



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

FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

THESE EN VUE DE L'OBTENTION D'UN DIPLOME DE DOCTORAT

Spécialité: BIOLOGIE ANIMALE

Intitulé

EVALUATION DE DIFFERENTS PESTICIDES NON POLLUANTS SUR LE
DEVELOPPEMENT DE *BLATTELLA GERMANICA* (DICTYOPTERA-
BLATTELLIDAE): ASPECTS TOXICOLOGIQUES,
PHYSIOLOGIQUES ET BIOCHIMIQUES

Presentée par: M^{me}. NEDJOUA-MAIZA Amel

Membre de Jury:

SOLTANI N. (Pr.)	Président	Université Badji-Mokhtar. Annaba
ARIBI N. (Pr.)	Directrice de thèse	Université Badji-Mokhtar. Annaba
SMAGGHE G. (Pr.)	Examineur	Université de Ghent. Belgique
BERCHI S. (Pr.)	Examinatrice	Université 1 Constantine
KELLOUCHE A. (Pr.)	Examineur	Université Mouloud Mammeri. Tizi-Ouzou
KILANI S. (MCA)	Examinatrice	Université Badji-Mokhtar. Annaba

Année universitaire: 2012/2013.

REMERCIEMENTS

En premier lieu, je tiens à remercier Monsieur Professeur Nouredine Soltani pour son accueil dans son laboratoire, sa grande disponibilité, son aide tout au long de ce travail doctoral et pour avoir bien voulu me faire l'honneur de présider ce jury.

Madame le Professeur Nadia Aribi, ma directrice de thèse, pour la confiance qu'elle m'a accordée en acceptant d'encadrer ce travail, pour ses multiples conseils, pour toutes les heures qu'elle a consacrées à diriger cette recherche, ainsi que pour ses multiples encouragements.

Madame le Professeur Sélina Berchi de l'Université 1 de Constantine, pour avoir accepté de participer à ce jury de thèse et de me faire l'honneur de juger ce travail. Je lui adresse mes sincères remerciements ainsi que ma profonde gratitude.

Monsieur le Professeur Abdallah Kellouche de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou d'avoir accepté d'être membre de jury de cette thèse en qualité d'examineur. Je le remercie pour l'intérêt et la considération qu'il a porté à ce travail.

Je tiens à adresser ma profonde reconnaissance à Monsieur le Professeur Guy Smaghe de l'Université de Ghent qui a accepté de juger ce travail. Je le remercie pour l'intérêt qu'il a porté à ce travail, pour ses conseils qui ont contribué à l'amélioration de ce manuscrit et pour son accueil au sein de son laboratoire d'agrozoologie (Ghent). Je suis particulièrement honorée de sa présence dans ce jury de soutenance.

Je remercie plus particulièrement, Madame Samira Kilani, Maître de Conférences A de l'Université Badji-Mokhtar de Annaba, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant d'examiner ce travail et de siéger à ce jury de thèse. Je tiens à l'assurer de mon profond respect et de mes sincères remerciements.

J'adresse mille mercis à mon mari, pour m'avoir soutenu et encouragé pendant ces longs mois de travail, pour ses multiples conseils et pour son soutien affectif sans faille. A mes chers Nana et Chachou, merci de m'avoir encouragé.

Ma reconnaissance va à toute ma famille qui a plus particulièrement assurée le soutien affectif de ce travail.

A toute l'équipe du laboratoire de biologie animale appliquée pour leur soutien, je tiens à remercier tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de cette thèse.

SOMMAIRE

I.					
INTRODUCTION					1
.....					
II.	MATERIELS				ET
METHODES					6
.....					
1. Présentation du matériel biologique et élevage					6
1.	1.		Présentation		de
l'insecte.....					6
1.2.		Cycle	biologique		de
<i>germanica</i>					6
1.3.			Élevage		en
laboratoire					6
2. Présentation des insecticides					8
3. Traitements des insectes et tests de toxicité					9
4. Morphométrie des ovaires					10
5. Extraction et dosage des différents métabolites dans les ovaires					10
6. Détermination du potentiel reproducteur					11
7. Dosages enzymatiques					11
7.1. Dosage de l'acétylcholinestérase					15
7.2. Dosage de la lactate déshydrogénase.....					16
7.3. Dosage des glutathion S-transférases.....					17
7.4. Dosage du glutathion					18
8. Analyse statistique					19
CHAPITRE					1 :
Toxicité					20
.....					
1.					
INTRODUCTION					20
2.					
RESULTATS					23
2.1. Toxicité du spinosad à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> et détermination des DL50 et DL90					23
2.1.1. Après 72h de traitement.....					23
2.1.2. Après 96h de traitement.....					24
2.1.3. Après 120h de traitement.....					25
2.1.4. Après 144h de traitement.....					26

2.2. Toxicité du spinosad à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> et détermination des DL50 et DL90	27
2.2.1. Après 72h de traitement.....	27
2.2.2. Après 96h de traitement.....	28
2.2.3. Après 120h de traitement.....	29
2.2.4. Après 144h de traitement.....	30
2.3. Toxicité de l'indoxacarbe à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> et détermination des DL50 et DL90	32
2.3.1. Après 72h de traitement.....	32
2.3.2. Après 96h de traitement.....	33
2.3.3. Après 120h de traitement.....	34
2.3.4. Après 144h de traitement.....	35
2.4. Toxicité de l'indoxacarbe à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> et détermination des DL50 et DL90	36
2.4.1. Après 72h de traitement.....	36
2.4.2. Après 96h de traitement.....	37
2.4.3. Après 120h de traitement.....	38
2.4.4. Après 144h de traitement.....	39
2.5. Détermination des TL50 et TL90 du spinosad chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i>	40
2.5.1. Après traitement à 180 ng/insecte.....	40
2.5.2. Après traitement à 360 ng/insecte.....	41
2.5.3. Après traitement à 720 ng/insecte.....	41
2.5.4. Après traitement à 1440 ng/insecte.....	41
2.6. Détermination des TL50 et TL90 du spinosad chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i>	42
2.6.1. Après traitement à 180 ng/insecte.....	42
2.6.2. Après traitement à 360 ng/insecte.....	42
2.6.3. Après traitement à 720 ng/insecte.....	43
2.6.4. Après traitement à 1440 ng/insecte.....	43
2.7. Détermination des TL50 et TL90 de l'indoxacarbe chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i>	43
2.7.1. Après traitement à 45 ng/insecte.....	43
2.7.2. Après traitement à 60 ng/insecte.....	44
2.7.3. Après traitement à 75 ng/insecte.....	44
2.7.4. Après traitement à 90 ng/insecte.....	44

2.8. Détermination des TL50 et TL90 de l'indoxacarbe chez les adultes femelles de *B.*

<i>germanica</i>	45
2.8.1. Après traitement à 45 ng/insecte.....	45
2.8.2. Après traitement à 60 ng/insecte.....	45
2.8.3. Après traitement à 75 ng/insecte.....	45
2.8.4. Après traitement à 90 ng/insecte.....	46

3.

DISCUSSION	47
-------------------------	----

CHAPITRE 2 :

Reproduction	50
---------------------------	----

1.

INTRODUCTION	50
---------------------------	----

2.

RESULTATS	54
------------------------	----

2.1. Morphométrie de l'ovaire	54
--	----

2.1.1. Nombre d'ovocytes par paire d'ovaires	54
---	----

2.1.1.1. Effets du spinosad.....	54
----------------------------------	----

2.1.1.2. Effets de l'indoxacarbe.....	55
---------------------------------------	----

2.1.2. Taille de l'ovocyte basal	56
---	----

2.1.2.1. Effets du spinosad.....	56
----------------------------------	----

2.1.2.2. Effets de l'indoxacarbe.....	59
---------------------------------------	----

2.1.3. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur la morphométrie de l'ovaire	61
--	----

2.1.3.1. Nombre d'ovocytes.....	61
---------------------------------	----

2.1.3.2. Volume de l'ovocyte basal.....	64
---	----

2.2. Biochimie de

l'ovaire	68
-----------------------	----

2.2.1. Contenu en protéines par paire d'ovaires	68
--	----

2.2.1.1. Effets du spinosad.....	68
----------------------------------	----

2.2.1.2. Effets de l'indoxacarbe.....	69
---------------------------------------	----

2.2.2. Contenu en glucides par paire d'ovaires	70
---	----

2.2.2.1. Effets du spinosad.....	70
----------------------------------	----

2.2.2.2. Effets de l'indoxacarbe.....	71
---------------------------------------	----

2.2.3. Contenu en lipides par paire d'ovaires	72
--	----

2.2.3.1. Effets du spinosad.....	72
----------------------------------	----

2.2.3.2. Effets de l'indoxacarbe.....	73
---------------------------------------	----

2.2.4. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur la biochimie de l'ovaire	73
---	----

2.2.4.1. Contenu en protéines par paire d'ovaires.....	74
2.2.4.2. Contenu en glucides par paire d'ovaires.....	77
2.2.4.3. Contenu en lipides par paire d'ovaires.....	81

2.3. Potentiel

reproducteur.....

.....84

2.3.1. Période de préoviposition.....84

2.3.1.1. Effets du spinosad.....84

2.3.1.2. Effets de l'indoxacarbe.....85

2.3.2. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur la période de préoviposition.....

.....85

2.3.3. Période d'incubation.....

...87

2.3.3.1. Effets du spinosad et de l'indoxacarbe.....87

2.3.4. Nombre d'œufs pondus par femelle (fécondité).....87

2.3.4.1. Effets du spinosad.....87

2.3.4.2. Effets de l'indoxacarbe.....88

2.3.5. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur le nombre d'œufs pondus.....

.....89

2.3.6. Nombre d'œufs éclos et pourcentage d'éclosion (fertilité)..... 90

2.3.6.1. Effets du spinosad.....90

2.3.6.2. Effets de l'indoxacarbe.....92

2.3.7. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur le nombre d'œufs éclos et pourcentage d'éclosion.....94

3. DISCUSSION

.....

.....97

3.1. Effets du spinosad et de l'indoxacarbe sur la biométrie des ovaires.....97

3.2. Effets du spinosad et de l'indoxacarbe sur les métabolites ovariens.....	99
3.3. Effets du spinosad et de l'indoxacarbe sur le potentiel reproducteur.....	100

CHAPITRE 3 : Biomarqueurs

enzymatiques.....

102

1.

INTRODUCTION.....

.....102

2.

RESULTATS.....

.....106

2.1. Activité spécifique de l'AChE.....106

2.1.1. Effets du spinosad.....106

2.1.2. Effets de l'indoxacarbe.....107

2.2. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur l'activité spécifique de

l'AChE.....108

2.3. Activité spécifique de la LDH.....111

2.3.1. Effets du spinosad.....111

2.3.2. Effets de l'indoxacarbe.....

.....112

2.4. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur l'activité spécifique de la

LDH.....114

2.5. Activité spécifique des GSTs.....117

2.5.1. Effets du spinosad.....117

2.5.2. Effets de l'indoxacarbe.....

.....118

2.6. Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur l'activité spécifique des

GSTs.....119

2.7.	Effets	sur	le	taux	de	
GSH.....						122
	2.7.1.		Effets		du	
	spinosad.....					122
	2.7.2.		Effets		de	
	l'indoxacarbe.....					12
	3					
2.8.	Comparaison de l'effet du spinosad et de l'indoxacarbe sur le taux de GSH.....					
						124

3.

DISCUSSION.....	
	128

3.1. Effets du spinosad et de l'indoxacarbe sur les biomarqueurs enzymatiques.....	128
3.1.1. Effets sur l'ACHé.....	128
3.1.2. Effets sur la LDH.....	130
3.1.3. Effets sur les GSTs.....	130
3.1.4. Effets sur le taux de GSH.....	132

CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....

.....**134**

RESUME:	
français.....	136
SUMMARY:	
anglais.....	137
ملخص	
arabe.....	138

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES.....	
	139

ANNEXE 1 : Etude statistique.....	156
ANNEXE 2 : Production scientifique (publications et communications).....	198

Sommaire des tableaux

Tableau	Titre	Page
1	Dosage des protéines ovariennes: réalisation de la gamme d'étalonnage.	13
2	Dosage des glucides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.	13
3	Dosage des lipides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.	13
4	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	24
5	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	25
6	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	26
7	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	27
8	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	28
9	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	29
10	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	30
Tableau	Titre	Page

11	Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	31
12	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %)	33
13	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %)	34
14	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	35
15	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %)	36
16	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	37
17	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	38
18	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	42
19	Toxicité de l'indoxacarbe après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	40
20	Toxicité du spinosad après traitement à 180 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalle de confiance (IC à 95 %).	41
Tableau	Titre	Page

21	Toxicité du spinosad après traitement à 360 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	41
22	Toxicité du spinosad après traitement à 720 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	41
23	Toxicité du spinosad après traitement à 1440 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	42
24	Toxicité du spinosad après traitement à 180 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	42
25	Toxicité du spinosad après traitement à 360 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	42
26	Toxicité du spinosad après traitement à 720 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	43
27	Toxicité du spinosad après traitement à 1440 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	43
28	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 45 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	44
29	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 60 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	44
30	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 75 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	44

<i>Tableau</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
31	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 90 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	45
32	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 45 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	45
33	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 60 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	45
34	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 75 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	47
35	Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 90 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).	47
36	Effet <i>in vivo</i> du spinosad (429 et 1539 ng/insecte) administré par application topique, le jour de l'exuviation, sur la taille (longueur/largeur) de l'ovocyte basal (μm) chez les femelles adultes de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	58
37	Effet <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (51 et 87 ng/insecte) administré par application topique, le jour de l'exuviation, sur la taille (longueur/largeur) de l'ovocyte basal (μm) chez les femelles adultes de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	60
38	Nombre d'ovocytes par paire d'ovaires chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	62
39	Nombre d'ovocytes par paire d'ovaires chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	63
40	Classement par ordre décroissant du nombre d'ovocytes par paire d'ovaires chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	64

<i>Tableau</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
41	Classement par ordre décroissant du nombre d'ovocytes par paire d'ovaires chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	64
42	Volume de l'ovocyte basal (mm ³) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	65
43	Volume de l'ovocyte basal (mm ³) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	66
44	Classement par ordre décroissant du volume de l'ovocyte basal (mm ³) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	67
45	Classement par ordre décroissant du volume de l'ovocyte basal (mm ³) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	67
46	Contenu en protéines ovariennes (µg/paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	75
47	Contenu en protéines ovariennes (µg/paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	76
48	Classement par ordre décroissant du contenu en protéines ovariennes chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	77
49	Classement par ordre décroissant du contenu en protéines ovariennes chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	77
50	Classement par ordre décroissant du contenu en protéines ovariennes chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	78
51	Contenu en glucides ovariens (µg/paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	79
	Contenu en glucides ovariens (µg/paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe (m ± s; n= 4 à 8).	

<i>Tableau</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
52	Classement par ordre décroissant du contenu en glucides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	80
53	Classement par ordre décroissant du contenu en glucides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	80
54	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens ($\mu\text{g}/\text{paire d'ovaires}$) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s; n= 4 \text{ à } 8$).	81
55	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens ($\mu\text{g}/\text{paire d'ovaires}$) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s; n= 4 \text{ à } 8$).	82
56	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	83
57	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	83
58	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	86
59	Classement par ordre décroissant du contenu en lipides ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	86
60	Période de préoviposition (jours) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s; n= 4 \text{ à } 8$).	86
61	Période de préoviposition (jours) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s; n= 4 \text{ à } 8$).	87
62	Classement par ordre croissant de la période de préoviposition chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	89
63	Classement par ordre croissant de la période de préoviposition chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	90
	Nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s; n= 4 \text{ à } 8$).	
	Nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i>	

	après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4 \text{ à } 8$).	
<i>Tableau</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>

64	Classement par ordre décroissant du nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	90
65	Classement par ordre décroissant du nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	90
66	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs éclos et le pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	91
67	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs éclos et le pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	92
68	Nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	94
69	Nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	94
70	Pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	94
71	Pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 8).	95
72	Classement par ordre décroissant du nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	95
73	Classement par ordre décroissant du nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	95
74	Classement par ordre décroissant du pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	96
75	Classement par ordre décroissant du pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	96

	l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	
Tableau	Titre	Page

76	Activité spécifique de l'AcChE ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	109
77	Activité spécifique de l'AcChE ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	109
78	Classement par ordre décroissant de l'activité spécifique de l'AcChE ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	110
79	Classement par ordre décroissant de l'activité spécifique de l'AcChE ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	111
80	Activité spécifique de La LDH ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	114
81	Activité spécifique de La LDH ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	115
82	Classement par ordre croissant de l'activité spécifique de la LDH ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	116
83	Classement par ordre croissant de l'activité spécifique de la LDH ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	116
84	Activité spécifique des GSTs ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	120
85	Activité spécifique des GSTs ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n= 4$ à 5).	120
86	Classement par ordre croissant de l'activité spécifique des GSTs ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	121
Tableau	Titre	Page

87	Classement par ordre croissant de l'activité spécifique des GSTs ($\mu\text{M}/\text{mn}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	121
88	Taux de GSH ($\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 5).	125
89	Taux de GSH ($\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe ($m \pm s$; $n = 4$ à 5).	125
90	Classement par ordre décroissant du taux de GSH ($\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL50 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	126
91	Classement par ordre décroissant du taux de GSH ($\mu\text{M}/\text{mg}$ de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> après traitement à l'émergence à la DL90 du spinosad et de l'indoxacarbe : test HSD de Tukey.	126

Sommaire des figures

<i>Figure</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
----------------------	---------------------	--------------------

1	Cycle biologique (Cornwell, 1968) et position systématique de <i>B. germanica</i> (L.)	7
2	Structure chimique du spinosad.	8
3	Structure chimique de l'indoxacarbe.	9
4	Extraction (Shibko <i>et al.</i> , 1966) et dosage des métabolites (glucides,	12
5	lipides et protéines) ovariens chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i>	14
6	Dosage des protéines ovariennes : droite étalon exprimant l'absorbance à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine (μg) (R^2 : coefficient de détermination).	14
7	Dosage des glucides ovariens : droite étalon exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de glucose (μg).	14
8	Dosage des lipides ovariens : droite étalon exprimant l'absorbance à 530 nm en fonction de la quantité d'huile de table (μg).	23
9	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	24
10	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	25
11	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	26
12	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	28
	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	

--	--	--

<i>Figure</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
13	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs	29

	affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	
14	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	30
15	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	31
16	Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	32
17	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	33
18	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	34
19	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	35
20	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	37
21	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	38
	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	
	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	

Figure	Titre	Page
---------------	--------------	-------------

22	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	39
23	Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de <i>B. germanica</i> après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).	40
24		53
25	Contrôle de la reproduction chez les insectes	55
26	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'ovocytes par paire d'ovaires, chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	56
27	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'ovocytes par paire d'ovaires, chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8)	59
28	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le volume de l'ovocyte basal (mm^3), chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	61
29	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le volume de l'ovocyte basal (mm^3), chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	69
30	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en protéines ovariennes (μg /paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	70
31	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en protéines ovariennes (μg /paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	71
	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en glucides ovariens (μg /paire d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; n= 4 à 8).	

Figure	Titre	Page
32	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en glucides ovariens ($\mu\text{g/paire}$ d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	72
33	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en lipides ovariens ($\mu\text{g/paire}$ d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	73
34	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le contenu en lipides ovariens ($\mu\text{g/paire}$ d'ovaires) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> nouvellement exuviées ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	74
35	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur la période de préoviposition (jours) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	84
36	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur la période de préoviposition (jours) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	85
37	Effets <i>in vivo</i> du spinosad et de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administrés par application topique, sur la période d'incubation (jours) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	87
38	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	88
39	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs pondus chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	89
40	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	91
41	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le pourcentage d'éclosion (%) chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	92
42	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le nombre d'œufs éclos chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> ($m \pm s$; $n= 4 \text{ à } 8$).	93

Figure	Titre	Page
---------------	--------------	-------------

43	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le pourcentage d'éclosion chez les adultes femelles de <i>B. germanica</i> (m ± s; n= 4 à 8).	93
44	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique de l'AChE (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	107
45	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique de l'AChE (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	115
46	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique de la LDH (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	112
47	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique de la LDH (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	113
48	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique des GSTs (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	118
49	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur l'activité spécifique des GSTs (µM/mn/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	119
50	Effets <i>in vivo</i> du spinosad (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le taux de GSH (µM/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	122
51	Effets <i>in vivo</i> de l'indoxacarbe (DL50 et DL90), administré par application topique, sur le taux de GSH (µM/mg de protéines) chez les adultes mâles de <i>B. germanica</i> , nouvellement exuviées (m ± s; n= 4 à 5).	124

I. INTRODUCTION GENERALE

Les Insectes sont numériquement plus importants comparativement à l'ensemble des êtres vivants; huit cent mille espèces, environ ont été seulement étudiées, jusqu'à présent (Wigglesworth, 1972). Les Blattes qui appartiennent au sous-ordre des Blattoptères (*Blattaria*) constituent avec les mantes l'ordre des Dictyoptères; elles sont appelées également cafards ou cancrelats, et sont apparues sur Terre il y a environ quatre cent millions d'années (Koehler et Patterson, 1987). Les quelques quatre mille espèces réparties autour de la planète varient en forme, couleur et taille et elles se sont adaptées aux conditions de vie urbaine (Garfield, 1990). Quelques espèces sont commensales de l'homme, principalement dans les cuisines où elles se nourrissent de restes, déchets et provisions (Grandcolas, 1998).

Parmi les espèces de Blattes domestiques identifiées, il convient de citer *Periplaneta americana* (Linnaeus, 1758), *Blatta orientalis* (Linnaeus, 1758), *Supella longipalpa* (Fabricius, 1798) et *Blattella germanica* (Linnaeus, 1767). Ces espèces domestiques, sont abondantes dans les milieux chauds (Grandcolas, 1998) et leur régime omnivore (Gordon, 1996) leur permet, une accommodation en aliments variés. En outre, les Blattes se caractérisent par une photophobie, une résistance aux conditions difficiles et un important pouvoir de fécondité (Grandcolas, 1998).

Les Blattes domestiques transportent de nombreux agents pathogènes (Cornwell, 1968; Roth et Willis, 1957) et constituent un important problème en terme d'hygiène et de santé humaine (Monk et pembrok, 1987; Le Guyader *et al.*, 1989; Guerrier et Noiret, 1991; Cloarecet *al.*, 1992; Rivaultet *al.*, 1993; Robert, 1996; Grandcolas, 1998). Les Blattes peuvent potentiellement transmettre des maladies infectieuses comme l'hépatite, le choléra et la tuberculose (Gordon, 1996; Tokuda *et al.*, 2008); leur présence peut aussi déclencher des crises d'asthme (Peden et Reed, 2010; Sheehan *et al.*, 2010) ou encore des allergies (Stankus, 1990; Rust *et al.*, 1995; Hasche et Zumofen, 1999; Rosenfeld, 2010; Mindykowski *et al.*, 2010; Oseroff *et al.*, 2012). Les Blattes sont également à l'origine de nuisance ou d'inconfort car leur présence est synonyme de malpropreté, d'odeurs désagréables et de dégoûts (Rivault *et al.*, 1995; Grandcolas, 1998). La Blatte germanique est l'espèce la plus répandue sur

la planète et en Algérie, elle constitue également une espèce prédominante (Habes *et al.*, 2001). Elle est responsable de 90% des infestations rapportées (Elie, 1998).

Afin de contrôler ces insectes l'homme n'a cessé de déployer des efforts considérables dans la recherche de nouvelles méthodes de lutte, quelle soit physique, biologique ou encore chimique. L'utilisation de pièges à glue est un moyen de lutte physique, qui a également l'avantage de mettre en évidence la présence de Blattes (Appel, 1990 ; Kim *et al.*, 1995 ; Lyon, 1997). La lutte biologique consiste à détruire les insectes nuisibles par l'utilisation rationnelle de leurs ennemis naturels (Lacey et Orr, 1994) et enfin, la lutte chimique qui utilise différents groupes d'insecticides souvent très toxiques pour l'homme. Les pesticides, appelés, conventionnels sont les organochlorés, les organophosphorés, les pyréthriinoïdes et les carbamates (Schal et Hamilton, 1990 ; Strong *et al.*, 2000). Les organochlorés et les pyrétrinoïdes sont des modulateurs des canaux sodium et dépresseurs des systèmes nerveux, endocrinien et immunitaire (Amdur, 2000; Fulton et Key, 2001) ; les organophosphorés et les carbamates, inhibiteurs de l'acétylcholinestérase (AChE), agissant sur les liens synaptiques du système nerveux, sont peu persistants mais pas très sélectifs (Fulton et Key, 2001). On retrouve également des nouveaux produits conventionnels comme les phenylpyrazoles dont le fipronil agissant sur les récepteurs de l'acide gamma-aminobutyrique (GABA) en inhibant le fonctionnement des canaux chlore qui leurs sont associés (Scharf et Siegfried, 1999 ; Blomquist, 2001).

L'application prolongée et répétée de ces insecticides conventionnels, leur non spécificité ainsi que leur forte rémanence ont provoquée, non seulement, des altérations de l'environnement, mais aussi des perturbations au niveau de plusieurs systèmes physiologiques (croissance, reproduction et métabolisme) chez les organismes non visés (Gagné *et al.*, 1999) ; en effet, diverses classes comme les Insectes, Crustacés, Poissons et Mammifères sont touchées. Similairement, chez l'Homme, les effets toxiques indésirables se traduisent par des phénomènes cancérogènes (Ishaaya et Horowitz, 1998). L'utilisation non raisonnée de ces molécules a conduit également à l'apparition de phénomènes de résistance (Valles *et al.*, 2000 ; Fulton et Key, 2001 ; Yu *et al.*, 2003 ; Wang *et al.*, 2004 ; Kristensen *et al.*, 2005 ; Swanton *et al.*, 2011) par des modifications physiologiques, biochimiques et

comportementales (Cochran, 1990, 1991 ; Sharf *et al.*, 1997; Saito et Hama, 2000).

Suite à ces conséquences néfastes et à l'accroissement d'espèces résistantes, la recherche a développé des insecticides chimiques, moins toxiques et/ou plus spécifiques, comme les phéromones (Hauptman *et al.*, 1986) ou les régulateurs de croissance dénommés Insect growth Regulator (IGRs) ; ces molécules agissent sur des processus physiologiques et biochimiques spécifiques chez les organismes visés (Dhadialla *et al.*, 2005) soit par le biais des deux principales hormones du développement (hormone juvénile et ecdystéroïdes) ou encore par le biais de la synthèse de la chitine, composé majeur de la cuticule (Gäde *et al.*, 1997). En fonction du mode d'action, ces molécules spécifiques et non polluantes (Dhadialla *et al.*, 2005) sont réparties en trois groupes ; qui sont les agonistes et antagonistes de l'hormone juvénile (Reid et Bennett, 1994 ; Lim et Yap, 1996; Kaakeh *et al.*, 1997 ; Aribi *et al.*, 1999, 2006), les inhibiteurs de la synthèse de la chitine (Degheele, 1990 ; Soltani *et al.*, 1996 ; Oberlander et Silhacer, 1998 ; Wutting *et al.*, 1991 ; Rehimy et Soltani, 1999 ; Soltani *et al.*, 1999) et les agonistes et antagonistes de l'hormone de mue (Aribi *et al.*, 1999 ; Smaghe *et al.*, 1999, 2000 ; Soltani *et al.*, 2002 ; Williams *et al.*, 2002 ; Taibi *et al.*, 2003 ; Kilani-Morakchi *et al.*, 2009a). Par ailleurs, les insecticides inorganiques qui sont connus depuis fort longtemps comme non polluants retrouvent aussi un regain d'intérêt, comme l'acide borique (Rust *et al.*, 1995; Habes *et al.*, 2006 ; Kilani-Morakchi *et al.*, 2009b).

La recherche de nouvelles méthodes alternatives de lutte mais aussi le développement de la biotechnologie ont donné naissance aux insecticides d'origine naturelle comme les néonicotinoïdes, l'azadirachtine et le spinosad. Par ailleurs, l'industrie pharmaceutique et agroalimentaire a pu mettre au point des molécules synthétiques mais non polluantes comme l'indoxacarbe. Les néonicotinoïdes agissent *via* les récepteurs de l'acétylcholine nicotinyne (nAChRs) sur le système nerveux central et périphérique des insectes (Kiryama *et al.*, 2003 ; Salgado et Saar, 2004). L'azadirachtine agit comme un régulateur de croissance avec une action anti-ecdysone et anti-JH (Mordue *et al.*, 2005).

Le spinosad, insecticide d'origine naturelle, fait partie de la famille des spinosoides, semble représenter une solution plus appropriée par rapport aux molécules classiques. En effet, il montre une faible toxicité pour l'Homme (Liu *et al.*, 2000 ; Sarfraz *et al.*, 2005), les mammifères, les invertébrés aquatiques et les organismes non visés (Kirst, 2010 ; Biondi *et al.*, 2012) ; par ailleurs, il préserve l'environnement (Dua, 2009) du fait sa rapide biodégradation et sa forte sélectivité (Sarfraz *et al.*, 2005). Le spinosad présente un mode d'action de type neurotoxique nouveau et unique car il agit à la fois sur les nAChRs (Kirst, 2010 ; Rinkevich et Scott, 2012) et sur les récepteurs gabaergiques (Ishaaya *et al.*, 2001; Jacquet *et al.*, 2002); il agit par contact ou par ingestion, et est très efficace contre les Lépidoptères et les Diptères (Pineda *et al.*, 2004 ; Wang *et al.*, 2009 ; Besard *et al.*, 2011).

L'indoxacarbe est le premier membre de la nouvelle famille des oxadiazines, son principal mode d'action est le blocage des canaux sodium (Harder *et al.*, 1996 ; Wing *et al.*, 1998 ; Wing *et al.*, 2000; Lahm *et al.*, 2001 ; Lapied *et al.*, 2001). En outre, les mammifères convertissent l'indoxacarbe en métabolites non toxiques, ce qui contribue à sa toxicité sélective contre les insectes (Wing *et al.*, 2000). Cette molécule est active contre différents fléaux (Harder *et al.*, 1996 ; N'Guessan *et al.*, 2007) et présente une faible toxicité pour les insectes non-ciblés (Dinter et Wiles, 2000 ; Gondhalekar *et al.*, 2011 ; Mahmoudvand *et al.*, 2011). De plus, l'indoxacarbe est très actif contre les insectes résistants aux carbamates, organophosphorés et pyréthrinoïdes (McCann *et al.*, 2001; Chai et Lee, 2010).

Compte tenu de tous ces éléments, l'étude du spinosad et de l'indoxacarbe s'avère intéressante chez les différentes espèces à forte capacité de résistance. Le spinosad et l'indoxacarbe, molécules non polluantes ont fait l'objet de travaux antérieurs sur des organismes non-ciblés (Besard *et al.*, 2011; Duchet *et al.*, 2011 ; Mahmoudvand *et al.*, 2011). Dans le cadre de la présente étude, le spinosad et l'indoxacarbe, molécules à risque réduit, dans un programme lié au développement durable, ont été testés par application topique sur *B. germanica*, espèce caractérisée par un fort potentiel reproducteur et une résistance très importante aux conditions extrêmes, et qui représente un modèle biologique de choix. Les effets de ces deux pesticides ont été évalués sur :

La toxicité chez les adultes mâles et femelles de *B. germanica* et détermination des doses létales (DL50 et 90) et des temps létaux, les résultats ont fait l'objet du premier chapitre.

Après détermination des DL50 et DL90, l'impact de ces deux pesticides a été étudié sur :

La reproduction des femelles en examinant les aspects morphométriques de l'ovaire (nombre d'ovocytes, taille de l'ovocyte basal), les paramètres biochimiques ovariens (protéines, glucides et lipides) mais aussi, le potentiel reproducteur (période de préoviposition, période d'incubation, fécondité (nombre d'œufs pondus) et fertilité (nombre d'œufs éclos et pourcentage d'éclosion)).

Les biomarqueurs enzymatiques, en testant les effets de ces deux molécules, chez les adultes mâles de *B. germanica* sur :

- L'activité spécifique de la lactate déshydrogénase (LDH): importance du stress chimique.
- L'activité spécifique des glutathion S-transférases (GSTs) : importance de l'induction d'un mécanisme de détoxification.
- Les taux de glutathion (GSH) : stress oxydatif
- L'activité spécifique de l'ACHé : neurotoxicité des deux pesticides testés.

Les résultats de la reproduction et des biomarqueurs enzymatiques ont constitué respectivement le second et le troisième chapitre.

II. MATERIEL ET METHODES

1. Présentation du matériel biologique et élevage

1. 1. Présentation de l'insecte

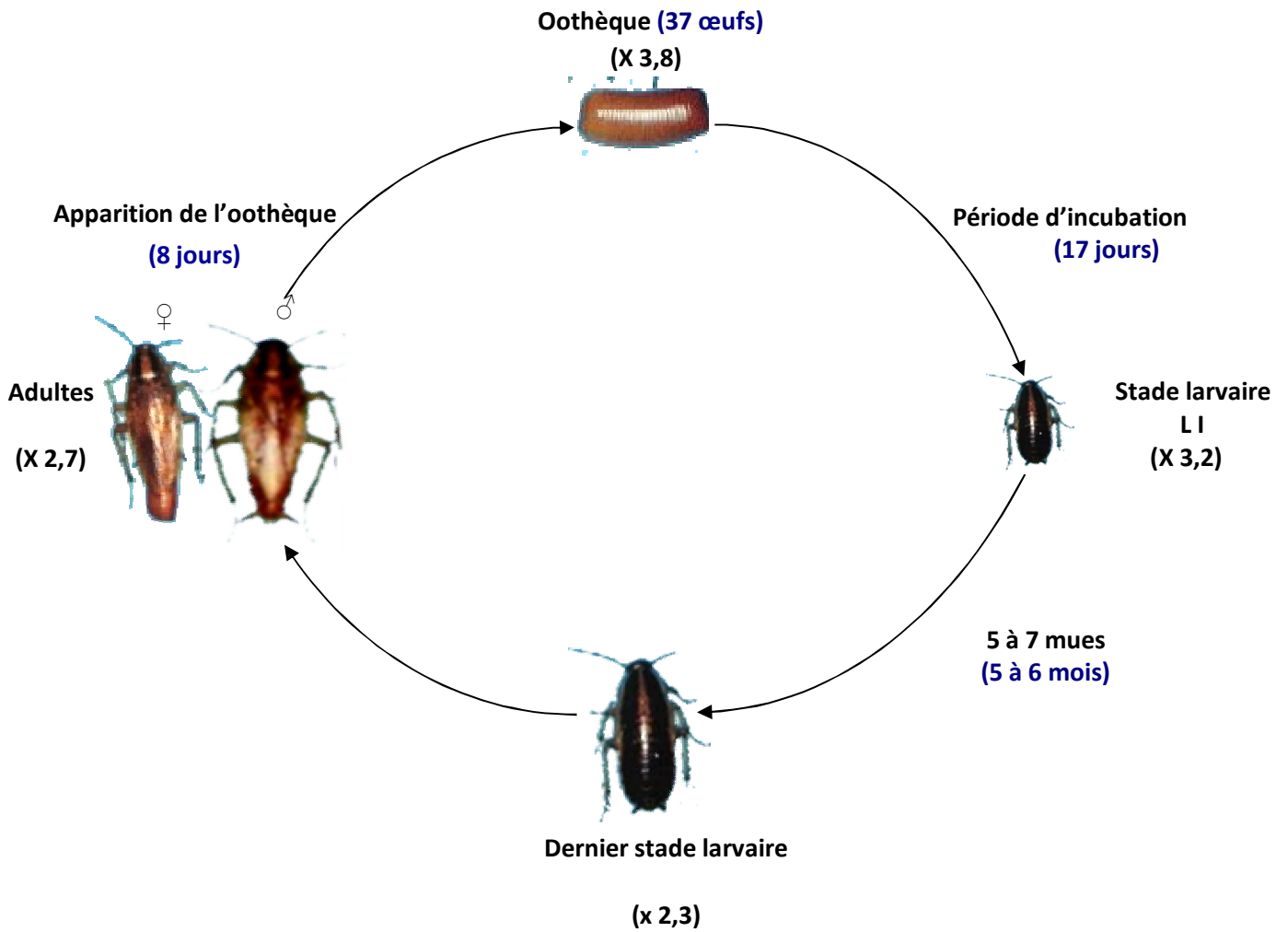
B. germanica (L) de l'ordre des Dictyoptères et de la famille des Blattellidae (Guillaumin *et al.*, 1969), est une espèce domestique, cosmopolite, nocturne à développement hétérométabole. La taille des adultes peut varier de 11 à 13 mm, leur corps est ovale, aplati dorso-ventralement. Leur coloration peut aller de brun pâle à noir. La tête porte de longues et fines antennes, les pièces buccales sont de type broyeur, le thorax est recouvert à l'avant par le pronotum qui porte deux bandes longitudinales (Gordon, 1996). Les Blattes portent deux paires d'ailes. A l'extrémité postérieure de l'abdomen se trouve deux appendices sensoriels: les cerques, pourvus de soies à fonction tactile, olfactive et auditive (Wigglesworth, 1972).

1.2. Cycle biologique de *B. germanica*

La femelle pond jusqu'à 8 oothèques contenant chacune jusqu'à 48 œufs (Gordon, 1996) et dont la durée de l'évolution embryonnaire est d'environ 17 jours (Fig. 1). Les larves deviennent adultes en une centaine de jours et subissent six mues successives (Wattiez et Beys, 1999). La durée du développement du dernier stade larvaire est de 41 jours chez la femelle et de 40 jours chez le mâle. Les larves du dernier stade subissent alors une mue imaginale donnant l'adulte (Cornwell, 1968). Les adultes mâles possèdent un corps mince, un abdomen effilé et un pygidium non recouvert par les ailes. Les femelles de couleur plus sombre présentent un corps trapu et robuste (Rust *et al.*, 1995), avec un abdomen arrondi recouvert par les ailes.

1.3. Élevage en laboratoire

L'élevage au laboratoire s'effectue dans des boites en plastique (30 x 30 x 30 cm) aérées contenant des emballages alvéolés d'œufs qui servent d'abris. Les blattes sont nourries de biscuits et abreuvées grâce à du coton imbibé d'eau. L'élevage est maintenu à une température de $26 \pm 2^\circ\text{C}$, une humidité relative de $70 \pm 1\%$ et une photopériode de 12 heures.



Position systématique:

- **Embranchement** :.....*Arthropoda*
- **Sous embranchement** :.....*Mandibulata*
- **Classe** :.....*Insecta*
- **Sous classe** :.....*Pterygota*
- **Section** :.....*Polyneoptera*
- **Ordre** :.....*Dictyoptera*
- **Sous ordre** :.....*Blattaria*
- **Super famille** :.....*Blaberoidae*
- **Famille** :.....*Blattellidae*
- **Sous famille** :.....*Blattellinae*
- **Genre** :.....*Blattella*
- **Espèce** :.....*germanica* (L.)

Figure 1: Cycle biologique (Cornwell, 1968) et position systématique de *B. germanica* (L.)

2. Présentation des insecticides

Le spinosad est un biopesticide dérivé de la fermentation d'une bactérie de sol, *Saccharopolyspora spinosa*. Le spinosad est formé par deux composés (85% spinosyne A et 15% spinosyne D). La formule empirique de la spinosyne A est $C_{41}H_{65}NO_{10}$ avec un poids moléculaire de 731,98 g/mol et la formule empirique de la spinosyne D est $C_{42}H_{67}NO_{10}$ avec un poids moléculaire de 746,00 g/mol. La formulation commerciale (DowAgroSciences, Indianapolis, USA) utilisée est Success 480 SC (SC: suspension concentrée 480g/l « Tracer »).

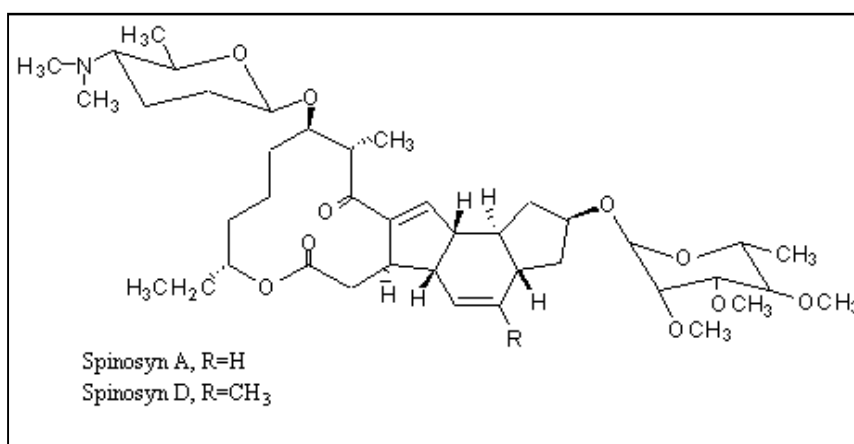


Figure 2. Structure chimique du spinosad (Salgado, 1998).

L'indoxacarbe appartient à la famille des oxadiazines. La formule moléculaire est $C_{22}H_{17}ClF_3N_3O_7$ avec un poids moléculaire de 527.84 g/mol. La formulation commerciale (DuPont, Wilmington, USA) utilisée est à 30% WG de matière active (WG: granules dispersibles dans l'eau).

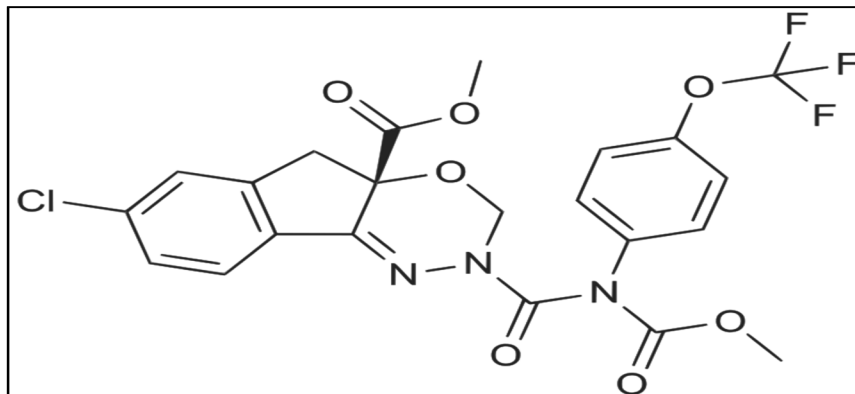


Figure 3. Structure chimique de l'indoxacarbe (Takagi *et al.*, 2007).

3. Traitement des insectes et tests de toxicité

Les deux composés ont été utilisés, séparément, par application topique (3 μ l/insecte), sur la face latéro-ventrale des adultes mâles et femelles de *B. germanica*, nouvellement exuviés (0 jour). Différentes solutions stocks ont été préparées dans l'acétone pour le spinosad et dans l'eau pour l'indoxacarbe ; cependant et après un screening, les doses utilisées sont de 180, 360, 720 et 1440 ng/insecte pour le spinosad et 45, 60, 75 et 90 ng/insecte pour l'indoxacarbe.

L'essai pour chaque dose est conduit en utilisant 3 répétitions qui comporte chacune 20 insectes ; une série témoin est conduite en parallèle et les individus reçoivent uniquement le solvant (3 μ l), cette série d'expérience a été menée afin de caractériser le pouvoir insecticide (spinosad et indoxacarbe) à l'égard des adultes mâles et femelles de *B. germanica* et de déterminer les DL50 et DL90 à différents intervalles de temps après traitement (72, 96, 120 et 144 h), ainsi que les TL50 et TL90, pour les doses utilisées. Les pourcentages de mortalités observées des différentes séries ont été déterminés puis corrigés selon Abbott (1925) pour éliminer la mortalité naturelle. Les pourcentages de mortalités corrigées subissent une transformation angulaire selon les tables de Bliss (1938), cités par Fisher et Yates (1957) et font l'objet d'une analyse de la variance à un critère de classification qui permet le classement des doses par le test de Tukey, afin d'évaluer l'effet des deux pesticides. Les données sont ensuite transformées en probits (Fisher et Yates, 1957). Le logarithme décimal des doses et des temps en fonction des probits nous permet de

déterminer les droites de régression à partir des quelles, les DL50 et DL90, ainsi que les TL50 et TL 90 sont précisés (Finney, 1971); leur intervalles de confiance (IC) ont aussi été estimés, avec une probabilité de 95%, en utilisant la méthode de Swaroop *et al.* (1966).

4. Morphométrie des ovaires

Une série de femelles de *B. germanica* nouvellement exuviées a été traitée par application topique par le spinosad et l'indoxacarbe à leur DL50 et DL90 (144h) respectives, le spinosad à 429 et 1539 ng/insecte et l'indoxacarbe à 51 et 87 ng/insecte. Les femelles adultes des séries témoins et traitées sont échantillonnées à différents âges (0, 2, 4 et 6 jours) au cours du premier cycle gonadotrophique. Les ovaires sont prélevés et différents paramètres biométriques sont considérés, à savoir, le nombre d'ovocyte par paire d'ovaire, la taille (longueur et largeur) de l'ovocyte basal, ainsi que le volume de l'ovocyte basal exprimé en mm³ grâce à la formule de Lambreas *et al.* (1991).

$$[\text{Volume} = 4\pi/3(\text{longueur}/2) (\text{largeur}/2)^2].$$

5. Extraction et dosage des différents métabolites dans les ovaires

L'extraction des différents métabolites (protéines, glucides et lipides) a été réalisée selon le procédé de Shibko *et al.* (1966) sur les ovaires des femelles adultes témoins et traitées de *B. germanica*, prélevés à 0, 2, 4 et 6 jours et conservés dans 1 ml d'acide trichloroacétique (TCA) à 20% (Fig. 4).

Les protéines ovariennes ont été quantifiées selon la méthode de Bradford (1976) qui utilise le bleu brillant de Coomassie G250 (BBC) comme réactif [50 mg de bleu brillant de Coomassie, 25 ml d'éthanol (95%), 50 ml d'acide orthophosphorique (85%) et compléter à 500 ml avec de l'eau distillée] et l'albumine de sérum de bœuf (B.S.A) comme standard (1 mg/ml) (Tableau 1). Les absorbances ont été lues à une longueur d'onde de 595 nm (Fig. 4).

Le dosage des glucides a été réalisé selon Duchateau et Florkin (1959). Cette méthode utilise l'antrone comme réactif (150 mg d'antrone, 75 ml d'acide sulfurique et 25 ml d'eau distillée) et une solution mère de glucose (1 mg/ml) comme standard (Tableau 2). Les absorbances ont été lues à 620 nm (Fig. 4).

Les lipides ont été déterminés selon la méthode de Goldsworthy *et al.* (1972) utilisant la vanilline comme réactif et une solution mère de lipides [2,5 mg d'huile de table dans 1 ml de solvant éther/chloroforme (V/V)] comme standard (Tableau 3). Les absorbances ont été lues après 30 minutes à une longueur d'onde de 530 nm (Fig. 4).

Tous les dosages ont été effectués sur des fractions aliquotes de 100 µl et les taux des différents métabolites ovariens ont été quantifiés grâce aux équations des droites de régression déterminées à partir des courbes de références.

6. Détermination du potentiel reproducteur

Les femelles de *B. germanica* ont été traitées par application topique à la DL50 et DL90 (3µl de solution de spinosad et de l'indoxacarbe par insecte). Dans cette expérience les mâles ne sont pas traités. La période de préoviposition (nombre de jours séparant l'émergence et le début de la ponte), la période d'incubation (nombre de jours entre l'apparition de l'oothèque et la ponte des œufs) du premier cycle gonadotrophique ont été estimés. La fécondité (nombre d'œufs pondus), la fertilité (nombre d'œufs éclos), ainsi que le pourcentage d'éclosion ont été déterminés pour toutes les séries étudiées (4 à 8 répétitions par dose).

7. Dosages enzymatiques

Les têtes des adultes mâles de *B. germanica* des séries témoins et traités au spinosad et à l'indoxacarbe (DL50 et DL90) ont fait l'objet d'un dosage de l'activité de l'AChE. Les corps décapités ont servis aux dosages des activités de la LDH et des GSTs, et à l'estimation des taux de GSH.

Tous les dosages ont été menés sur des échantillons biologiques prélevés après 24, 48 et 72 heures de traitement. Par ailleurs, la concentration en protéines totales des différents échantillons a été préalablement déterminée suivant la méthode de Bradford, afin de pouvoir calculer les différentes activités spécifiques.

Paire d'ovaires + 1 ml (TCA 20 %)

↓
Broyage (ultra sons)

↓
Centrifugation (5000 tours/mn, 10 mn)

↓
Culot I

↓
1 ml éther/chloroforme
(1 V/1 V)

↓
Centrifugation (5000 tours/mn, 10 mn)

↓
SURNAGEANT I
(aliquote 100 µl)

+
4 ml d'anthrone

↓
Chauffage (80° C, 10 mn)

↓
Lecture (absorbance à 620nm)

GLUCIDES

(Duchateau et Florkin, 1959)

↓
SURNAGEANT II
(aliquote 100 µl)

↓
1 ml acide sulfurique

↓
agitation

↓
Chauffage (100°C, 10 mn)

↓
Dosage aliquote (200 µl)

+
2,5 ml de réactif sulfo-phospho-
vanillinique

↓
Lecture (absorbance à 530nm)

LIPIDES

(Goldsworthy *et al.*, 1972)

↓
CULOT II

↓
1 ml d'eau distillée

↓
agitation

↓
Dosage aliquote (100 µl)

+
4 ml de BBC

↓
Lecture (absorbance à 595nm)

PROTEINES

(Bradford, 1976)

Figure 4. Extraction (Shibko *et al.*, 1966) et dosage des métabolites (glucides, lipides et protéines) ovariens chez les adultes femelles de *B. germanica*.

Tableau 1: Dosage des protéines ovariennes: réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
BSA (μl)	0	20	40	60	80	100
Quantité d'albumine (μg)	0	20	40	60	80	100
Eau distillée (μl)	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (ml)	4	4	4	4	4	4

Tableau 2: Dosage des glucides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
Glucose (μl)	0	20	40	60	80	100
Quantité de glucose (μg)	0	10	20	30	40	50
Eau distillée (μl)	100	80	60	40	20	0
Anthrone (ml)	4	4	4	4	4	4

Tableau 3: Dosage des lipides ovariens : réalisation de la gamme d'étalonnage.

Tubes	1	2	3	4	5	6
Solution mère de lipides (μl)	0	20	40	60	80	100
Quantité de lipides (μg)	0	50	100	150	200	250
Solvant Ether/Chloroforme (μl)	100	80	60	40	20	0
Vanilline (ml)	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5

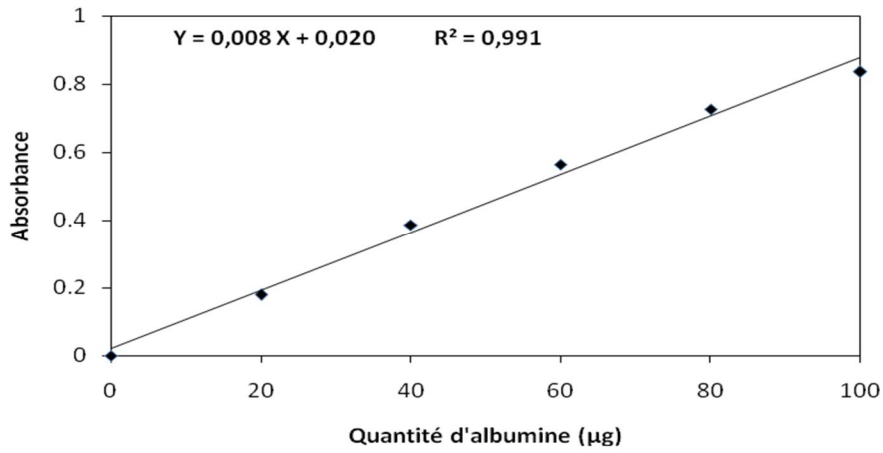


Figure 5. Dosage des protéines ovariennes : droite étalon exprimant l'absorbance à 595 nm en fonction de la quantité d'albumine (µg) (R^2 : coefficient de détermination).

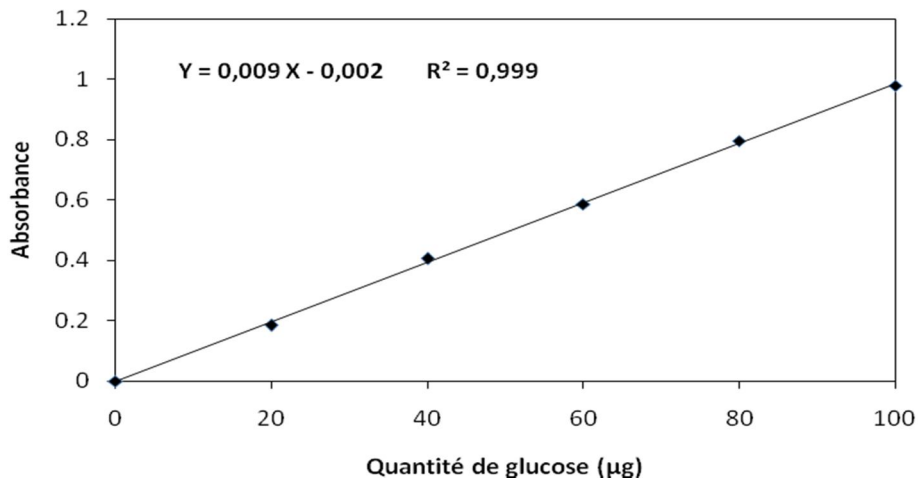


Figure 6. Dosage des glucides ovariens : droite étalon exprimant l'absorbance à 620 nm en fonction de la quantité de glucose (µg).

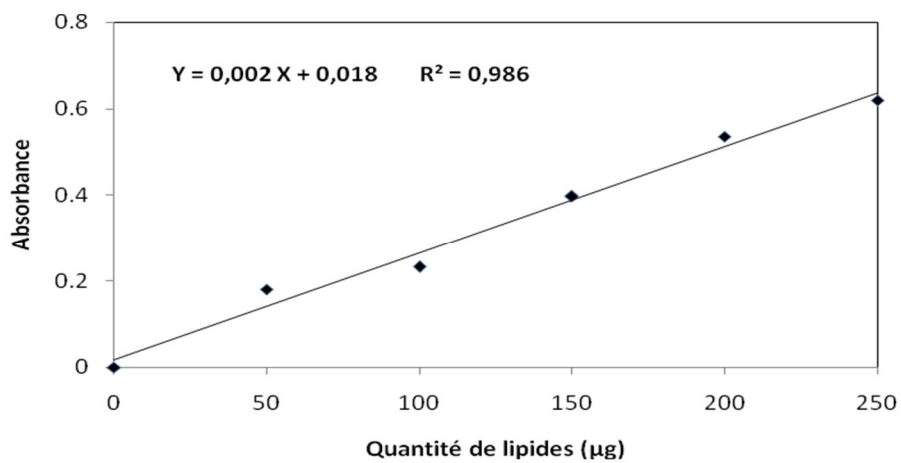


Figure 7. Dosage des lipides ovariens : droite étalon exprimant l'absorbance à 530 nm en fonction de la quantité d'huile de table (µg).

7.1. Dosage de l'acétylcholinestérase

Le dosage de l'activité de l'AChE a été mené selon la méthode d'Ellman *et al.* (1961) qui consiste à fournir à l'enzyme (AChE) un substrat artificiel, l'acétylthiocholine (ASCh) qui sera hydrolysé en acide acétique et thiocholine (SCh). Cette dernière en présence de DTNB (acide 5-5'-dithio-bis-2-nitrobenzoïque) donne un produit jaune le TNB (acide 5-thio-2 nitrobenzoïque) que l'on dose à une longueur d'onde de 412nm.

Les têtes des adultes mâles de *B. germanica* des séries témoins et traitées sont homogénéisées dans 1 ml de solution détergente [38,03 mg EGTA (acide éthylène glycol-bis,β aminoéthyl éther NNN'N' tétra-acétique), 1ml Triton X 100% ,5,845 g NaCl (chlorure de sodium), 80 ml tampon tris (10 mM; pH 7)]. Quatre à cinq répétitions de trois têtes chacune sont réalisées. L'homogénat est centrifugé à une vitesse de 5000 tours/mn pendant 5 min. Le surnageant est récupéré pour servir comme source d'enzyme.

Le dosage de l'activité de l'AChE est réalisé sur une fraction aliquote de 100 µl auquel on ajoute 100 µl de DTNB préparé extemporanément [39,6 mg DTNB, 15 mg CO₃HNa (bicarbonate de sodium), 10 ml tampon tris (0,1 M, pH 7)] et 1ml de tampon tris (0,1M; pH 7). Après 3 à 5 minutes de repos nécessaire pour épuiser la réaction spontanée, 100µl de substrat acétylthiocholine [23,6 mg ASCh, 1 ml eau distillée] sont ajoutés. La lecture des absorbances s'effectue toute les 4 minutes pendant 20 minutes à une longueur d'onde de 412 nm contre un blanc de gamme où 100 µl de la solution détergente remplacent la source d'enzyme. L'activité spécifique est déterminée selon formule:

$$X = \frac{\Delta DO / \text{min}}{1,36 \times 10^4} \times \frac{Vt}{Vs} / \text{mg de protéines}$$

X : micromoles de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines.

Δ DO : pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat.

1,36 x 10⁴ : coefficient d'extinction molaire du DTNB (M⁻¹ cm⁻¹).

Vt: volume total de la cuve : 1,3 ml [0,1 ml homogénat + 0,1 ml DTNB + 1 ml tampon tris (0,1 M, pH 7) + 0,1 ml d'acétylthiocholine].

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,1 ml.

Mg de protéines : quantité de protéines.

7.2. Dosage de la lactate déshydrogénase

Les corps sans têtes des adultes mâles de *B. germanica* des différentes séries témoins et traitées sont homogénéisés dans 1ml de tampon tris/HCl (0,1 M, pH 7,2), quatre à cinq répétitions sont réalisées. L'homogénat est centrifugé à 3000 tours/mn pendant 5 min. Le surnageant est récupéré pour servir comme source d'enzyme.

Le dosage de la LDH est réalisé suivant la méthode de Hill et Lévi (1954) où l'enzyme catalyse la conversion réversible du lactate en pyruvate. La méthode est basée sur la mesure continue de la vitesse d'oxydation du NADH (nicotinamide adénine dinucléotide réduit) épuisé dans la réaction. Le dosage est effectué sur 50 µl de surnageant auquel on ajoute 675 µl de tampon substrat (0,2 M, pH 10) [1.25 ml sodium lactate à 70%, 31,25ml tampon glycine 0,1 M (0,750g glycine, 0,585g NaCl, 100ml eau distillée), 18,75 ml NaOH 0,1 N, 1 goutte de chloroforme] et 50 µl de solution coenzyme NAD [10 mg NAD, 1 ml eau distillée]. La lecture des absorbances s'effectue toutes les minutes pendant 5 minutes à une longueur d'onde de 340 nm contre un blanc préparé avec 775 µl de tampon substrat (0,2 M, pH10). La diminution des absorbances à une longueur d'onde 340 nm est employée pour l'estimation de la quantité de substrat convertie par unité de temps. L'activité spécifique est déterminée selon la formule:

$$X = \frac{\Delta DO/\text{min}}{6,22 \times 10^3} \times \frac{Vt}{Vs} / \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines.

ΔDO : pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat.

Vt : volume total de la cuve : 775µl (50 µl de surnageant+ 675 µl de tampon substrat + 50µl de solution coenzyme NAD).

$6,22 \times 10^3$: Coefficient d'extinction molaire du NADH, H⁺ (M⁻¹ cm⁻¹).

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 50µl.

Mg de protéines : quantité de protéines.

7.3. Dosage des glutathion S-transférases

Le dosage des GSTs est réalisé selon Habig *et al.* (1974), basé sur la mesure photométrique de la cinétique de conjugaison du produit formé avec un substrat, le 1-chloro-2-4-dinitrobenzène (CDNB) en présence d'un cofacteur le GSH. Les insectes décapités sont homogénéisés dans 1ml de tampon phosphate de sodium (0,1M, pH 6) et quatre à cinq répétitions sont réalisées. L'homogénat est centrifugé à 14000 tours /min pendant 30 min et le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme. Une fraction aliquote de 200 µl du surnageant est additionné de 1,2 ml de substrat CDNB (1 mM) / GSH (5 mM) [20,26 mg de CDNB, 153,65 mg GSH, 1 ml éthanol, 100 ml tampon phosphate (0,1 M, pH 6)]. La lecture des absorbances est effectuée toutes les minutes pendant 5 minutes à une longueur d'onde de 340 nm contre un blanc contenant 0,2 ml d'eau distillée remplaçant la quantité de surnageant.

L'activité spécifique est déterminée d'après la formule suivante :

$$X = \frac{\Delta DO/mn}{9,6} \times \frac{Vt}{Vs} \text{ mg de protéines}$$

X : micromoles de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines.

ΔDO : Pente de la droite de régression obtenue après hydrolyse du substrat.

Vt : Volume totale de la cuve : 1,4 ml [1,2 ml du mélange CDNB/GSH + 0,2ml du surnageant].

9,6: coefficient d'extinction molaire du CDNB ($\text{mM}^{-1} \text{cm}^{-1}$).

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,2 ml.

Mg de protéines : quantité de protéines.

7.4. Dosage du glutathion

Le taux de GSH est quantifié selon la méthode de Weckberker et Cry (1988), dont le principe repose sur la mesure de l'absorbance de l'acide 2-nitro 5-mercapturique, résultant de la réduction de l'acide 5-5'-dithio-bis-2-nitrobenzoïque (DTNB) par les groupements thiol (-SH) du glutathion. Les corps décapités des adultes mâles témoins et traités sont homogénéisés dans 1ml d'une solution EDTA (acide d'éthylène diamine tétra acétique) à 0,02 M [7,448g EDTA, 1000 ml d'eau distillée]. Afin de protéger les groupes thiols du glutathion, l'homogénat doit subir une déprotéinisation par l'acide sulfosalicylique (SSA) à 0,25% [0,25 g SSA, 100ml d'eau distillée] où 0,2 ml du SSA sont additionnés à 0,8 ml de l'homogénat. Le mélange après agitation est plongé pendant 15min dans un bain de glace, puis centrifugé (1000 tours/mn pendant 5mn). Le surnageant est utilisé pour mesurer la concentration du glutathion selon les étapes suivantes : à 0,5ml du surnageant, est ajouté 1ml du tampon Tris/EDTA (0,02 M, pH 9,6) [63,04 g tris, 7,4448 g EDTA, 1000 ml d'eau distillée] ; il est ensuite additionné 0,025 ml de DTNB (0,01 M) [3,96 g DTNB, 1000 méthanol absolu]. Ce mélange est laissé pendant 5 minutes à température ambiante. La lecture des absorbances s'effectue à une longueur d'onde de 412 nm après stabilisation de la couleur à la température ambiante contre un blanc où les 500 µl du surnageant sont remplacés par 500 µl d'eau distillée.

Le taux de GSH est estimé d'après la formule suivante :

$$X = \frac{DO}{13,1} \times \frac{Vd}{Vh} \times \frac{Vt}{Vs} \quad / \quad \text{mg de protéines}$$

X : micromole de substrat hydrolysé par minute et par mg de protéines.

DO : Densité optique.

Vd : volume total des solutions utilisées dans la déprotéinisation : 1 ml (0,2 ml SSA + 0,8 ml homogénat).

13,1 : coefficient d'extinction molaire concernant le groupement -SH.

Vh : volume de l'homogénat utilisé dans la déprotéinisation: 0,8 ml.

Vt : volume total dans la cuve : 1,525 ml (0,025 ml DTNB + 0,5 ml surnageant + 1 ml Tris/EDTA).

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0,5 ml.

Mg de protéines : quantité de protéines.

8. Analyse statistique

Les résultats obtenus sont représentés par la moyenne suivie de l'écart type pour chaque groupe d'expérience ($m \pm s$).

Différents tests statistiques sont réalisés à l'aide du logiciel MINITAB d'analyse et de traitement statistique des données version fr 13.31 pour Windows (X, 2000).

- Pour toutes les séries de données l'égalité des variances a été confirmée grâce au test de Bartlett et Levene avant l'utilisation de l'analyse de la variance. Dans le cas où l'égalité des variances n'est pas obtenue, une transformation logarithmique (ln) des données a été réalisée (Dagnelie, 1998).
- La régression linéaire, le test « t » de Student ($p \leq 5\%$), l'analyse de la variance à un et deux critères de classification du modèle linéaire généralisé (GLM) permis de mettre en évidence les différences entre les groupes étudiés.
- le test HSD (honest significative difference) de Tukey a permis de classer les molécules en groupes selon leurs effets.

CHPTRE 1 : Toxicité

1. INTRODUCTION

Les insecticides conventionnels comme les organophosphorés, les carbamates, les pyréthriinoïdes et les gels appât à base d'insecticides comme le fipronil et l'imidacloprid ont été largement utilisés pour contrôler les Blattes, notamment la plus importante Blatte cosmopolite *B. germanica* L; cependant, une résistance a été développée envers ces groupes d'insecticides, et ce phénomène représente un énorme problème dans le contrôle des insectes nuisibles à intérêt agronomique et médical (Dong *et al.*, 1998; Wang *et al.*, 2004). Par conséquent, il est nécessaire d'utiliser des insecticides plus sélectifs avec de nouveaux modes d'action et un bon profil écotoxicologique préservant l'environnement comme les pesticides naturels (Wing *et al.*, 2000).

Le spinosad, développé par DowAgroSciences (1997), est le nom donné au mélange de spinosyne A et spinosyne D ou lactones macrocycliques (Mertz et Yao, 1990 ; Sparks *et al.*, 1995) qui sont des toxines insecticides actives biodégradables; celles-ci sont produites à partir de la fermentation aérobie d'une bactérie *Saccharopolyspora spinosa*. Cette molécule neurotoxique et à dualité d'action, a un mode d'action biochimique rapide, ce qui est relativement inhabituel pour un produit biologique. Le spinosad agit sur le système nerveux central, où il dépolarise les neurones qui commandent les muscles moteurs, cela provoque une paralysie de l'insecte qui ne peut plus s'alimenter et le processus est irréversible. Le spinosad présente sur les sites nAChRs un mécanisme nouveau et unique, car la substance active intervient sur un site spécifique du récepteur d'acétylcholine, distinct de celui des autres insecticides (Raymond-Delpech *et al.*, 2005 ; Millar et Donholm, 2007 ; Jeffrey et Scott, 2008 ; Kirst, 2010). Le spinosad agit secondairement sur la fonction du récepteur GABA (Jacquet *et al.*, 2002) par blocage du canal chlore de ces récepteurs (Ishaaya *et al.*, 2001). Cet insecticide se fixe au récepteur et inhibe le fonctionnement du canal chlore qui lui est associé, l'ouverture de ce canal induit une hyperpolarisation de la membrane nerveuse et son inactivation, lorsqu'elle se prolonge, elle perturbe l'ensemble du fonctionnement du système nerveux, le

spinosad est le seul insecticide agissant avec ce mode d'action (Tomizawa et Casida, 2001). Des tests sur terrain montrent un profil résiduel modéré et une sélectivité de cette molécule (Salgado *et al.*, 1997; Salgado *et al.*, 1998), ce pesticide est hautement compatible avec les programmes de lutte intégrée.

L'indoxacarbe, insecticide issue d'une nouvelle famille chimique, découvert par DuPont (1991), a un mode d'action spécifique et est un inhibiteur des canaux sodium (Wing *et al.*, 1998 ; Lahm *et al.*, 2001) qui sont des glycoprotéines, situées sur la membrane plasmique des cellules du système nerveux central, ces canaux ioniques, qui sont impliqués dans la genèse de l'activité électrique (Zhao *et al.*, 2005), sont constitués d'une sous-unité α , qui détermine les propriétés électrophysiologiques des courants sodiques, associée à une ou plusieurs sous-unités auxiliaires modulant ces propriétés (Song *et al.*, 2006).

L'indoxacarbe bloque les canaux sodium chez les insectes traités, empêchant le fonctionnement des cellules nerveuses par le blocage du transfert des ions, ceci provoque une paralysie et les insectes arrêtent rapidement de se nourrir puis entrent en léthargie avant de mourir (Wing *et al.*, 2005). L'indoxacarbe se transforme dans le système digestif des insectes ciblés en un métabolite très actif, nommé le N-décarbométhoxyllé JW062 (DCJW) pourvu d'une activité insecticide plus importante due à son action irréversible sur les canaux sodium (Wing *et al.*, 1998; 2000 ; Zhao *et al.*, 2005 ; Lavalie-Defaix *et al.*, 2010), cette activation est réalisée par le système enzymatique de l'insecte, comportant notamment des estérases (Wing *et al.*, 1998). Cette réaction correspond à la substitution du groupe ester de méthyle par un atome d'hydrogène. Cette propriété spécifique est fondamentale pour une application contre les insectes résistants aux pyréthrinoïdes puisque la résistance correspond à une élévation importante du taux d'estérases cellulaires, enzymes clés dans le processus de détoxification et de métabolisation des pyréthrinoïdes.

Les effets neurotoxiques de l'indoxacarbe sur les canaux sodium d'insectes sont très différents de ceux observés avec les pyréthrinoïdes, Wing *et al.* (2005) suggèrent que l'action de l'indoxacarbe et le DCJW montre des similitudes avec les anesthésiques locaux, parce qu'ils sont caractérisés par une réduction de l'amplitude des potentiels d'action *via* une inhibition du courant sodium entrant (Lapied *et al.*, 2001; Zhao *et al.*, 2005; Song *et al.*, 2006). La particularité de l'effet insecticide de ce

composé réside dans le fait qu'il se fixe préférentiellement lorsque les canaux sodium sont dans un état inactif (Wing *et al.*, 2005).

Les enzymes responsables de l'activation de l'indoxacarbe sont présentes uniquement chez les insectes, ce qui assure une sécurité optimale pour l'Homme et les organismes non cible, les mammifères convertissent l'indoxacarbe en métabolites non toxiques (Wing *et al.*, 2000).

L'absence totale de l'activité neuronale chez les insectes empoisonnés par l'indoxacarbe, indique que les insecticides qui bloquent les canaux sodium (SCBIs), bloquent non seulement les récepteurs sensoriels toniques, mais aussi, l'activité de stimulation cardiaque dans le système nerveux central. Les résultats de Silver *et al.* (2010) soulèvent la possibilité que certains résidus d'acides aminés sont à l'origine des propriétés fonctionnelles des récepteurs pour les SCBIs, et éventuellement, les anesthésies locales, dans les canaux sodium des insectes que dans les canaux sodium des mammifères.

L'indoxacarbe présente une parfaite sélectivité (Wing *et al.*, 2000), un profil écotoxicologique favorable, et une bio-activation à l'intérieur de l'insecte permettant son utilisation dans les programmes de lutte intégrée.

L'objectif de cette étude est de déterminer l'efficacité du spinosad et de l'indoxacarbe après application topique contre les adultes de *B. germanica*, par estimation des doses létales (DL50 et DL90) et des temps létaux (TL50 et TL90) et évaluation de la différence de la toxicité de ces deux insecticides pour cette importante espèce.

2. RESULTATS

2.1. Toxicité du spinosad à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* et détermination des DL50 et DL90

2.1.1. Après 72h de traitement

Après traitement au spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $15,55 \pm 3,85$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $8,88 \pm 3,85$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $15,55 \pm 3,85$ % pour la dose la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les taux des mortalités corrigées subissent une transformation angulaire et font l'objet d'une analyse de la variance à un seul critère de classification (annexe 1 : tableau 1). Les résultats indiquent que les valeurs sont comparables à 72 heures ($p=0,193$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle un seul groupe qui renferme toutes les doses 180, 360, 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 8).

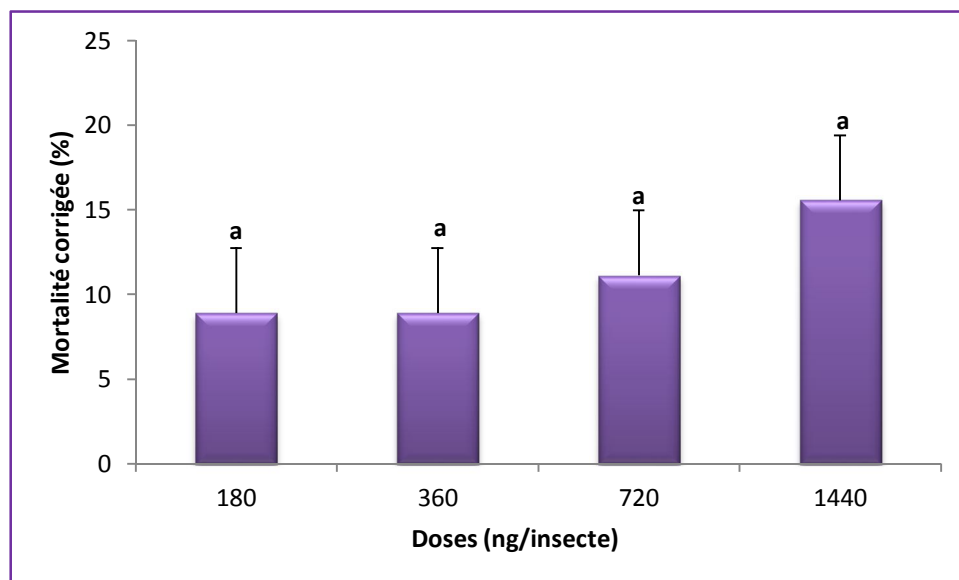


Figure 8. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 4: Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,41 X + 2,67$	7,5	3420 (3080 - 4860)	73800 (70620 – 81966)

2.1.2. Après 96h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $43,01 \pm 9,18$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $15,71 \pm 7,42$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $43,01 \pm 9,18$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats (annexe 1 : tableau 2), indiquent qu'il existe un effet dose significatif ($p = 0,028$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle deux groupes : le premier groupe représenté par les doses 180, 360 et 720 ng/insecte, le second renferme les traités à 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 9).

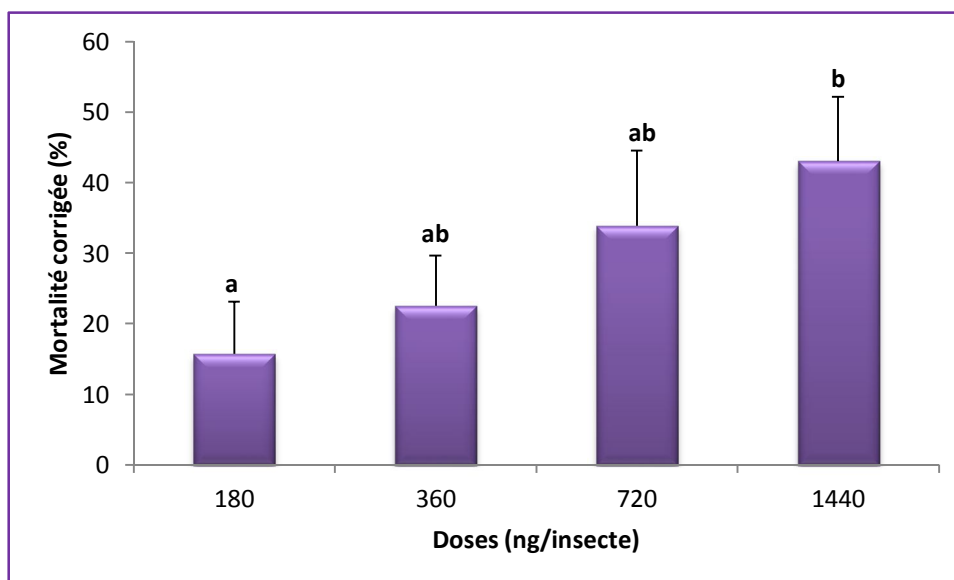


Figure 9. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 5: Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,98 X + 1,72$	5,2	2544 (1686 – 3843)	51498 (34104 – 62766)

2.1.3. Après 120h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $44,44 \pm 7,69$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $17,77 \pm 3,85$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $44,44 \pm 7,69$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA donnés en annexe 1 (tableau 3), indiquent qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p = 0,003$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle l'existence de trois groupes. Le premier groupe renferme les doses 180 et 360 ng/insecte, le second est représenté par les doses 360 et 720 ng/insecte et enfin, le dernier qui englobe les doses 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 10).

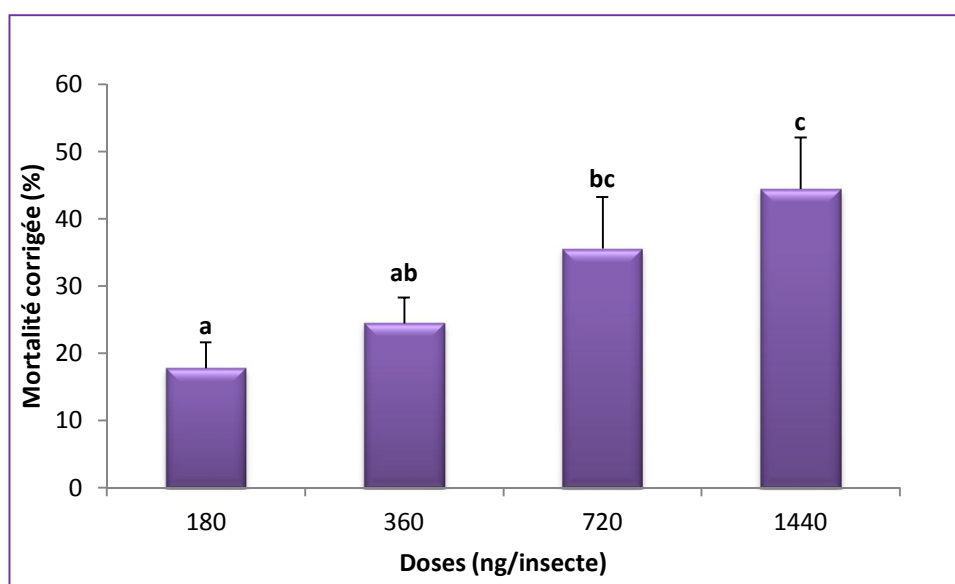


Figure 10. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 6 : Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,89 X + 2,03$	3,7	1332 (807 – 1599)	28965 (23010 - 32640)

2.1.4. Après 144h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est $8,88 \pm 3,65$ chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $87,90 \pm 3,81$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $21,79 \pm 6,60$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $87,90 \pm 3,81$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA mettent en évidence des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les doses utilisées (annexe 1 : tableau 4). Le test de Tukey a permis de classer les différentes doses en deux groupes, le premier groupe renferme les doses de 180 et 360 ng/insecte, alors que le second est représenté par 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 11).

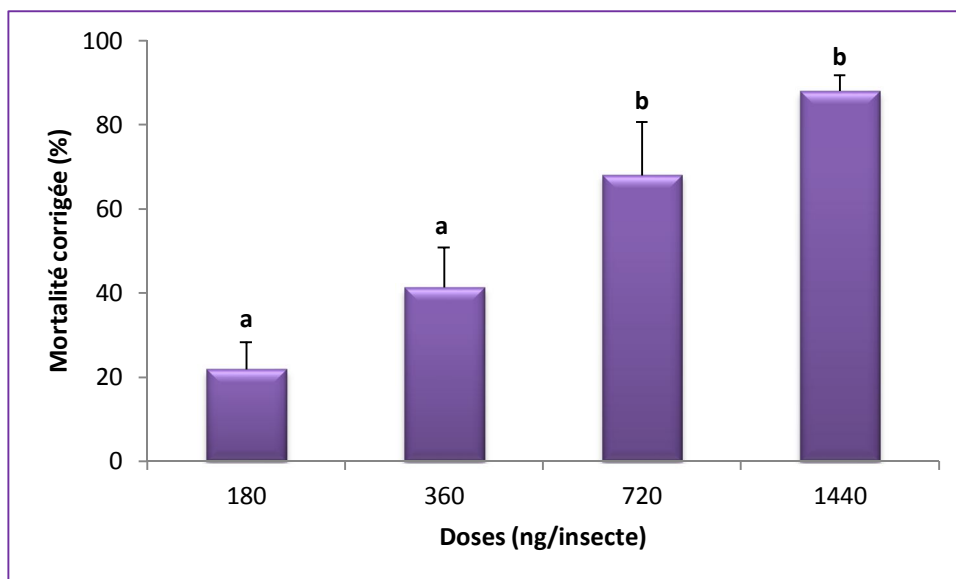


Figure 11. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 7 : Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 2,22 X - 0,83$	2,7	429 (342 – 537)	1539 (1230 – 1923)

Les résultats relatifs à l'analyse de la variance à deux critères de classification donnés en annexe 1 (Tableau 5), révèlent des effets dans les doses, les temps et l'interaction dose - temps très hautement significatifs ($p < 0,001$).

2.2. Toxicité du spinosad à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* et détermination de la DL50 et DL90

2.2.1. Après 72h de traitement

Après traitement au spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $15,48 \pm 3,73$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $8,79 \pm 3,88$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $15,48 \pm 3,73$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA (annexe 1: tableau 6) révèlent que les valeurs transformées sont comparables entre elles ($p > 0,05$). Le classement des doses mis en évidence un seul groupe de doses qui renferme les différentes doses 180, 360, 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 12).

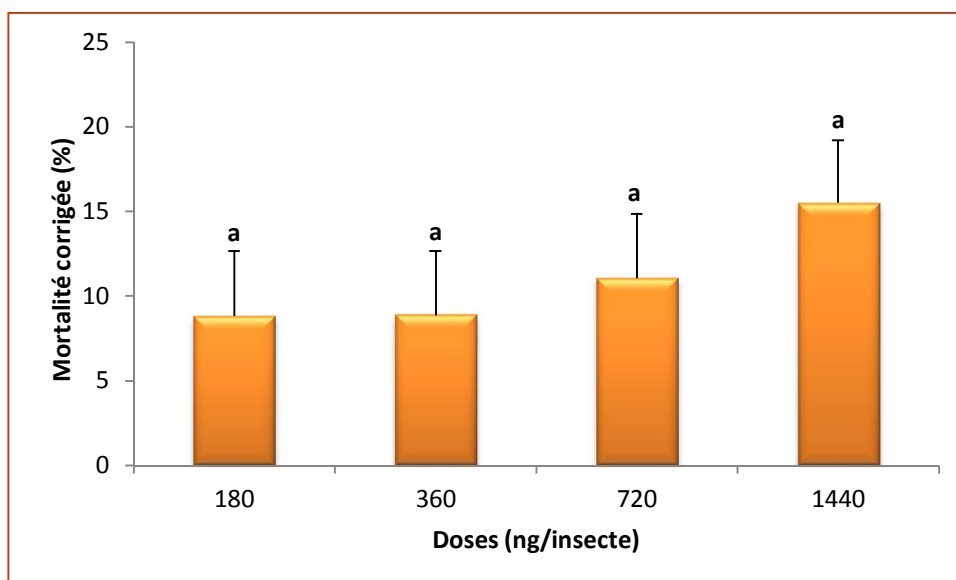


Figure 12. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 8: Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,38 X + 2,73$	7,5	3420 (3080 - 4860)	73800 (70620 – 81966)

2.2.2. Après 96h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $42,81 \pm 8,38$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $15,66 \pm 3,89$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $42,81 \pm 8,38$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA (annexe 1 : tableau 7) montrent qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p < 0,01$). Les résultats du classement des doses par le test de Tukey révèlent l'existence de trois groupes, le premier groupe renferme les

doses 180 et 360 ng/insecte, le second englobe les doses 360 et 720 ng/insecte et enfin, le dernier est représenté par 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 13).

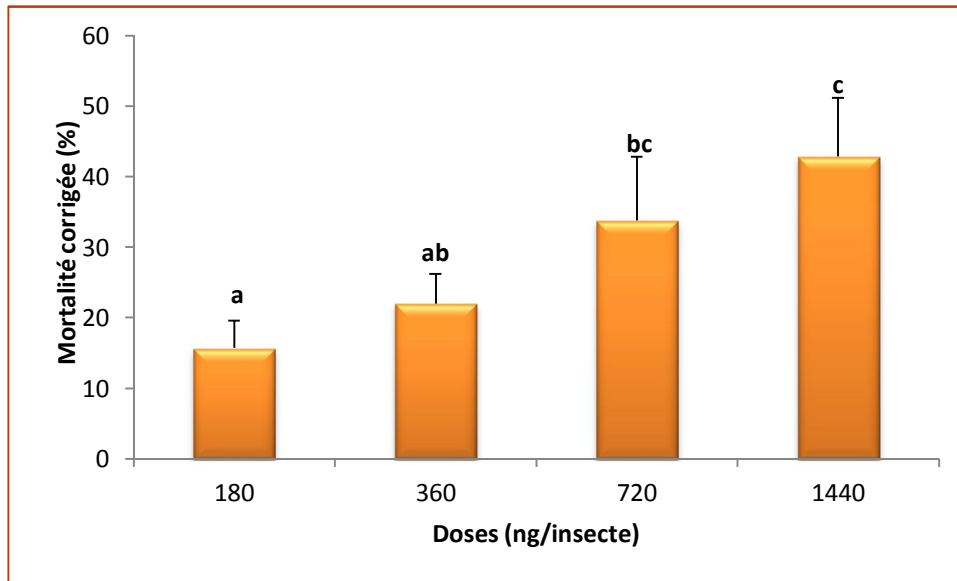


Figure 13. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 9 : Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,95 X + 1,80$	5,2	2544 (1686 – 3843)	51498 (34104 – 62766)

2.2.3. Après 120h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $44,25 \pm 8,76$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $16,78 \pm 7,50$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $44,25 \pm 8,76$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA, relatifs à la comparaison entre les doses (annexe 1 : tableau 8), indiquent qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p = 0,002$). Le

classement des doses par le test de Tukey mis en évidence l'existence de trois groupes, le premier groupe regroupe les doses 180 et 360 ng/insecte, le second les doses de 360 et 720 ng/insecte et le dernier par 720 et 1440 ng/insecte (Fig. 14).

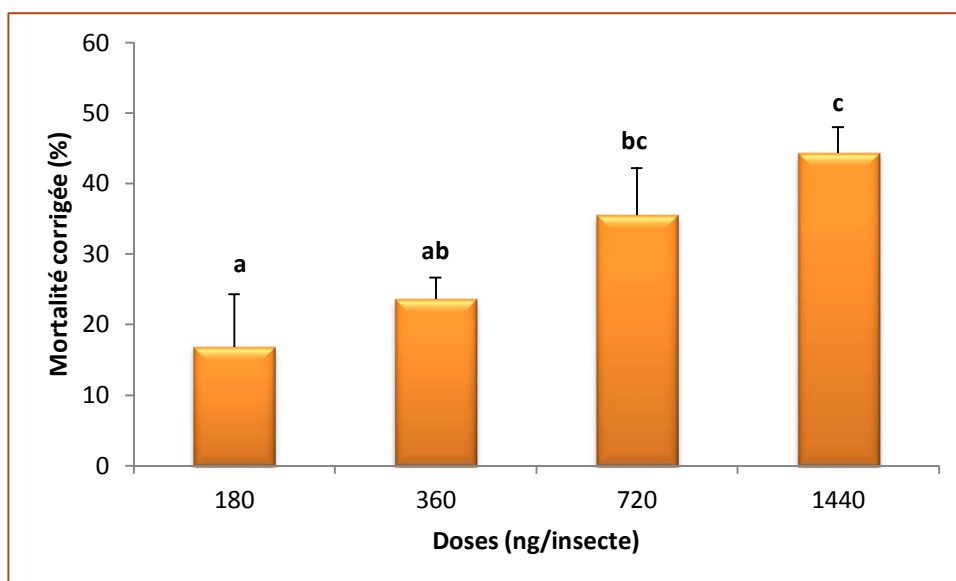


Figure 14. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 10: Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 0,96 X + 1,79$	3,7	1332 (807 – 1599)	28965 (23010 – 32640)

2.2.4. Après 144h de traitement

Après traitement avec le spinosad à différentes doses (180, 360, 720 et 1440 ng/insecte), le taux de mortalité observée est $8,88 \pm 3,65$ chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $44,25 \pm 8,76$ % pour la dose la plus élevée (1440 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $16,78 \pm 7,50$ % pour la faible dose 180 ng/insecte à $44,25 \pm 8,76$ % pour la concentration la plus élevée 1440 ng/insecte.

L'ANOVA met en évidence une différence très hautement significative ($p < 0,001$) entre les doses (annexe 1: tableau 9). Le classement des doses par le test de Tukey révèle trois groupes, le premier correspond à 180 et 360 ng/insecte, le second englobe la dose de 720 ng/insecte alors que, le dernier groupe est représenté par la dose 1440 ng/insecte (Fig. 15).

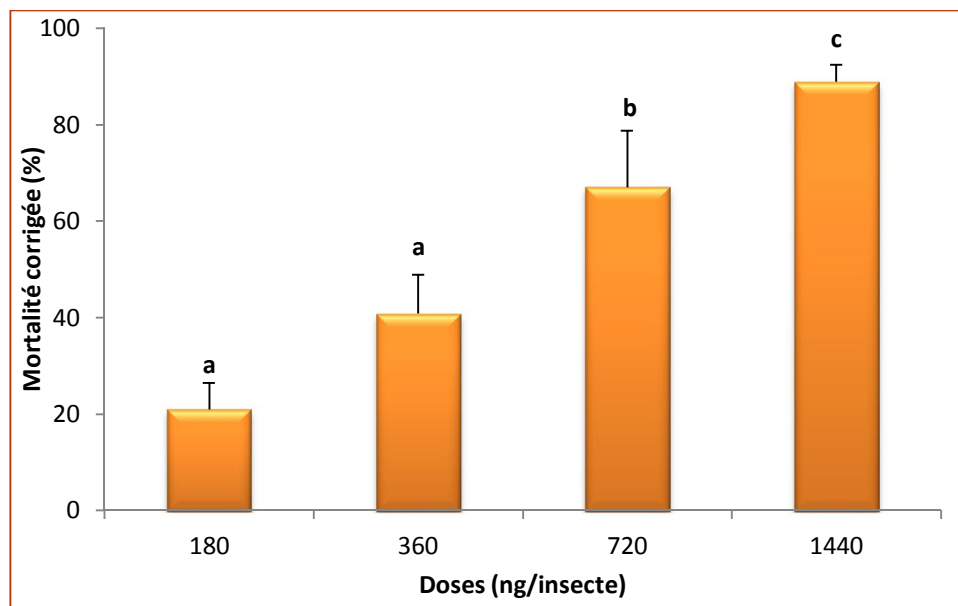


Figure 15. Toxicité du spinosad (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 11 : Toxicité du spinosad (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Spinosad	$Y = 2,27 X - 0,99$	2,7	429 (342 – 537)	1539 (1230 – 1923)

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les doses, les temps et l'interaction doses – temps pour le spinosad (Annexe1 : tableau 10).

2.3. Toxicité de l'indoxacarbe à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* et détermination de la DL50 et DL90

2.3.1. Après 72h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $24,44 \pm 3,84$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $8,88 \pm 3,85$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $24,44 \pm 3,84$ % pour la dose la plus élevée 90 ng/insecte.

L'ANOVA (annexe 1: tableau 11) indique qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p= 0,003$). Le test de Tukey a permis de classer les doses en deux groupes, le premier groupe renferme les doses 45, 60 et 75 ng/insecte, le second est représenté par les doses de 75 et 90 ng/insecte (Fig. 16).

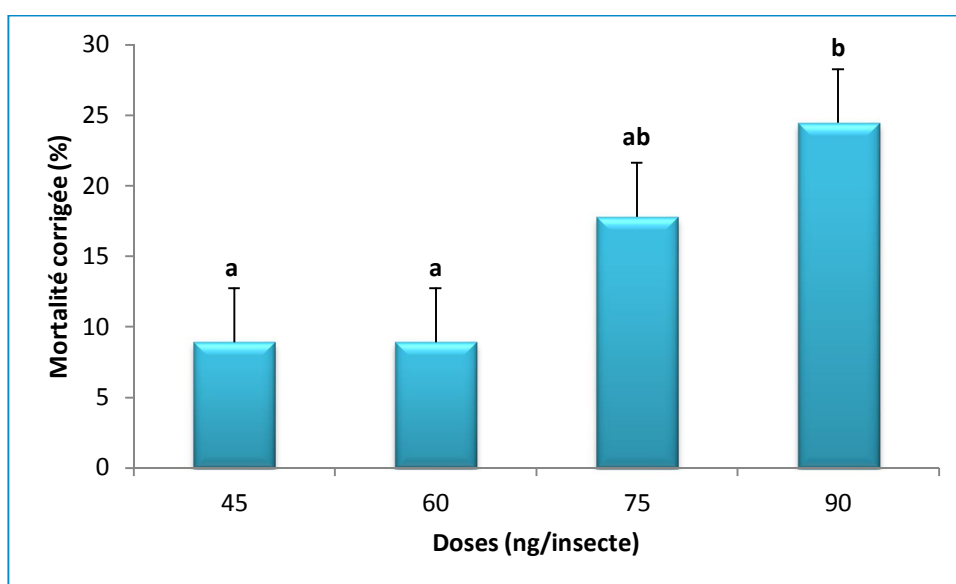


Figure 16. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 12 : Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 2,36 X + 0,74$	4,7	237 (216 – 342)	1917 (1296 – 2838)

2.3.2. Après 96 de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $31,10 \pm 3,85$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $17,77 \pm 3,85$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $31,10 \pm 3,85$ % pour la concentration la plus élevée 90 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA (annexe 1: tableau 12), indiquent qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p < 0,01$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle deux groupes, le premier groupe renferme les doses 45, 60 et 75 ng/insecte, le second est représenté par les doses de 75 et 90 ng/insecte (Fig. 17).

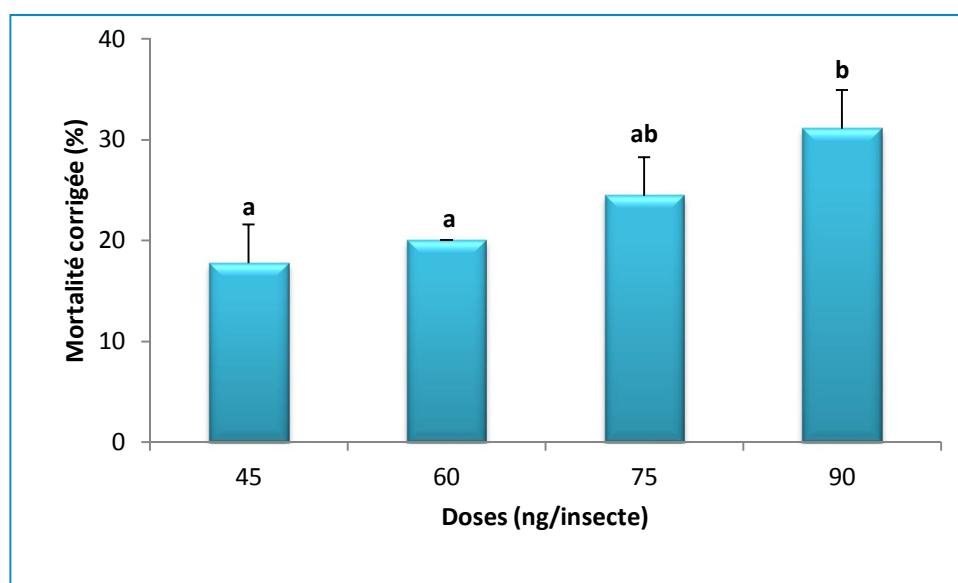


Figure 17. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 13: Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 1,39 X + 2,38$	3,4	189 (150 – 207)	669 (534 – 834)

2.3.3. Après 120h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $49,83 \pm 6,05$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $25,07 \pm 4,49$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $49,83 \pm 6,05$ % pour la concentration la plus élevée 90 ng/insecte.

L'ANOVA met en évidence des différences hautement significatives ($p = 0,005$) entre les doses (annexe 1: tableau 13). Le classement des doses par le test de Tukey révèle deux groupes, le premier groupe renferme les doses 45, 60 et 75 ng/insecte, le second est représenté par les doses de 75 et 90 ng/insecte (Fig. 18).

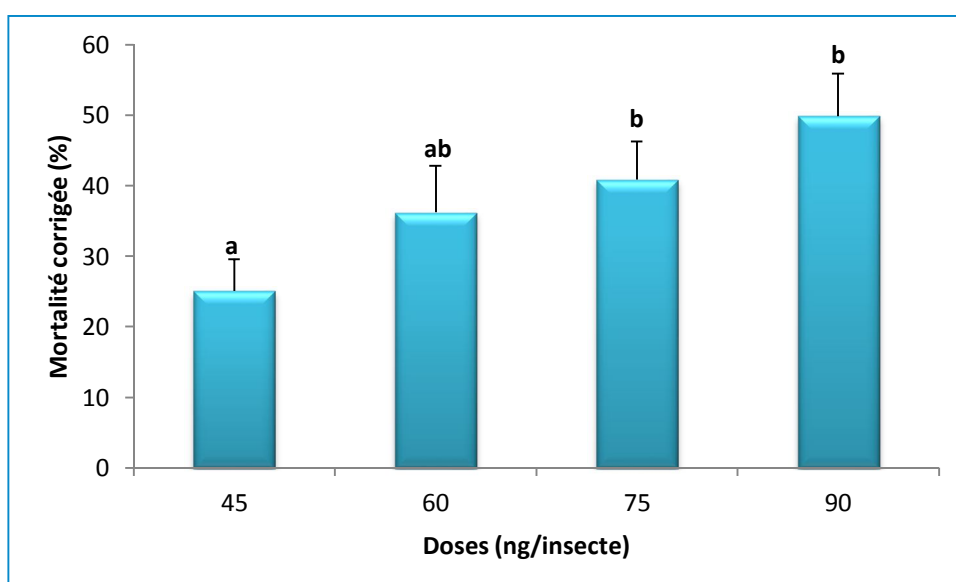


Figure 18. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 14: Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 2,19 X + 1,74$	2,7	93 (66 – 129)	354 (255 – 492)

2.3.4. Après 144h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est $8,88 \pm 3,65$ chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $49,83 \pm 6,05$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $39,00 \pm 3,60$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $90,73 \pm 3,66$ % pour la concentration la plus élevée 90 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA (annexe 1: tableau 14), indiquent qu'il existe un effet dose très hautement significatif ($p < 0,001$). Le test de Tukey a permis de classer les doses en quatre groupes ; le premier groupe renferme la dose de 45 ng/insecte, le second groupe englobe la dose 60 ng/insecte, le troisième est représenté par la dose 75 ng/insecte et le dernier groupe renferme la dose 90 ng/insecte (Fig. 19).

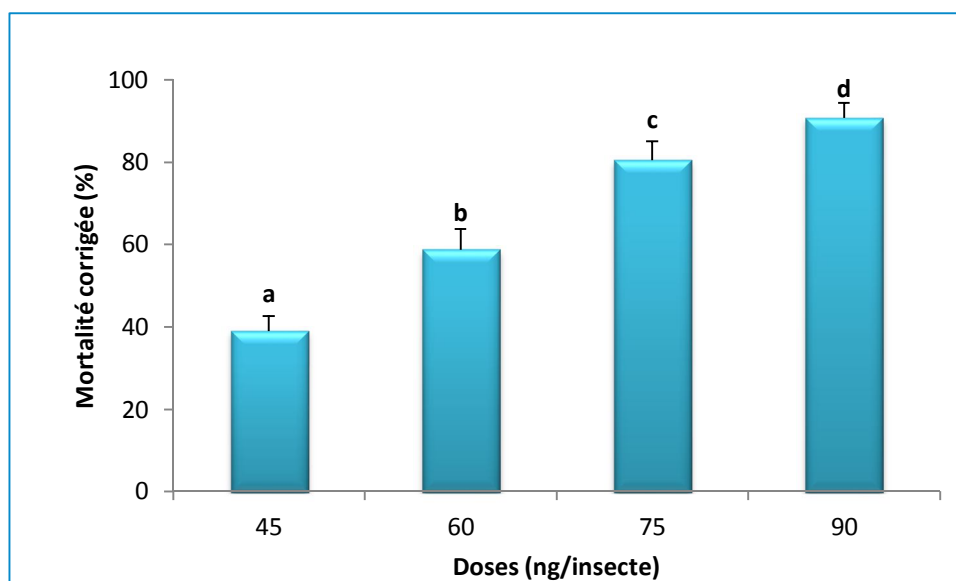


Figure 19. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 15: Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,51 X - 1,81$	1,5	51 (48 – 57)	87 (81 – 96)

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les doses, les temps et l'interaction doses – temps pour l'indoxacarbe (Annexe 1: tableau 15).

2.4. Toxicité de l'indoxacarbe à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* et détermination de la DL50 et DL90

2.4.1. Après 72h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $23,96 \pm 3,84$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $8,78 \pm 3,65$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $23,96 \pm 3,84$ % pour la concentration la plus élevée 90 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA donnés en annexe1 (tableau 16), montrent qu'il existe un effet dose hautement significatif ($p = 0,003$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle deux groupes, le premier groupe renferme les doses 45, 60 et 75 ng/insecte, le second est représenté par les doses de 75 et 90 ng/insecte (Fig. 20).

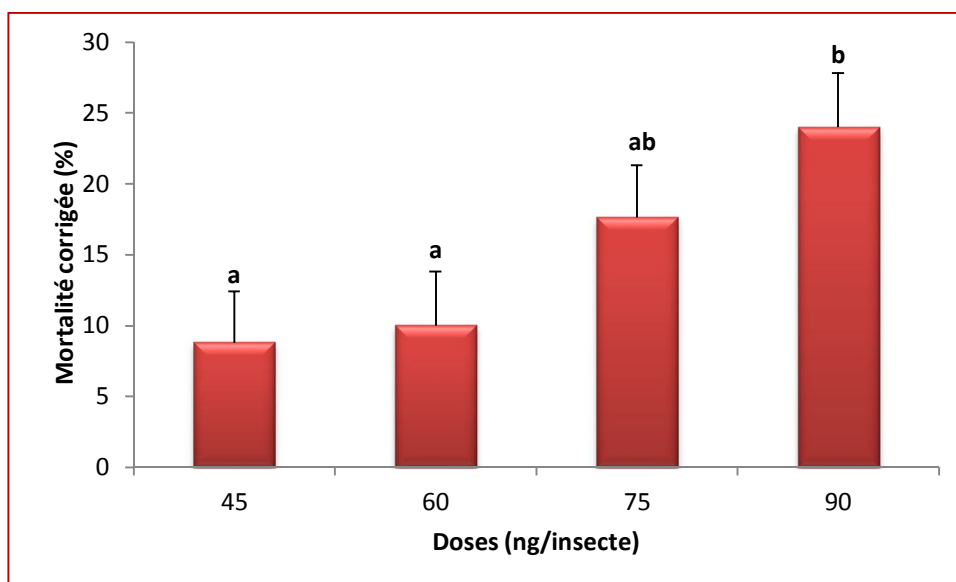


Figure 20. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 72h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 16 : Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 72h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 2,33 X + 0,75$	4,7	237 (216 – 342)	1917 (1296 -2838)

2.4.2. Après 96h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $30,21 \pm 4,94$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $17,68 \pm 3,84$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $30,21 \pm 4,94$ % pour la concentration la plus élevée 90 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA (annexe 1: tableau 17), mettent en évidence des différences significatives entre les doses ($p = 0,017$). Le classement des doses par le test de Tukey révèle deux groupes, le premier groupe renferme les doses 45, 60 et 75

ng/insecte, le second est représenté par les doses de 75 et 90 ng/insecte (Tableau 17; Fig. 21).

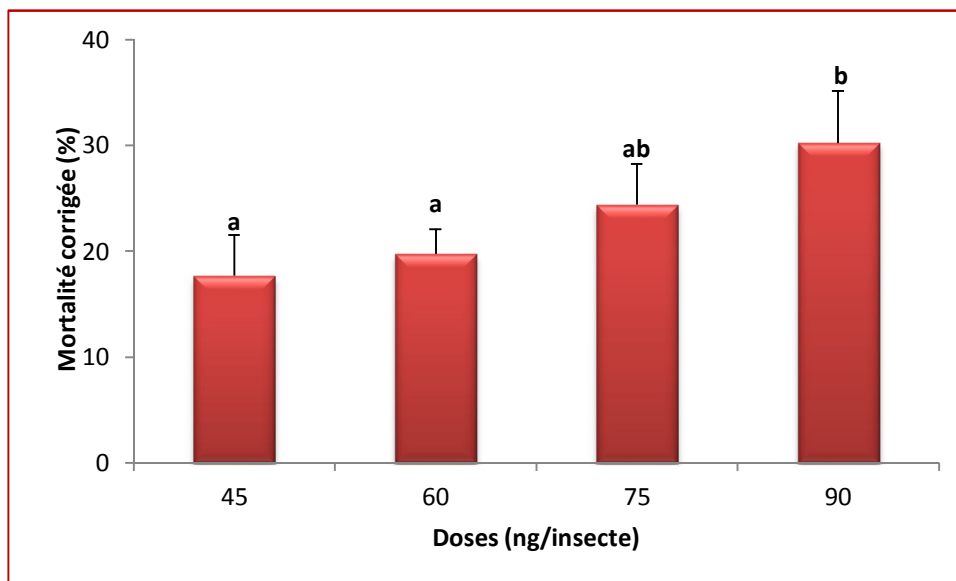


Figure 21. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 96h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 17: Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 96h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 1,34 X + 2,41$	3,4	189 (150 – 207)	669 (534 – 834)

2.4.3. Après 120h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée est nul chez les séries témoins et augmente chez les séries traitées jusqu'à $30,21 \pm 4,94$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $24,98 \pm 3,83$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $48,77 \pm 3,88$ % pour la dose la plus élevée 90 ng/insecte.

Les résultats de l'ANOVA donnés en (annexe 1, tableau 18), mettent en évidence l'existence d'un effet dose hautement significatif ($p < 0,01$). Le classement

des doses par le test de Tukey révèle trois groupes ; le premier représenté par les doses 45 et 60 ng/insecte, le second par 60 et 75 ng/insecte et enfin, le dernier par 75 et 90 ng/insecte (Fig. 22).

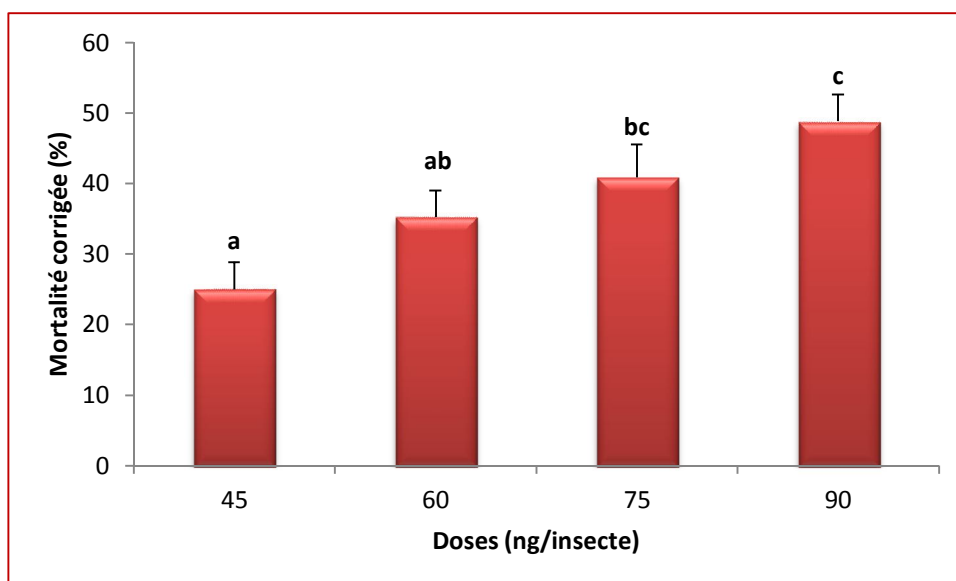


Figure 22. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 120h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 18: Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) après 120h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 2,16 X + 1,72$	2,7	93 (66 – 129)	354 (255 – 492)

2.4.4. Après 144h de traitement

Après traitement avec l'indoxacarbe à différentes doses (45, 60, 75 et 90 ng/insecte), le taux de mortalité observée $8,88 \pm 3,85$ chez les séries témoins augmente chez les séries traitées jusqu'à $90,70 \pm 3,13$ % pour la dose la plus élevée (90 ng/insecte). Les mortalités corrigées par la formule d'Abbott (1925) montre l'effet réel des différentes doses, elles varient de $38,76 \pm 3,98$ % pour la faible dose 45 ng/insecte à $90,70 \pm 3,13$ % pour la dose la plus élevée 90 ng/insecte.

L'ANOVA (annexe 1 : tableau 19), montre qu'il existe un effet dose très hautement significatif ($p < 0,001$). Le classement des doses par le test de Tukey mis en évidence l'existence de quatre groupes différents ; le premier renferme la dose 45 ng/insecte, le second la dose de 60 ng/insecte, le troisième 75 ng/insecte et enfin, le dernier 90 ng/insecte (Fig. 23).

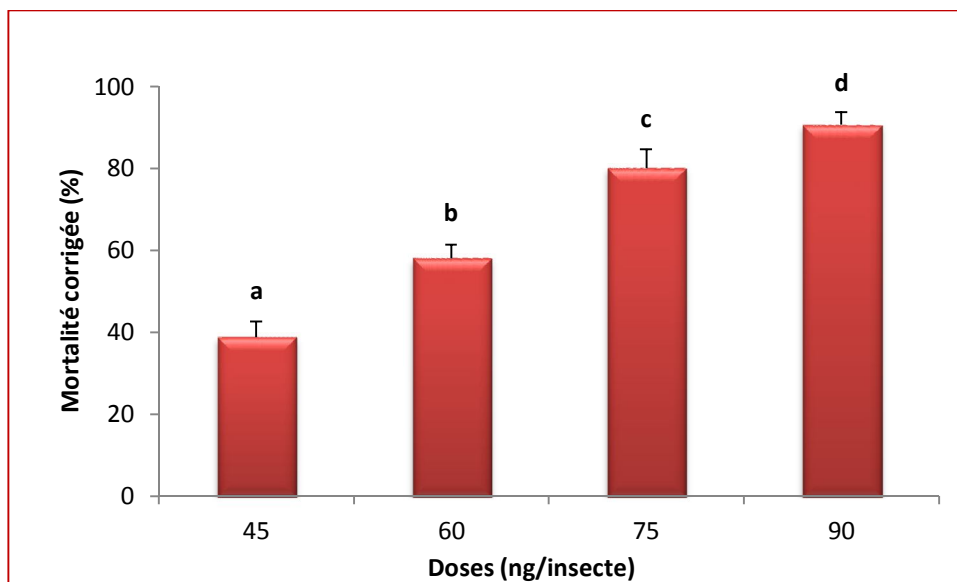


Figure 23. Toxicité de l'indoxacarbe (ng/insecte) par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* après 144h de traitement: classement des doses ($m \pm s$; les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes).

Tableau 19: Toxicité de l'indoxacarbe après 144h de traitement par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica*: détermination de la DL50 et la DL90 (ng/insecte) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	DL50 (IC)	DL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,46 X - 1,84$	1,5	51 (48 - 57)	87 (81 - 96)

2.5. Détermination des TL50 et TL90 du spinosad chez les adultes mâles de *B. germanica*

2.5.1. Après traitement à 180 ng/insecte

Après traitement des mâles de *B. germanica* au spinosad à la plus faible dose (180 ng/insectes), les TL50 et TL90 déterminées à partir de la droite de régression

exprimant le probit des pourcentages de mortalités corrigées en fonction du logarithme décimal du temps, varient de 6,3 à 10,5 jours (Tableau 20).

Tableau 20: Toxicité du spinosad après traitement à 180 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalle de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 1,96 X - 0,10$	1,20	6,3 (6,1 – 6,7)	10,5 (10,2 – 10,8)

2.5.2. Après traitement à 360 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes mâles au spinosad à la dose de 360 ng/insectes sont mentionnées dans le tableau 21.

Tableau 21: Toxicité du spinosad après traitement à 360 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 3,41 X - 2,64$	1,27	5,7 (5,3 – 6,0)	9,7 (9,1 – 10,3)

2.5.3. Après traitement à 720 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à 720 ng/insecte du spinosad chez les adultes mâles de *B. germanica* sont 4,8 et 7,6 jours (Tableau 22).

Tableau 22: Toxicité du spinosad après traitement à 720 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 4,99 X - 5,43$	1,43	4,8 (4,6 – 5,2)	7,6 (7,0 – 8,3)

2.5.4. Après traitement à 1440 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à la plus forte dose (1440 ng/insecte) sont 4,1 et 6,3 jours, respectivement (Tableau 23).

Tableau 23: Toxicité du spinosad après traitement à 1440 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalle de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 6,82 X - 8,79$	1,53	4,1 (3,7 – 4,4)	6,3 (5,6 – 6,9)

2.6. Détermination des TL50 et TL90 du spinosad chez les adultes femelles de *B. germanica*

2.6.1. Après traitement à 180 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes femelles de *B. germanica* au spinosad à la dose de 180 ng/insectes sont mentionnées dans le tableau 24.

Tableau 24: Toxicité du spinosad après traitement à 180 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 1,80 X + 0,29$	1,20	6,3 (6,1 – 6,7)	10,5 (10,2 – 10,8)

2.6.2. Après traitement à 360 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à 360 ng/insecte sont 5,7 et 9,7 jours, respectivement (Tableau 25).

Tableau 25: Toxicité du spinosad après traitement à 360 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 3,46 X - 2,76$	1,27	5,7 (5,3 – 6,0)	9,7 (9,1 – 10,3)

2.6.3. Après traitement à 720 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes femelles de *B. germanica* au spinosad à la dose de 720 ng/insectes sont mentionnées dans le tableau 26.

Tableau 26: Toxicité du spinosad après traitement à 720 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 4,99 X - 5,43$	1,43	4,8 (4,6 – 5,2)	7,6 (7,0 – 8,3)

2.6.4. Après traitement à 1440 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à la plus forte dose (1440 ng/insecte) sont 4,1 et 6,3 jours, respectivement (Tableau 27).

Tableau 27: Toxicité du spinosad après traitement à 1440 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Spinosad	$Y = 7,04 X - 9,22$	1,53	4,1 (3,7 – 4,4)	6,3 (5,6 – 6,9)

2.7. Détermination des TL50 et TL90 de l'indoxacarbe chez les adultes mâles de *B. germanica*

2.7.1. Après traitement à 45 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes mâles de *B. germanica* à l'indoxacarbe à la dose de 45 ng/insectes sont mentionnées dans le tableau 28.

Tableau 28: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 45 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 3,76 X - 3,44$	1,38	6,0 (5,7 – 6,5)	9,2 (8,6 - 9,8)

2.7.2. Après traitement à 60 ng/insecte

Les TL50 et TL90 déterminées après traitement à l'indoxacarbe à la dose de 60 ng/insectes des adultes mâles de *B. germanica* sont 5,5 et 8,1 jours, respectivement (Tableau 29).

Tableau 29: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 60 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,21 X - 6,08$	1,34	5,5 (5,3 – 5,7)	8,1 (7,8 - 8,3)

2.7.3. Après traitement à 75 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à 75 ng/insecte sont 5,0 et 7,1 jours, respectivement (Tableau 30).

Tableau 30: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 75 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,88 X - 7,10$	1,31	5,0 (4,8 – 5,2)	7,1 (6,9 - 7,5)

2.7.4. Après traitement à 90 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement à l'indoxacarbe à la plus forte dose sont mentionnées dans le tableau 31.

Tableau 31: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 90 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes mâles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 6,64 X - 8,36$	1,29	4,6 (4,3 – 4,7)	6,4 (6,0 - 6,8)

2.8. Détermination des TL50 et TL90 de l'indoxacarbe chez les adultes femelles de *B. germanica*

2.8.1. Après traitement à 45 ng/insecte

Les TL50 et TL90, déterminées après traitement à 45 ng/insecte sont 6,0 et 9,2 jours, respectivement (Tableau 32).

Tableau 32: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 45 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 3,64 X - 3,17$	1,38	6,0 (5,7 – 6,5)	9,2 (8,6 - 9,8)

2.8.2. Après traitement à 60 ng/insecte

Les TL50 et TL90 déterminées après traitement à l'indoxacarbe à la dose de 60 ng/insectes des adultes femelles de *B. germanica* sont 5,5 et 8,1 jours, respectivement (Tableau 33).

Tableau 33: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 60 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,06 X - 5,78$	1,34	5,5 (5,3 – 5,7)	8,1 (7,8 - 8,3)

2.8.3. Après traitement à 75 ng/insecte

Les valeurs des TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes femelles de *B. germanica* à l'indoxacarbe à la dose de 75 ng/insectes sont 5,0 et 7,1 jours, respectivement (Tableau 34).

Tableau 34 : Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 75 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 5,82X - 6,99$	1,31	5,0 (4,8 – 5,2)	7,1 (6,9 - 7,5)

2.8.4. Après traitement à 90 ng/insecte

Les TL50 et TL90 déterminées après traitement des adultes femelles de *B. germanica* à l'indoxacarbe à la plus forte dose dose sont représentées dans le tableau 35.

Tableau 35: Toxicité de l'indoxacarbe après traitement à 90 ng/insecte par application topique dès l'émergence à l'égard des adultes femelles de *B. germanica* : détermination des TL50 et TL90 (jours) et leur intervalles de confiance (IC à 95 %).

Traitement	Droite de régression	Slope	TL50 (IC)	TL90 (IC)
Indoxacarbe	$Y = 6,61 X - 8,31$	1,29	4,6 (4,3 – 4,7)	6,4 (6,0 - 6,8)

3. DISCUSSION

Le spinosad et l'indoxacarbe, testés à leurs DL 50 et 90 respectives, le jour de l'exuviation des mâles et femelles de *B. germanica*, entraînent des symptômes classiques macroscopiques de neurotoxicité tels qu'un manque de coordination, une prostration, des tremblements et d'autres contractions involontaires des muscles menant à la paralysie puis la mort de l'insecte. Ces observations sont en accord avec des observations antérieures décrites par Kirst (2010) et Besard *et al.* (2011). Pour le spinosad, ces symptômes s'expliquent par son action *via* la liaison aux nAChRs des insectes (Wing *et al.*, 1998), concernant l'indoxacarbe, cet insecticide oxadiazine est connu pour avoir une toxicité aiguë par un blocage des canaux sodium du système nerveux des insectes après son activation en DCJW, causant la paralysie et la mort en quelques heures (Wing *et al.*, 2005).

Dans les pratiques de gestion de la résistance, il a été démontré que le spinosad se lie aux nAChRs mais à des sites distincts sur le récepteur par rapport à l'imidaclopride (Blacquièrre *et al.*, 2012 ; Rinkevich et Scott, 2012). Dong (2007) a rapporté que chez *Periplaneta americana*, il existe deux variantes de canaux sodium et des réponses différentielles dans la tension d'inactivation, cette différence a été démontrée pour tenir compte de la sensibilité au DCJW.

Le spinosad, présente une toxicité relativement basse contre les blattes, avec une DL50 de 429 ng/blatte (correspondant à une CL50 de 143,16 ppm), ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Wei *et al.* (2001) où ils enregistrent aussi une faible toxicité du spinosad pour *B. germanica* avec une DL50 de 500 ng/blatte. Le spinosad est moins toxique que d'autres insecticides comme le fipronil (DL50 de 3,9 ng/blatte), la deltaméthrine (DL50 de 5,4 ng/blatte), la perméthrine (DL50 de 75 ng/blatte) et enfin, l'imidaclopride (DL50 de 96 ng/ blatte); il faut noter, cependant, que l'activité insecticide du spinosad est dépendante majoritairement des sous-unités des nAChRs des espèces d'insectes (Rinkevich et Scott, 2012). Les Diptères comme *Glossina palpalis gambiensis* sont retrouvées très sensibles pour le spinosad à une CL50 de 2,2 ppm en comparaison avec la deltaméthrine avec une CL50 de 4,2 ppm (Deken *et al.*, 2004). Le spinosad est également efficace contre *Aedes albopictus* avec une CL50 de 0,3 ppm (Bond *et al.*, 2004). Chez les Lépidoptères, le spinosad provoque une mortalité importante chez *Lymantria dispar* (L.) avec une CL50 de 8,7 ppm

(Wanner *et al.*, 2002) et est fortement toxique contre *Helicoverpa armigera* à une CL50 de 0,41 ppm (Wang *et al.*, 2009). Aldershof (1999) détermine la toxicité du spinosad chez *Bombus terrestris* (19,4 µg/abeille). Castelo-Branco *et al.* (2003) constatent une mortalité de 100 % après traitement au spinosad (96 ppm) chez *Plutella xylostella*, La forte toxicité du spinosad par ingestion a également été reportée chez *Spodoptera frugiperda* (Méndez *et al.*, 2002). En parallèle, la forte toxicité du spinosad est confirmée par Halsall et Grey (1998) chez un Hyménoptère *Apis mellifera* (0,16 µg/abeille).

Les résultats indiquent que la DL50 pour l'indoxacarbe est de 51 ng/blatte correspondant à une CL50 de 17 ppm ; ceci indique que cet insecticide est plus toxique que le spinosad contre *B. germanica*. Chai et Lee (2010) ont montré que les blattes germaniques résistantes aux organophosphorés, carbamates, pyréthrinoïdes et le fipronil restent susceptibles à l'indoxacarbe. N'Guessan *et al.* (2007) ont aussi noté une activité larvicide et adulticide de l'indoxacarbe contre *Anopheles gambiae*, résistants aux pyréthrinoïdes. Plusieurs travaux démontrent l'efficacité de cette molécule dans le contrôle de différentes espèces comme chez les Hémiptères comme *Lygus lineolaris* et *Geocoris punctipes* après application topique d'une DL50 de 35 ng/insecte (Tillman *et al.*, 2001) ou encore contre des Lépidoptères (Stark et Banks, 2003) comme *Ostrinia nubilalis* à la DL50 de 12,7 ppm (Alves *et al.*, 2008) et *P. xylostella* à une CL50 de 4,8 ppm (Eziah *et al.*, 2008 ; Mahmoudvand *et al.*, 2011). La toxicité de l'indoxacarbe a aussi été évaluée sur les Coléoptères (Wing *et al.*, 2000) comme *Harmonia axyridis* (Galvan *et al.*, 2005).

Il est important de noter que la cinétique comme le taux de pénétration à travers la cuticule, l'absorption des insectes, le transport dans les tissus de l'organisme, le métabolisme (Besard *et al.*, 2011), la régulation intracellulaire de la membrane plasmique des récepteurs et les canaux ioniques ciblés par les insecticides peuvent jouer un rôle crucial pour expliquer les différences de sensibilité aux pesticides entre les espèces d'insectes, ainsi que, la manipulation des voies de signalisation intracellulaires spécifiques impliquées dans la régulation des canaux sodiques pourrait avoir des conséquences fondamentales pour la différence de sensibilité des insectes aux pesticides (Lavialle-Defaix *et al.*, 2010).

Les deux composés ont montré une compatibilité environnementale, présentent une bonne sélectivité, et ils sont recommandés dans un programme de lutte intégrée et dans les programmes d'anti-résistance, mais dans une lutte contre les blattes, l'indoxacarbe semble être le plus efficace.

CHPITRE2 : Reproduction

1. INTRODUCTION

B. germanica (Dictyoptera: Blattellidae) continue encore, aujourd'hui, à étendre son aire de distribution de par son fort potentiel reproducteur (Grandcolas, 1998). Un couple de Blattes germaniques peut théoriquement engendrer plusieurs centaines de milliers de descendants ce qui explique la prolifération exponentielle de cette espèce, qui représente dans certaines conditions un véritable fléau, la femelle pond de 4 à 8 oothèques contenant chacune jusqu'à 48 œufs (Gordon, 1996). Il est important de noter que les Blattes, comme beaucoup de Lépidoptères, sont occasionnellement issues d'œufs non fécondés et un seul accouplement peut suffire pour garder une femelle fertile toute sa vie (Woodroff, 1938).

Chez la femelle de *B. germanica*, les ovaires sont généralement pairs de type panoïstique (Roth, 1970), ce type est caractérisé par l'absence de cellules folliculaires et nourricières qui sont associées à l'ovocyte au cours du développement et toutes les cellules germinales issues de mitoses goniales peuvent évoluer en ovules. Les ovaires sont constitués de faisceaux d'ovarioles qui sont des unités contenant des ovocytes riches en vitellus, caractérisés par l'existence de deux zones fonctionnelles, le germanium apical et le vitellarium (Cassier *et al.*, 1997). Le germanium est le siège de la multiplication des ovogonies qui donneront des ovocytes sans aucune formation de cellules nourricières. Le vitellarium permet aux ovocytes, entourés par une assise de cellules folliculaires, d'accumuler des réserves (vitellus) et d'acquérir des enveloppes protectrices, sécrétées par le follicule, appelées enveloppe vitelline et chorion (Raikhel et Dhadialla, 1992).

La phase d'accroissement correspondant à l'accumulation de matériaux plastiques et énergétiques variés : lipides (triglycérides, lipoprotéines), glucides (glycogène), protéines et sels minéraux correspond à la vitellogénèse (Cassier *et al.*, 1997). Toute modification dans la concentration en protéines au cours de la vitellogénèse peut conduire à une altération de la reproduction (Robker *et al.*, 2009). Dans ce processus, la protéine essentielle est la vitellogénine, une protéine précurseur du vitellus dans les ovocytes (Attardo *et al.*, 2005); elle est synthétisée dans les corps gras qui est un lieu de stockage des métabolites (protéines, glucides et lipides), mais aussi de synthèse de la majorité des protéines hémolympatiques

(Roma *et al.*, 2010), et secrétée dans l'hémolymphe puis captée par les ovocytes en voie de développement (Gilbert *et al.*, 2000). Les glucides possèdent un rôle essentiel dans la détermination, le développement et la maturation ovocytaire (Sutton-Mc Dowal *et al.*, 2010), source d'énergie, indispensables pour les organismes vivants, sont utilisés de façon immédiate comme le glucose, ou sous forme de réserves comme le glycogène. Les taux de glycogène et de tréhalose, dans les tissus et l'hémolymphe, sont étroitement liés aux événements physiologiques comme la mue et la reproduction (Wiens et Gilbert, 1968). Enfin, les lipides représentent aussi une partie importante des réserves; une faible partie est synthétisée par l'ovocyte et les follicules, et une autre partie provient de l'hémolymphe sous forme de lipoprotéines (Cassier *et al.*, 1997) ; les lipides, principale source d'énergie chez les insectes, sont synthétisés et stockés dans le corps gras (Beenakers *et al.*, 1985) puis transportés vers les organes utilisateurs, notamment les ovaires *via* l'hémolymphe pour être utilisés lors de la vitellogénèse (Wigglesworth, 1972).

Les corps allates sont à l'origine des hormones juvéniles (JHs) dont la sécrétion est contrôlée par des neuropeptides activateurs, allatotropines ou inhibiteurs, allatostatines (Bellés et Maestro, 2005). L'HJ est une hormone qui contrôle la métamorphose chez les insectes par le maintien des caractères juvéniles et la programmation des mues larvaires (Cassier *et al.*, 1997). Par ailleurs, elle a aussi un rôle très important chez l'insecte adulte, où elle régule la reproduction, en particulier, la vitellogénèse (Riddiford, 2011). Chez la plupart des espèces d'insectes, cette hormone induit la synthèse de vitellogénines dans le corps gras de l'insecte et leurs incorporations dans les ovocytes en perméabilisant le follicule ovarien à leur passage (Cassier *et al.*, 1997). Ces vitellogénines sont sécrétées dans l'hémolymphe puis absorbées par l'ovaire, et stockées dans les œufs pour constituer le vitellus et l'ovogénèse chez la femelle (Gilbert *et al.*, 2000). L'HJ joue également un rôle dans l'activité des glandes annexes et des glandes à phéromones (Cassier *et al.*, 1997; Riddiford *et al.*, 2010).

Les ecdystéroïdes ovariens synthétisés par les cellules folliculaires, contrôlent la maturation et le fonctionnement des organes reproducteurs (Petryk *et al.*, 2003 ; Delanoue *et al.*, 2010). La biosynthèse des ecdystéroïdes est assurée par les glandes prothoraciques au cours des stades post-embryonnaires sous l'effet d'une

neurohormone prothoracicotrope (PPTH) ou ecdysiotropine (Gäde et Hoffmann, 2005 ; Niwa *et al.*, 2010 ; Rewitz *et al.*, 2013). L'ecdysone, libérée dans l'hémolymphe, est rapidement convertie en 20-hydroxyecdysone (20E) dans les différents organes périphériques (Yoshiyama-Yanagawa *et al.*, 2011). Chez certaines espèces où les glandes prothoraciques sont transitoires et dégénèrent à la mue adulte, les ovaires constituent la source principale d'ecdystéroïdes (Glitho *et al.*, 1979). La 20E joue un rôle essentiel dans la vitellogénèse, l'expression des gènes de la vitellogénine dans le corps gras (Gilbert *et al.*, 2002 ; Yamanaka *et al.*, 2013), la réinitiation méiotique et l'activation de la choriogénèse (Li *et al.*, 2000). Elle contrôle également l'embryogénèse et le développement post-embryonnaire (Mirth et Shingleton, 2012) et la sécrétion de phéromones sexuelles chez les femelles de divers Diptères (Warren *et al.*, 2006).

Chez les insectes, les systèmes nerveux et endocrine ne fonctionnent pas de manière isolée l'un de l'autre mais dans un complexe intégré ou système neuroendocrinien, où l'action hormonale reste sous la dépendance des neurosécrétions (Colombani *et al.*, 2012). L'activité ovarienne est régulée par des facteurs intrinsèques, neurohormones et hormones (Ou *et al.*, 2011), mais aussi extrinsèques environnementaux (Garelli *et al.*, 2012 ; Rideout *et al.*, 2012) comme l'accouplement, la prise de nourriture, les phéromones et la température, qui déterminent l'activation des voies endocrines et neuroendocrines conduisant à la reproduction (Fig. 24)

Par conséquent, toute perturbation dans l'homéostasie des systèmes neurohormonal et endocrine peut engendrer des effets sur le processus de reproduction. Le spinosad et l'indoxacarbe ne sont pas directement des perturbateurs endocriniens mais pourraient potentiellement le devenir par une action indirecte du fait de leur neurotoxicité et l'interrelation entre les deux compartiments. Aussi, dans ce chapitre, les effets du spinosad et de l'indoxacarbe seront évalués sur le processus de reproduction chez les femelles de *B. germanica* ; leurs impacts seront précisés sur la morphométrie (nombre d'ovocytes et taille de l'ovocyte basal) et le potentiel reproducteur (durée de la période de pré-oviposition, le nombre d'œufs pondus et le pourcentage d'éclosion) mais aussi, dans le contenu en protéines, glucides et lipides ovariens directement en relation avec le processus de vitellogénèse.

