. (2002).** Temperature affects the ontogeny of sexually dimorphic cuticular hydrocarbons in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Experimental Biology*, 205(20), 3241-3249.
- Schmolz, E., Drutschmann, S., Schricker, B., & Lamprecht, I. (1999).** Calorimetric measurements of energy contents and heat production rates during development of the wax moth *Galleria mellonella*. *Thermochimica acta*, 337(1), 83-88.
- Schmolz, E., Kösece, F., & Lamprecht, I. (2005).** Energetics of honeybee development: Isoperibol and combustion calorimetric investigations. *Thermochimica acta*, 437(1), 39-47.
- Séjourné, J. (2009).** Dynamique des phases de mémoire et réseaux neuronaux chez *Drosophila melanogaster*. Thèse de Doctorat, Université de Paris 6, 187p.
- Seth, R. K., Rao, D. K., & Reynolds, S. E. (2002).** Movement of spermatozoa in the reproductive tract of adult male *Spodoptera litura*: daily rhythm of sperm descent and the effect of light regime on male reproduction. *Journal of insect physiology*, 48(1), 119-131.
- Sharifi, M., Kousari, A. A., Zibae, A., & Sendi, J. J. (2013).** Effects of Pyriproxyfen on detoxifying and intermediary enzymes of *Ephesia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). *Plant Pest Res*, 3, 35-44.
- Sharma, K.K., Rao C.S., Dubey, J.K., Patyal, S.K., Parihar, N.S., Battu, R.S., Sharma, V., Gupta, P., Kumar, A., Kalpana, J.M., Singh, B., Sharma, I.D., Nath, A. & Gour, T.B.(2007).** Persistence and dissipation kinetics of spiromesifen in chili and cotton. *Environ. Monit. Assess.*, 132: 25 - 31.
- Shibko, S., Koivistoinen, P., Tratnyneck, C., Newhall, A., & Freidman, L. (1966).** A method for the sequential quantitative separation and glycogen from a single rat liver homogenate or from a sub cellular fraction. *Analyt. Biochem*, 19, 415-428.
- Silva, Z., Alarico, S., & Da Costa, M. S. (2005).** Trehalose biosynthesis in *Thermus thermophilus* RQ-1: biochemical properties of the trehalose-6-phosphate synthase and trehalose-6-phosphate phosphatase. *Extremophiles*, 9(1), 29-36.
- Singer, M. J., & Ewing, S. (2000).** Soil Quality in Sumner, Malcom E., Ed. 2000. Handbook of Soil Science.
- Singh, R. K., & Sharma, B. (1998).** Carbofuran-induced biochemical changes in *Clarias batrachus*. *Pest Management Science*, 53(4), 285-290.
- Singh, S., & Kumar, K. (2011).** Diufenolan: a novel insect growth regulator in common citrus butterfly, *Papilio demoleus*. *Phytoparasitica*, 39(3), 205-213.
- Smagghe, G., & Degheele, D. (1992).** Effects of RH 5849, the first nonsteroidal ecdysteroid agonist, on larvae of *Spodoptera littoralis* (Boisd.)(Lepidoptera: Noctuidae). *Archives of insect biochemistry and physiology*, 21(2), 119-128.

- Smagghe, G., & Degheele, D. (1994).** Action of a novel nonsteroidal ecdysteroid mimic, tebufenozide (RH-5992), on insects of different orders. *Pest Management Science*, 42(2), 85-92.
- Sokolowski, M. B. (2001).** Drosophila: genetics meets behaviour. *Nature Reviews Genetics*, 2(11), 879-890.
- Soltani N. (1987).** Effet du diflubenzuron sur la reproduction chez *Tenebrio molitor* (L.). *Annales ANPP III.*, 6, 471-475.
- Soltani N., Smagghe, G., & Soltani-Mazouni, N., (1998).** Evaluation of the ecdysteroid agonist RH-0345 on the hormonal production by integumental explants and ovaries in mealworms. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent.* 63 (2b), 547-554.
- Soltani, N., Aribi, N., Berghiche, H., Lakbar, S., & Smagghe, G. (2002).** Activity of RH-0345 on ecdysteroid production and cuticle secretion in *Tenebrio molitor* pupae in vivo and in vitro. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 72(2), 83-90.
- Soltani, N., Soltani-Mazouni, N., Quenedey, B., & Delachambre, J., (1996).** Protein synthesis in developing ovaries of mealworm under in vivo and in vitro conditions: effects of diflubenzuron. *J. Stored Prod. Res.* 32 (3), 205-212.
- Soltani-Mazouni, N., & Soltani, N. (1992).** Effets du diflubenzuron sur les métabolites hémylymphatiques et ovariens chez *Tenebrio molitor*. au cours de la maturation sexuelle. *Annales de la Société entomologique Royale de Belgique*, 35, 743-747.
- Soltani-Mazouni, N., Bouteldja, D., Lemeire, E., & Smagghe, G. (2007).** In vivo effect of ACE inhibiting in mealworms on ovarian composition and ecdysteroid amounts. *Communications in agricultural and applied biological sciences*, 72(3), 623.
- Spieth, H. T. (1952).** Mating behavior within the genus *Drosophila* (Diptera). *Bulletin of the AMNH*; v. 99, article 7.
- Sturtevant, A. H. (1915).** Experiments on sex recognition and the problem of sexual selection in *Drosophila*. *Journal of Animal Behavior*, 5(5), 351.
- Sulaiman, S., Fadhlina, K., & Hidayatulfathi, O. (2007).** Evaluation of pyrethrin formulations on dengue/dengue haemorrhagic fever vectors in the laboratory and sublethal effects. *Journal of Arthropod-Borne Diseases*, 1(2), 1-6.
- Svensson, R. U., Parker, S. J., Eichner, L. J., Kolar, M. J., Wallace, M., Brun, S. N., & Gerken, L. (2016).** Inhibition of acetyl-CoA carboxylase suppresses fatty acid synthesis and tumor growth of non-small-cell lung cancer in preclinical models. *Nature Medicine*, 22(10), 1108-1119.
- Swevers, L., Raikhel, A. S., Sappington, T. W., Shirk, P., & Iatrou, K. (2005).** Vitellogenesis and post-vitellogenic maturation of the insect ovarian follicle. *Comprehensive molecular insect science*, 1, 87-155.

- Swevers, L., Raikhel, A.S., Sappington, T.W., Shirk, P. & Iatrou, K. (2005).** Vitellogenesis and post-vitellogenic maturation of the insect ovarian follicle. In: Gilbert, L.I., Iatrou, K. & Gill, S.S. (Eds). *Comprehensive Molecular Insect Science*. Elsevier, Oxford, U.K. 6, 87–156.
- Tahara, M., Kubota, R., Nakazawa, H., Tokunaga, H., & Nishimura, T. (2005).** Use of cholinesterase activity as an indicator for the effects of combinations of organophosphorus pesticides in water from environmental sources. *Water Research*, 39, 5112–5118.
- Taibi, F., Smagghe, G., & Soltani-Mazouni, N. (2003).** Effect of ecdysone agonist RH-0345 on reproduction of mealworm, *Tenebrio molitor*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 135(3), 257-267.
- Tavernier R., & Lizeaux., C. (2002).** Sciences Vie Terre Term S. *Spec. Maisonneuve et Larose*, 117 p.
- Terhzaz., S. (2003).** Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster* : la leucokinine et l'IFamide. Thèse de doctorat en neurosciences et neuropharmacologie, Université de Bordeaux I, 182p.
- Tilman, D., Balzer, C., Hill, J., & Befort, B. L. (2011).** Global food demand and the sustainable intensification of agriculture. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108(50), 20260-20264.
- Tine, S., Aribi, N., & Soltani, N. (2011).** Laboratory evaluation of azadirachtin against the oriental cockroach, *Blatta orientalis* L. (Dictyoptera, Blattellidae): Insecticidal activity and reproductive effects. *African Journal of Biotechnology*, 10(85), 19816-19824.
- Tsikata, Y. M. (2001).** Owning economic reforms: A comparative study of Ghana and Tanzania (No. 2001/53). WIDER Discussion Papers//World Institute for Development Economics (UNU-WIDER).
- U. S. EPA. (2008).** Office of Prevention, Pesticides and Toxic Substances, United States. *Pesticide fact sheet. Spirotetramat*, 74 p.
- Van Handel, E. (1965).** Estimation of glycogen in small amounts of tissue. *Analytical biochemistry*, 11(2), 256-265.
- Van Handel, E. (1985).** Rapid determination of total lipids in mosquitoes. *J Am Mosq Control Assoc*, 1(3), 302-304.
- Vasudev V, Gurushankara HP, Vishwaprakash Mahadimane P, Khalandar D, Shamprasad BR. (2013).** Effects of fungicide Dithane M 45 in *Drosophila melanogaster* on courtship behavior. *Dros. Inf. Serv*, 96:94-98.
- Velázquez, A., Xamena, N., Creus, A., & Marcos, R. (1990).** Mutagenic evaluation of the organophosphorus insecticides methyl parathion and triazophos in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A Current Issues*, 31(4), 313-325.

- Vieira, A. (2009).** Relatório final de atividades: floriculture waste management:best management practices to ethiopia. Thèse de doctorat. Université de Santa Catarina. 82p.
- Villanueva, R. T., & Walgenbach, J. F. (2005).** Development, oviposition, and mortality of *Neoseiulus fallacis* (Acari: Phytoseiidae) in response to reduced-risk insecticides. *Journal of economic entomology*, 98(6), 2114-2120.
- Von Schilcher, F. (1976).** The role of auditory stimuli in the courtship of *Drosophila melanogaster*. *Animal Behaviour*, 24(1), 18-26.
- Vonesh, J. R., & Kraus, J. M. (2009).** Pesticide alters habitat selection and aquatic community composition. *Oecologia*, 160(2), 379-385.
- Vyjayanthi, N., & Subramanyam, M. V. V. (2002).** Effect of Fenvalerate-20EC on Sericigenous Insects: Digestive Enzymes in the Nutritive Physiology of Silkworm, *Bombyx Mori*. *Ecotoxicology and environmental safety*, 53(2), 212-220.
- Weaver, D. K., & McFarlane, J. E. (1990).** The effect of larval density on growth and development of *Tenebrio molitor*. *Journal of Insect Physiology*, 36(7), 531-536.
- Weber, E. (2005).** Behaviour of spiromesifen (Oberon) in plants and animals. *Planzenschutz-Nachrichten Bayer.*, 58: 391-416.
- Wenger, J., Niderman, T., Mathews, C.E. (2012).** Acetyl-CoA carboxylase inhibitors, in: Krämer, W., Schirmer, U., Jeschke, P., Witschel, M. (Eds.), *Modern Crop Protection Compounds*, 2nd Edition, Wiley VCH, Weinheim. 447-477.
- Whitehorn, P. R., O'Connor, S., Wackers, F. L., & Goulson, D. (2012).** Neonicotinoid pesticide reduces bumble bee colony growth and queen production. *Science*, 336(6079), 351-352.
- Whitworth, A. J. (2011).** *Drosophila* models of Parkinson's disease. *Advances in genetics*, 73, 1-50.
- Wilcox, W. F., Burr, J. A., Riegel, D. G., & Wong, F. P. (2003).** Practical resistance to QoI fungicides in New York populations of *Uncinula necator* associated with quantitative shifts in pathogen sensitivities. *Phytopathology*, 90-93.
- Withers, P., & Allemand, R. (2012).** Les *Drosophiles* de la région Rhône-Alpes (Diptera, Drosophilidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 117(4), 473-482.
- Wolsky, A. (1938).** The effect of carbon monoxide on the oxygen consumption of *Drosophila melanogaster* pupae. *Journal of Experimental Biology*, 15(2), 225-234.
- Wu, R. S., & Lam, P. K. (1997).** Glucose-6-phosphate dehydrogenase and lactate dehydrogenase in the green-lipped mussel (*Perna viridis*): possible biomarkers for hypoxia in the marine environment. *Water Research*, 31(11), 2797-2801.

- Wyatt, T. D. (2003).** Pheromones and animal behaviour: communication by smell and taste. Cambridge university press.
- Yeo, H. G., Choi, M., Chun, M. Y., & Sunwoo, Y. (2003).** Concentration distribution of polychlorinated biphenyls and organochlorine pesticides and their relationship with temperature in rural air of Korea. *Atmospheric Environment*, 37(27), 3831-3839.
- Yezli-Touiker, S., Soltani-Mazouni, N., Kirane-Amrani, L., & Soltani, N. (2016).** delayed effects of captopril on the mediterranean flour moth: reproductive events, biochemical composition and molting hormone contents of ovaries. *fresenius environmental bulletin*, 25(4), 1199-1205.
- Yumkella, K. K., Kormawa, P. M., Roepstorff, T. M., & Hawkins, A. M. (2011).** L'agribusiness au secours de la prospérité de l'Afrique. *UNI Annexe*, 1.
- Zhang, H. B., Luo, Y.M., Zhao, Q.G., Wong, M. H., & Zhang, G. L. (2006).** Residues of organochlorine pesticides in Hong Kong soils. *Chemosphere*, 63, 633-641.
- Zhou, G., & Miesfeld, R. L. (2009).** Energy metabolism during diapause in *Culex pipiens* mosquitoes. *Journal of insect physiology*, 55(1), 40-46.
- Zhu, Q., He, Y., Yao, J., Liu, Y., Tao, L. & Huang, Q. (2012).** Effects of sublethal concentrations of the chitin synthesis inhibitor, hexaflumuron, on the development and hemolymph physiology of the cutworm, *Spodoptera litura*. *J. Insect Sci.*, 12, 27.
- Zhu, Y., Liu, H., Xi, Z., Cheng, H., & Xu, X. (2005).** Organochlorine pesticides (DDTs and HCHs) in soils from the outskirts of Beijing, China. *Chemosphere*, 60, 770-778.

**ANNEXE**  
**PRODUCTION SCIENTIFIQUE**

## **Production scientifique**

### **Publication internationale:**

KISSOUM N, SOLTANI N., 2016. Spiromesifen, an insecticide inhibitor of lipid synthesis, affects the amounts of carbohydrates, glycogen and the activity of lactate dehydrogenase in *Drosophila melanogaster*. Journal of Entomology and Zoology Studies, 4(1): 452-456.

### **Communications internationales:**

BENSAFI-GUERAIBIA H., KISSOUM N., TAZIR A., SOLTANI-MAZOUNI N. & SOLTANI N., 2013. Effet sublétal du spiromesifen sur les protéines ovariennes et la reproduction chez un modèle de laboratoire *Drosophila melanogaster*. Séminaire international. Protection phytosanitaire : Situation et perspectives Batna, le 17-19 novembre 2013 (Communication orale).

KISSOUM N. & SOLTANI N., 2014. Activité d'un inhibiteur de la synthèse des lipides chez *Drosophila melanogaster* : Effet sur la morphométrie des ovaires. Séminaire international. 8ème Conférence Internationale Francophone d'Entomologie tenue à Hammamet, Tunisie, du 23-27 juin 2014 (Communication affichée).

KISSOUM N. & SOLTANI N., 2015. L'efficacité d'un insecticide dérivé de l'acide tétronique chez *Drosophila melanogaster* : effet sur la descendance. Séminaire international. 5èmes Journées Scientifiques de l'Association Tunisienne de Toxicologie, le 21-23 Mars 2015, Monastir, Tunisie (Communication affichée).

KISSOUM N. & SOLTANI N., 2016. Evaluation d'un insecticide à faibles risques écotoxicologiques: aspect morphométrique chez *Drosophila melanogaster*. Séminaire international. 27ème Forum des Sciences Biologiques et de Biotechnologie, 28 au 31 mars 2016, Hammamet (Communication affichée).

KISSOUM N. & SOLTANI N., 2016. Evaluation d'un insecticide ayant un nouveau mode d'action sur la reproduction sur *Drosophila Melanogaster*: morphométrie des testicules. Séminaire international. IVème Congrès International de Biotechnologie et de Valorisation des Bio-Ressources, 23 au 27 mars 2016, Hammamet (Communication affichée).

KISSOUM N., HAMIDA Z.C. & SOLTANI N., 2017. Evaluation d'un insecticide inhibiteur de la synthèse des lipides chez *Drosophila melanogaster*: effet sur le métabolisme énergétique. Le 28ème Forum des sciences biologiques et de Biotechnologie Hammamet, 21-24-mars 2017 (Communication affichée).

HAMIDA Z.S., KISSOUM N. & SOLTANI N., 2017. Evaluation d'un pesticide (OberonR 240 SC) chez un modèle expérimental (*Drosophila melanogaster*): effet sublétal sur les glucides corporels et ovariens. Le 28ème Forum des sciences biologiques et de Biotechnologie Hammamet, 21-24-mars 2017 (Communication orale).