



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université des Frères Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département: Biologie animale

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie, Evolution et Contrôle de Population d'Insectes

Intitulé :

Effet du spinosad sur la fécondité et la fertilité de la *Drosophila melanogaster* (meigen ,1830)

Présenté et soutenu par : Foughali Belkis Malek

Le : 02/06/2015

Mekerbi Khalida

Jury d'évaluation :

Président du jury : MADACI BRAHIM (Ma- Des frères Mentouri).

Rapporteur : CHAABANE MERIEM (MA- Des frères Mentouri).

Examineurs : BENKENANA NAIMA (Dr- Des frères Mentouri).

***Année universitaire
2014 - 2015***

Dédicaces

Je dédie ce mémoire

Aux êtres les plus chers à mon cœur, et que j'aime plus que tout au monde.

Ma mère la prunelle de mes yeux, l'exemple de tendresse de patience et d'amour éternel.

Mon père, rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être.

Ce travail est le fruit de vos sacrifices que vous avez consentis pour mon éducation et ma formation.

A mes sœurs.

A ma famille.

A toute ma promotion.

A tous ceux qui m'ont aidé,

A tous ceux qui me sont chers.

Foughali Belkis Malek .

Mekerbi Khalida.

Remerciement

En préambule à ce mémoire nous remerciant ALLAH qui nous aide et nous donne la patience et le courage durant ces longues années d'étude.

Je tiens à exprimer mes sincères remerciements profonds à l'égard de mademoiselle MERIEME CHAABANE, maitre assistance à l'université de Constantine 1, qui a proposé le sujet et accepté de le diriger avec beaucoup de rigueur et de patience.

Mes remerciements s'adressent également à monsieur MADACI IBRAHIM, pour sa générosité et la grande patience dont il a su faire preuve malgré ses charges académiques et professionnelles.

Je tiens à remercier sincèrement madame Benkinana naima,

Je remercie vivement tous les enseignants de poste graduation d'entomologie à l'université de constantine1 pour leurs prodigieux conseils.

Je n'oublier pas mes parents pour leur contribution, leur soutien et leur patience.

En fin j'adresse mes plus s'insères remerciement à tous mes proches et amis, qui m'ont toujours soutenue et encouragée au cours de la réalisation de ce mémoire.

SOMMAIRE

Introduction générale.....	1
CHAPITRE 1 : DONNEES BIBLIOGRAPHIQUE.....	3
I- Rappels sur les insecticides	3
1-Insecticides végétaux	3
2-Insecticides organiques de synthèses	3
2.1-Insecticides chlorés	3
2.2-Insecticides organophosphorés	3
2.3-Les carbamates	4
2.4-Les pyréthrinoïdes.....	4
2.5-Les organo-azotés.....	4
2.6-Les cyclodiènes ou cycloïdes.....	4
3-Insecticides inorganiques ou insecticides minéraux.....	4
3.1-Insecticides soufrés.....	4
3.2-Insecticides arsenicaux	5
3.3- L'acide cyanhydrique	5
3.4- Insecticides fluorés	5
4-Mode d'action des insecticides.....	5
5- Définition des bio pesticides.....	5
-Rappels sur la drosophiles.....	6
1. Caractéristiques de la Drosophila mélanogaster	7
2. Mode de reproduction	9
3. Répartition géographique	9
4. l'habitat	10
6. Alimentation	10
7. Rôle écologique.....	10
8. moyens de lutte	11

SOMMAIRE

•La lutte biologique (culturale).....	11
•La lutte chimique	11
9. Symptôme et dégât.....	12
10. Piégeage des drosophiles adultes.....	13
CHAPITRE 2 : MATERIELS ET METHODES.....	16
1. Présentation du matériel biologique.....	16
1.1. Cycle de vie de la drosophile	17
1.2. Elevage au laboratoire	19
2. Présentation de l'insecticide	20
3. Traitement	21
4. Impact sur la descendance	22
5. Analyse statistique	22
CHAPITRE3 : RESULTAT ET DISCUSSION.....	23
1. Résultats.....	23
2. DISCUSSION	24
CHAPITRE 4 : CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	26
Conclusion.....	26
Résumé	27
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	30

LISTE DES FIGURES :

Chapitre I :

Figure	Titre	Page
1	<i>Drosophila melanogaster</i> (un adulte de drosophile)	7
2	<i>D.melanogaster</i> Homme (à gauche) et femelle (à droite) (OregonR).	7
3	peignes sexuels sur une mouche mâle.	8
4	A.Les organes génitaux chez la drosophile, vue de face. B. Les organes génitaux chez la drosophile, vue de côté	8
5	L'élimination des fruits trop mûrs et non vendables des champs	11
6	Drosophile sur un raisin	12
7	pièges-gobelets du type Becherfalle (à droite) ou des pièges de fabrication maison (à gauche) permettent de surveiller le vol et de faire des piégeages de masse. Composition exacte de l'appât	14
8	Utilisation d'un microscope pour identifier la Drosophile	15
9	Effets de l'Azadirachtine (DI50=1,106 µg) et du DEM (2DI50=2212 µg), administrés par application topique sur l'activité spécifique des GSTs (µM/min/mg de protéines) chez les pupes de <i>D. melanogaster</i> 72 heures après traitement le jour de l'exuviation ($m \pm SD$; n = 3).	14

Chapitre II :

figure	titre	page
1	<i>Drosophila melanogaster</i> (Mohamed Ali Naqvi , 2006) (1280x1024)	16
2	oeuf de Drosophile (Sturtevant, 1921)	17
3	Un des stades larvaires (<i>asticot</i>)	18
4	pupe	18
5	Ecllosion les ailes pas encore déployées	19
6	Cycle de vie de la <i>Drosophila Melanogaster</i>	19
7	Elevage de <i>D. melanogaster</i> (Royaume, 2008)	20
8	Surface épineuse de la bactérie (à gauche) - Coupe longitudinale de la bactérie (à droite) (University of Minnesota ;2011)	21
9	Structure du spinosad (Horowitz et Ishaaya, 2003)	21

Introduction générale

Les insectes jouent un rôle considérable dans l'équilibre biologique de la nature mais l'Homme, les classes en espèces utiles ou nuisibles (Ebeling, 1978). En effet, malgré un rôle écologique incontestable, les insectes peuvent avoir une incidence économique néfaste sur les productions agricoles et être responsables de la transmission d'agents pathogènes à l'homme ou à l'animal. Les méthodes de lutte contre ces espèces nuisibles sont basées, généralement, sur l'utilisation de molécules chimiques ou pesticides de synthèse (Ouédraogo, 2005).

L'application de ces produits chimiques, parfois de façon irraisonnée, a engendré des problèmes inattendus, tels que le développement de phénomènes de résistance aux molécules de synthèse, l'extermination des antagonistes naturels, les effets nocifs sur la santé humaine et animale et les problèmes liés à la pollution de l'environnement. Dans ce cadre, et dans les années 1970-1990 la recherche a développé des insecticides moins toxiques et plus spécifiques, basés sur des données physiologiques de l'insecte comme les phéromones ou encore les régulateurs de croissance dénommés Insect Growth Régulateur (IGRs) qui perturbent le développement et la reproduction des insectes (Dhadialla *et al.* 2005). Parmi les « biopesticides » ou produits dérivés de sources naturelles (Miller *et al.*, 1983), se trouve aussi les néonicotinoïdes, l'azadirachtine ou encore le spinosad (Copping et Menn, 2002).

Les néonicotinoïdes, insecticides d'origine végétale, sont efficaces et agissent via les récepteurs de l'acétylcholine sur le système nerveux central et périphérique des insectes (Kiryama *et al.*, 2003). L'azadirachtine, extrait du Neem (arbre asiatique) semble agir comme un régulateur de croissance (Mordue *et al.*, 2005) avec une action antagoniste des deux principales hormones de reproduction et du développement des insectes (l'hormone juvénile les ecdystéroïdes). Le spinosad, composé de deux spinosynes (A et D) (Kollman, 2003), est obtenu à partir de la fermentation d'une bactérie « Actinomycète » *Saccharopolyspora spinosa*, découverte dans un échantillon de sol des Caraïbes en 1982 (Larson *et al.*, 1999).

Il agit par contact ou ingestion sur le système nerveux non seulement au niveau des récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine mais aussi des récepteurs Gabaergiques (Salgado, 1998). Cette dualité d'action pourrait augmenter son efficacité, (Rocheffort *et al.*, 2006) . Cette molécule neurotoxique, mène à un arrêt de l'alimentation, une contraction musculaire involontaire puis à une paralysie ; il semble que l'ingestion s'avère être 5 à 10 fois plus efficace que le simple contact (Thompson, 1999) et le spinosad ne requiert aucune manipulation spéciale ou limitation d'emploi (Cuddeford, 2007) ; par ailleurs, du fait de sa faible toxicité pour les mammifères, les oiseaux et les poissons (Jaquet, 2002), le spinosad,

Introduction générale

considéré comme produit à risque réduit (Cineros et al, 2002) est hautement compatible avec les programmes de lutte intégrée. Le spinosad se dégrade dans l'environnement via différents procédés dont l'hydrolyse, la photo transformation, la photolyse et la biotransformation aérobie (Hale et al, 1996).

La biodégradabilité du spinosad et sa grande efficacité dans le contrôle d'une large majorité d'insectes (Lépidoptères, Diptères, Thysanoptères, Orthoptères, Coléoptères) (Larson et al, 1999), sont des critères essentiels dans le choix pesticide mais cela ne peut éviter, à long terme, l'installation de la résistance aux insecticides. Ce phénomène se développe de façon inquiétante mais les connaissances acquises, très récemment, par la biologie moléculaire laissent entrevoir des possibilités de gestion de la résistance (Haubruge et al, 1998). Cependant, ceci ne peut s'envisager qu'après la détection des différents types de résistance sur des bases moléculaires avec la mise en évidence des gènes de résistance (Nicholson, 1980). Les trois mécanismes principaux de résistance sont comportementales physiologiques et biochimiques ; chez l'insecte, on distingue deux catégories de mécanismes comportementaux de résistance, qui permettent aux individus d'éviter le contact avec le produit toxique ou qui limitent la durée de ce contact (Lockwood et al, 1984), la résistance physiologique s'exprime au niveau des tissus et organes ; elle est caractérisée par une diminution de la pénétration ou par une augmentation de l'excrétion des insecticides (Tanaka,1981). La résistance biochimique se situe au niveau cellulaire ; elle consiste d'une part, en une augmentation de l'activité enzymatique des systèmes de détoxification, et d'autre part, en une diminution de l'affinité des sites d'action vis-à-vis des insecticides (Oppenoorth, 1985).

Le spinosad est utilisé en Algérie, depuis 2010, Cependant, il est tout d'abord nécessaire d'appréhender les effets toxiques de cette molécule dans les différents compartiments de l'insecte. En effet, l'étude de résistance aux insecticides s'appuie fortement sur des études de physio toxicité avec des analyses biochimiques et moléculaires (Trent et al, 2011).

Aussi, nous nous proposons de tester le spinosad et d'évaluer sa physio toxicité sur un Diptère de référence en biologie qui est *Drosophila melanogaster* ; cette espèce constitue un modèle biologique de choix pour toute étude de toxicité en laboratoire de par son élevage facile et son cycle biologique très court. Par ailleurs, le séquençage complet de son génome permet d'aborder des expérimentations, au niveau moléculaire, liées à la résistance (Alberts et al, 1999) Cependant, il paraît nécessaire, dans un premier temps, de mettre en évidence les impacts physiologiques et biochimiques du pesticide. L'objectif de ce travail est donc

Introduction générale

d'évaluer les effets du spinosad sur la *Drosophila melanogaster* en étudiant son impacte sur le potentiel reproducteur par le dénombrement des œufs , larves , adultes , en comparaison avec le témoin.

Chapitre I : données bibliographiques

I-Rappels sur les insecticides

1-Insecticides végétaux :

Ce sont des insecticides d'origine végétale. Elles ont un grand intérêt du fait que ce sont des insecticides ou des toxines naturelles dérivées des plantes tel que : le tabac, le pyrethrum, le deriss, l'hellébore, le quassia, le camphor, et le turpentine ; ces plantes sont les principales utilisées dans la production des insecticides(Ware, 1999). Cette classe de molécule inclus la Pyréthrine, Nicotine et Derris.

2-Insecticides organiques de synthèses :

La plupart des produits organiques synthétisés sont dérivés chimiquement des produits pétroliers et contiennent du carbone. On retrouve principalement quatre grands groupes : les organochlorés qui ne sont plus très utilisés, les organophosphorés, les carbamates et les pyréthrinoïdes .

2.1-Insecticides chlorés :

Ce sont des composés constitués d'une molécule organique avec l'ajoute de chlore.ils représentent les premières générations d'insecticides dont la découverte en 1939 , dits« pesticides de première génération » ce sont des substances destinées à repousser détruire ou combattre les ravageurs, y compris les vecteurs de maladies des substances destinées à être utilisées comme régulateurs de croissance des plantes et de pullulation des population d'insectes .l'inconvénient de ce type d'insecticide ,c'est qu'ils sont très persistants. Certain études ont montré que lorsque ce pesticide a été utilisé, il est toujours actif après un certain nombre d'années parmi ces insecticides, nous avons le DDT, le Chlordane, le Lindane et le HCB.

2.2-Insecticides organophosphorés :

Ce sont des composés constitués d'une molécule organique à laquelle on a ajouté du phosphore, ils appartiennent à la famille chimique des anticholinestérasiques, ces pesticides affectent le système nerveux en perturbant l'enzyme qui régule l'acétylcholine, un neurotransmetteur (Anonyme, 1996). Ils ont été développés au cours du 19ème siècle.Toute fois, ils ne sont pas généralement pas persistants dans l'environnement et peu

bioaccumulables .ces substances dans la rèmance est nettement plus faible que celle des organochlorés .Il existe de nombreux composés utilisés comme insecticides (EX :parathion,malathion, ...).

2.3-Les carbamates :

Les carbamates, substances de synthèse, sont dérivés de l'acide carbamique. Apparus plus tard que les organochlorés et les organophosphorés. Ces molécules sont efficaces contre un large éventail d'organismes nuisibles, modérément résiduelle et efficace à des températures plus élevées (Jeffrey, 1999), Il Yapplein de carbamates utilisés comme insecticides (EX : carbaryl, methomyl, propoxur, ...)

2.4-Les pyréthriinoïdes :

Les pyréthriinoïdes ont été élaborés dans une version synthétique de pyréthrine, pesticide d'origine naturelle. C'est en 1974 qu'a été découverte le premier pyréthriinoïde photo stable (perméthrine). Ils se répartissent en deux catégories; ceux qui sont photostable et ceux qui ne sont pas photo stable et chimiquement stable. (EX :allethrine,flumèthrine, ...)

2.5-Les organo-azotés :

Principalement utilisés comme herbicides (EX : atrazine,simazine, ...)

2.6-Les cyclo diènes ou cycloïdes :

La plupart des cyclo diènes sont des insecticides persistants, stables dans le sol et relativement à la réaction des rayons ultraviolets du soleil. De ce fait, une grande quantité de ces insecticides sont utilisés, spécialement pour le traitement contre les termites et les insectes terrioles dont les larves se nourrissent des racines des plantes (Jeffrey, 1999).Généralement, on peut considérer les cycloïdes comme une sous-classe des organochlorés mais la mise en évidence de son mode d'action, permet de le considérer dans la classe des insecticides (Ware, 1999).

3-Insecticides inorganiques ou insecticides minéraux :

Ils sont essentiellement dérivés de minéraux et ne contiennent du carbone que sous forme de carbonate ou de cyanure. Ils sont principalement des dérivés à base d'arsenic, de mercure, de fluor, de soufre, de cuivre et de cyanure.

3.1-Insecticides soufrés :

Le soufre en poudre est un insecticide peu actif mais les bouillies sulfo-calciques sont d'emploi délicat et servent sous forme de pulvérisations (Dajoz, 1986).

3.2-Insecticides arsenicaux :

Les propriétés toxiques de l'arsenic sont connues depuis longtemps pour tous les animaux, l'arsenic fournit les insecticides d'ingestion (Dajoz, 1986).

3.3- L'acide cyanhydrique :

Ce gaz très toxique, doit être appliqué en fumigations ; les applications sont par conséquent très limitées (Dajoz, 1986).

3.4- Insecticides fluorés :

Les composés du fluor sont d'un usage dangereux en raison de leur solubilité dans l'eau qui facilite leur absorption par l'homme et les animaux (Dajoz, 1986).

4-Mode d'action des insecticides :

Les insecticides sont des produits neurotoxiques qui exterminent les insectes nuisibles, notamment pour les plantes. Les insecticides sont destinés à être inhalés, touchés ou ingérés par l'insecte. Les insecticides, une fois en contact avec l'insecte, pénètrent dans son système nerveux et le tuent comme les organophosphorés. Certains insecticides coupent la sensation de faim et l'insecte s'affame jusqu'à sa mort comme la pymetrozine. D'autres insecticides agissent comme un poison ou étouffent l'insecte. D'autres encore agissent par asphyxie, interférence dans le métabolisme. Les insecticides peuvent également cibler les larves et les œufs d'insectes. (Docteur Pierrick HORDÉ ;Février 2015)

5- Définition des biopesticides :

Les bio insecticides peuvent se définir au sens large comme des pesticides d'origine biologique, c'est-à-dire, organismes vivants ou substances d'origine naturelle synthétisée par ces derniers, et plus généralement tout produit de protection des plantes qui n'est pas issu de la chimie. Sous ce vocable, les bio pesticides comprennent les agents de contrôle des insectes (auxiliaires) comme les arthropodes entomophages (ex. trichogrammes), les champignons hyphomycètes pathogènes pour les lépidoptères ou coléoptères (ex. Beau varia), les bacul virus responsables des polyèdres nucléaires (NPV) ou des granulomes (GV) chez les lépidoptères, les bactéries (Bacillus), etc... , les insecticides d'origine végétale et les

molécules de synthèse biologique (phéromones, molécules allélochimiques). Par contre la majorité des entomologistes exclut systématiquement ces derniers.

I I-Rappels sur la drosophile :

Drosophile est un genre de petites mouches, appartenant à la famille Drosophilidae, dont les membres sont souvent appelés «mouches des fruits» ou (moins souvent) grignons mouches, vinaigre mouches, ou vin mouches, une référence à la caractéristique de nombreuses espèces de se attarder autour mûrs ou fruits pourris. Ils ne doivent pas être confondus avec l' Tephritidae, une famille liée, qui sont aussi appelés les mouches des fruits (parfois appelé "véritables mouches des fruits»); tephritidés nourrissent principalement immatures ou mûrsfruits, avec de nombreuses espèces étant considérées comme destructrices parasites agricoles, en particulier la mouche méditerranéenne des fruits. Une espèce de drosophile en particulier, *D. melanogaster*, a été fortement utilisé dans la recherche sur la génétique et est une commune organisme modèle en biologie du développement. Les termes «de mouches des fruits» et «*Drosophila*» sont souvent utilisés indifféremment avec *D. melanogaster* dans la littérature biologique moderne. L'ensemble du genre, cependant, contient plus de 1500 espèces et est très diversifiée en apparence, le comportement et l'habitat de reproduction.

Drosophila sont de petites mouches, généralement jaune pâle à brun rougeâtre au noir, avec les yeux rouges. De nombreuses espèces, y compris les images-ailes hawaïennes constatées, ont distinctes motifs noirs sur les ailes. La plumeuses (plumes) Arista, hérissés de la tête et du thorax, et nervures de l'aile sont caractères utilisé pour diagnostiquer la famille. La plupart sont de petite taille, environ 2-4 millimètres de long, mais certains, notamment de nombreuses espèces hawaïennes, sont plus grandes que d'une mouche domestique.

Drosophila melanogaster est un animal expérimental populaire parce qu'il est facilement cultivées en masse sur la nature, a un temps de génération court, et les animaux mutants sont faciles à obtenir. En 1906, Thomas Hunt Morgan a commencé son travail sur *D. melanogaster* et rapporté sa première constatation d'un blanc (yeux) mutant en 1910 à la communauté universitaire. Il était à la recherche d'un organisme modèle pour étudier l'hérédité génétique et requis une espèce qui pourrait acquérir hasard mutation génétique qui serait visiblement manifeste que les changements morphologiques dans l'animal adulte. Son travail sur la drosophile lui a valu le 1933 Prix Nobel de médecine pour l'identification des chromosomes en tant que vecteur de l'héritage de gènes. Ceci et

d'autres *Drosophila* espèces sont largement utilisés dans des études de la génétique, embryogénèse, et d'autres domaines.

1. Caractéristiques de la *Drosophila melanogaster* :

La drosophile est un insecte hygrophile (qui aime l'humidité) et luciole (qui aime la lumière) les Adultes mesurent 3mm de long ce qui nécessite de les observer sous une loupe binoculaire (fig1). Il existe un dimorphisme sexué. Pour différencier les mâles et les femelles, plusieurs caractères peuvent être considérés (fig 2) La Taille de L'adulte male est de 2 à 3mm, avec des yeux rouges et un corps de couleur brun-jaunâtre. Les adultes femelles sont un peu plus grosses, mesurent 3 ou 4 mm alors les femelles sont plus grandes que les males. Fig2 montre aussi une nette différence de taille entre les mouches mâles et femelles, mais le lieu de regarder ici est le bas-ventre - les tergites sont ici noir sur le mâle et non chez la femelle



Fig 1 : un adulte de drosophile



Fig2 : male (à gauche) et femelle (à droite) (Oregon).

Male *Drosophila* ont un patch de poils (les bits noires au-dessus) sur leurs pattes antérieures, utilisés pendant la parade nuptiale, que les femmes ne le font pas. Si elle a des peignes de sexe

est un mâle. Cette méthode est probablement la plus précise, mais rarement utilisé pour sexe drosophile dans la pratique. (fig3)



Fig3 . peignes sexuels sur une mouche mâle.

Et une autre méthode pour distinguer le male de la femelle est de simplement regarder leurs organes génitaux. (fig. 4)



Fig4.a :Les organes génitaux chez la drosophile, vue de face. (male à gauche, femelle, droite).



Fig4.b : Les organes génitaux chez la drosophile, vue de côté. (Homme gauche, femelle, droite).

2. Mode de reproduction :

- Période de reproduction : toute l'année.
- Cycle de vie : deux semaines à 25°C, quatre semaines à 18°C.
- Les femelles peuvent pondre jusqu'à 400 œufs.
- La larve sort de l'œuf après 24h, croît pendant cinq jours et mue deux fois (24h et 48h après l'éclosion).
- Les larves s'encapsulent dans le patagium où ils se métamorphosent en adulte en 5 jours (Patterson *et al*, 1943).

3. Répartition géographique :

Les drosophiles se trouvent dans le monde avec la répartition suivante : en Asie : inde, japon(1916), chine, Corée (1936), Birmanie, Russie et Thaïlande.

En Amérique du nord : canada (Colombie-Britannique en 2009),

Etats-Unis : Hawaï (dans les année 80), Californie(2008), Oregon(2009), Washington(2009).

En Amérique centrale : Costa Rica(1997) et équateur(1998).

En Europe : Italie (septembre 2009),

Espagne : catalogne(2009). France : alpes- maritime, corse, grade et var (mai- juin 2010).

4. l'habitat :

Elle vit dans les maisons, les caves, les fabriques de vinaigre et de confitures et est très attirée par le vinaigre et les fruits fermentés (Wolfgang et Werner, 1992) d'où son nom : « mouche-du-vinaigre ».

5. Plantes hôtes :

Les femelles préfèrent pondre dans des fruits mûrs bien qu'elles peuvent aussi pondre sur des fruits verts ou trop mûrs (Biosecurity Australia , 2010). Les plantes hôtes connues sont :

- *Prunus spp* (cerisier, abricotier, pêché, prunier)
- *Rubus sp* (framboisier, mûre...)
- *Vaccinium sp* (myrtille)
- *Fragaria sp* (fraisier)
- *Ficus carica sp* (figuier)
- *Actinidia sp* (kiwi)
- *Vitis vinifera sp* (raisin de table et de cuve)
- *Malus domestica sp* (pommier)
- *Solanum lycopersicum sp* (Tomate)
- .- *Diospyros kaki*
- *Pyrus pyrifolia sp*

(EPPO reporting service pest and disease, 2010)

6. Alimentation :

Les adultes se nourrissent de fruits mûrs ou avariés, de végétaux et de champignons en décomposition, ainsi que de liquides fermentés (bière, vin, cidre, vinaigre). Ils s'alimentent aussi de nectar et d'autres solutions sucrées.

Les larves se développent sur divers matériaux sucrés ou fermentés, habituellement d'origine végétale, qui produisent des éthers et des esters. Ceci favorise la croissance des levures dont les larves se nourrissent. (Tracqui et Demongeot, 2003).

7. Rôle écologique :

Cette petite mouche sert de nourriture à plusieurs espèces d'animaux insectivores. Elle contribue à accélérer le processus de décomposition des végétaux sur lesquels elle pond ses oeufs. (Ramade ,2003)

8. moyens de lutte :

La lutte contre la Drosophile est une combinaison de mesures incluant la surveillance, la lutte culturale (mesures d'assainissement, récolte au moment opportun) et des traitements avec des insecticides homologués (Jacquet *et al*,2002).

•La lutte biologique (culturale)

Les moyens de lutte culturale sont importants pour la maîtrise de ce ravageur.

- L'élimination des fruits tombés ou trop mûrs, la cueillette au moment opportun et l'éradication des hôtes sauvages permettent de réduire les populations. (Jacquet *et al*,2002)
- Le compostage ne constitue pas une solution fiable pour détruire les oeufs et les larves dans les fruits. Il faut enterrer tous les fruits de rebut (à 30 cm et plus) ou les éliminer dans un contenant scellé. (Gillespie, 1988).
- Retirer les fruits non vendables du champ. Ne pas laisser les fruits déclassés exposés pendant plus d'une journée.



Fig 5 : L'élimination des fruits trop mûrs et non vendables des champs

•La lutte chimique :

Quand on détecte les mouches dans les pièges et que les fruits sont à un stade sensible(dès qu'ils commencent à se colorer), il faut appliquer un insecticide.(Jacquet *et al*,2002).

Il faut protéger les fruits dès qu'ils commencent à se colorer jusqu'à la fin de la cueillette. Il faudra peut-être une autre application selon l'activité résiduelle du produit.

9. Symptôme et dégât :

La drosophile est responsable de l'installation de la pourriture grise.

Les symptômes sont observés après la véraison :

- grappes serrées, ternes, grisâtres;
- les baies dégagent une odeur aigre et renferment de nombreuses larves.

Les grappes atteintes par les drosophiles donnent en cuve un goût désagréable d'amertume au moût, ou engendrent des piqûres acétiques. (The Dow Chemical Company (1995-2015))

Les fruits atteints sont reconnaissables par la présence de petites cicatrices à la surface du fruit (trous) engendrées par les piqûres d'oviposition. En se développant, la larve se nourrit de la pulpe, ce qui entraîne un affaissement de l'épiderme autour du site de nutrition. (Chouibani *et al*, 2003) Les plaies créées facilitent l'installation d'autres maladies et ravageurs (maladies cryptogamiques, bactéries...) qui contribueront à la détérioration du fruit.

Les dégâts causés par une attaque de *Drosophile* peuvent provoquer une perte de la totalité de la production (Verger *et al*, 2005).



Fig 6. Drosophile sur un raisin

10. Piégeage des drosophiles adultes :

Les producteurs et les dépesteurs peuvent surveiller la présence de la drosophile en plaçant des pièges appâtés dans les cultures vulnérables et en vérifiant leur contenu une ou deux fois par semaine (Keiding ,1977).La conception des pièges fait l'objet d'intenses recherches. On peut se procurer des pièges préfabriqués ou les faire soi-même.

Jusqu'à maintenant, l'expérience semble montrer que les pièges maison sont efficaces. Ces derniers doivent être munis de couverts pour empêcher la pluie d'y pénétrer et être suffisamment solides pour résister au vent. Les pièges peuvent être fabriqués avec des contenants en plastique transparent (250-750ml) munis de couvercle étanche, comme des contenants commerciaux de 500ml. Percer de nombreux petits trous de 3 à 4 mm de diamètre sur les côtés du contenant, ce qui empêchera les insectes plus gros d'y pénétrer tout en permettant aux mouches à vinaigre d'y entrer. Faire deux autres trous vis-à-vis l'un de l'autre de manière à ce que les pièges puissent être suspendus à l'aide d'attaches de jardin ou avec un mince fil flexible.

La recherche montre que l'efficacité des pièges augmente avec la surface des orifices de ventilation; par conséquent, plus il y a de trous ou de surface ouverte dans le piège, plus il sera efficace. Éviter toutefois de percer des trous sur tous les côtés du contenant pour qu'il ne soit pas trop difficile de verser le contenu du piège dans le contenant principal (Warlop *et al*,2000).

Des pièges doivent être posés pour contrôler la présence éventuelle du ravageur dans les cultures sensibles (fraises, cerises, myrtilles framboises, mûres, raisins, baies sauvages aux environs des vergers). Il faut suspendre ces pièges quand les fruits changent de couleur. On utilisera des boîtes ou des bouteilles en plastique fermées dont la partie supérieure sera percée de trous d'environ 5 millimètres de diamètre faits avec une aiguille chaude. Laisser un côté sans trous pour faciliter la vidange des bouteilles.

Comme appât, mettre dans les récipients le mélange suivant:

- 50 % d'eau
- 40 % de vinaigre de pomme
- 10 % de vin rouge
- 2 gouttes de savon ou de détergent pour la vaisselle



Fig 7 : Des pièges-gobelets du type Becherfalle (à droite) ou des pièges de fabrication maison (à gauche) permettent de surveiller le vol et de faire des piégeages de masse.

Composition exacte de l'appât

Les pièges seront suspendus dans des endroits ombragés dans les bords des parcelles et régulièrement contrôlés. L'appât liquide doit être changé toutes les deux semaines. Après utilisation, l'appât liquide ne doit pas être versé dans les cultures lors du contrôle des pièges. Les mâles sont facilement reconnaissables à leurs taches sombres sur les ailes, et on peut en général tabler sur un rapport mâles-femelles d'environ 1:1.

Pour déterminer si les fruits sont attaqués, mettre des échantillons de 100 fruits au congélateur pendant quelques heures. Les larves sortent des fruits et peuvent être comptées. Une alternative consiste à écraser les fruits dans une solution d'eau salée (350 g de sel par litre). Après 10 minutes environ, les larves apparaissent à la surface et peuvent être comptées.

Placer au moins deux pièges par site. Dans le cas de sites couvrant plus de deux hectares, installer un ou deux pièges pour chaque hectare additionnel. Vider le contenu des pièges dans un contenant principal et remplacer les appâts chaque semaine.

La prochaine étape consiste à déterminer si les pièges contiennent des drosophiles. Alors que les mâles peuvent être identifiés avec un grossissement minimal, il faut un microscope pour identifier les femelles (Jacquet *et al*, 2002).



Fig 8 : Utilisation d'un microscope pour identifier la Drosophile

Chapitre II : Matériels et méthodes

1. Présentation du matériel biologique :

Drosophila melanogaster (Fig.1) est un insecte hygrophile, et holométabole à la métamorphose complète (Colombani *et al*, 2006) ; cette mouche est de couleur brune rougeâtre avec des anneaux reversaux noirs à travers de l'abdomen, elle vit dans les maisons, les caves et très attirée par le vinaigre et les fruits fermentés (Wolfgang et Werner, 1992) d'où son nom "mouche du vinaigre".

Cet insecte présente un dimorphisme sexuel où le mâle est plus petit que la femelle ; sa taille varie de 2 à 3 mm.



Fig1 : *Drosophila melanogaster* (Mohamed Ali Naqvi , 2006) (1280x1024)

D. melanogaster est caractérisée par une reproduction très rapide (Griffiths *et al.*2002) ; élevé au laboratoire, se reproduit toute l'année, sans interruption, avec une nouvelle génération tous les 10 jours à une température de 25°C donnant ainsi plus de 30 générations par an.

Classification de cet insecte est :

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Sous-embr : Hexapoda

Classe : Pterygota

Infra-classe : Neoptera

Ordre : Diptera

Sous-ordre : Cyclorrhaphes

1.1. Cycle de vie de la drosophile :

Le cycle de vie se divise en quatre phases durant lesquelles les individus prennent des morphologies très différentes : l'œuf (stade embryonnaire), la larve (stade larvaire), la pupa (stade pupal) et l'imago (stade adulte).

La durée de ces stades est variable d'après la température de culture.

Fécondation et ponte :

Les femelles peuvent être fécondées dès la 8^{ème} heure après leur émergence. En général, une femelle n'est fécondée qu'une seule fois dans sa vie et utilise les spermatozoïdes stockés dans sa spermathèque. La ponte commence dès le deuxième jour de la vie adulte.

Œufs

La femelle pond des centaines d'œufs sur des fruits en putréfaction ou d'autres matières humides ou en fermentation (Tavernier et Lizeaux, 2002). Les œufs pondus sont à peine visibles, de couleur blanchâtre, d'environ 0,5 mm de long et ont la forme d'un ballon de rugby.



Fig2. œuf de Drosophile (Sturtevant, 1921)

Stade larvaire

Une trentaine d'heures après la ponte, les œufs vont éclore pour donner naissance à une larve blanchâtre appelée aussi « asticot ». Celle-ci se nourrit alors de la pulpe du fruit en creusant des galeries. La drosophile vit sous forme de larve durant 5 à 6 jours environ en passant par 3 stades larvaires, pendant lesquels elle mange, croit et mue (Compbel et Reece, 2004).



Fig3 .Un des stades larvaires (asticot)

Stade pupal

Les périodes embryonnaire et larvaire se succèdent et conduisent à la formation d'une pupe. La taille de l'animal est déterminée par la taille de la larve à l'issue d'une période de forte croissance larvaire (Colombani *et al*, 2006) ; la larve rampe jusqu'à une portion sèche des aliments, ou à l'extérieur et après plusieurs jours passés sous forme de pupe, apparaît, enfin l'adulte (Compbel et Reece, 2006 ; Watson *et al*, 1994).



Fig4 . pupe

Stade adulte

Après 5 jours, la jeune drosophile adulte non encore pigmentée sort de la pupa et au bout de 8 heures la pigmentation est terminée et les ailes sont gonflées. Les adultes s'alimentent des fruits murs ou avariés, des végétaux et des champignons en décomposition ainsi que les liquides fermentés (Tracqui et Demongeot, 2003).



Fig 5 . Eclosion les ailes pas encore déployées

Les femelles sont fécondables (matures sexuellement) et s'accouplent environ 12 heures après être sorties de leur pupa. Elles stockent le sperme des mâles auxquels elles se sont accouplées pour pouvoir l'utiliser ultérieurement et commencent à pondre un jour plus tard (Tavernir et Lizeaux, 2002).

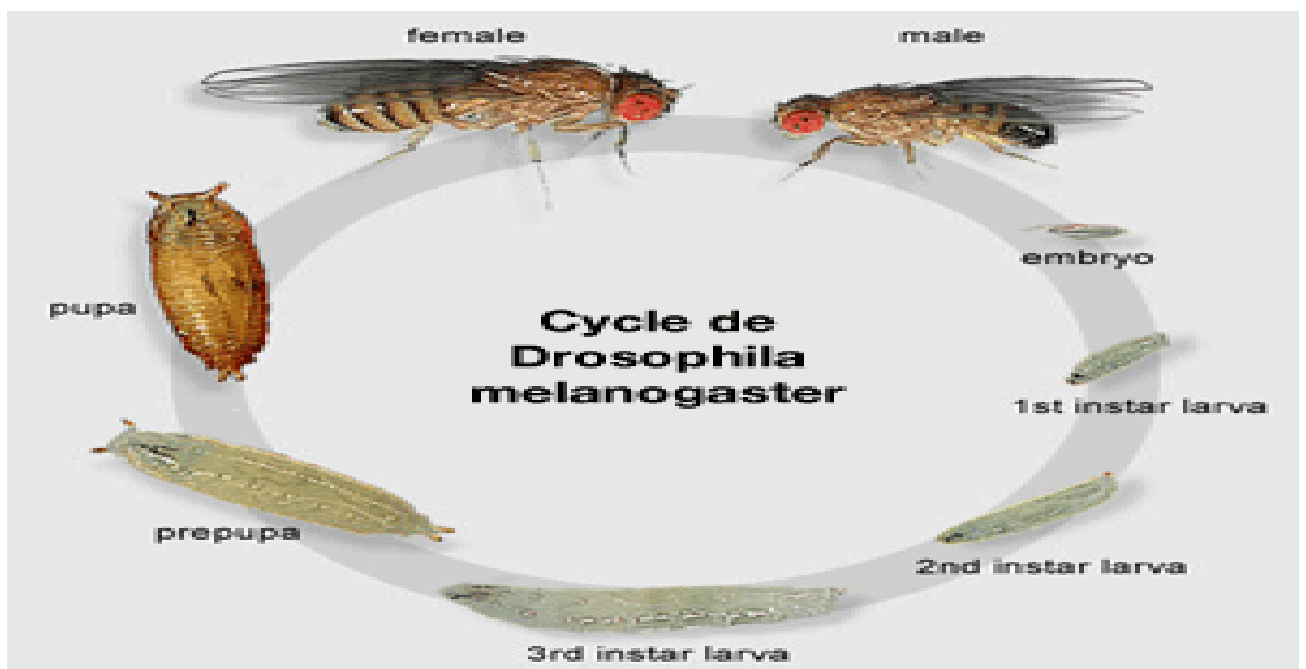


Fig6 . Cycle de vie de la Drosophila melanogaster

1.2. Elevage au laboratoire

Technique d'élevage de Drosophila melenogaster ;

L'élevage des drosophiles en laboratoire est réalisé à une température de 25°C, une hygrométrie de 70% et une Scot phase de 12 h (fig. 7) Le milieu nutritif artificiel préparé au

niveau de notre laboratoire est un milieu gélosé à base de farine de maïs et de levure de bière. La recette à chaud préparée est composée essentiellement de 33,3 g semoule de maïs, 33,3 g levure de bière, 4,8 g d'agar-agar, et 20 ml d'antifongique (méthyl-hydroxy-4-benzoate à 10%).

Les drosophiles sont élevées dans des flacons de plastique et bouchés par un tampon de mousse (fig 7).



Fig 7 . Elevage de *D. melanogaster* (Royaume, 2008).

2. Présentation de l'insecticide :

le spinosad est d'origine microbienne, il est issu de la fermentation aérobie d'une bactérie Actinomycète *Saccharopolyspora spinosa*. Après la fermentation le spinosad est extrait et formulé pour former une suspension aqueuse blanche cristalline concentrée.(Burdet , 2002)

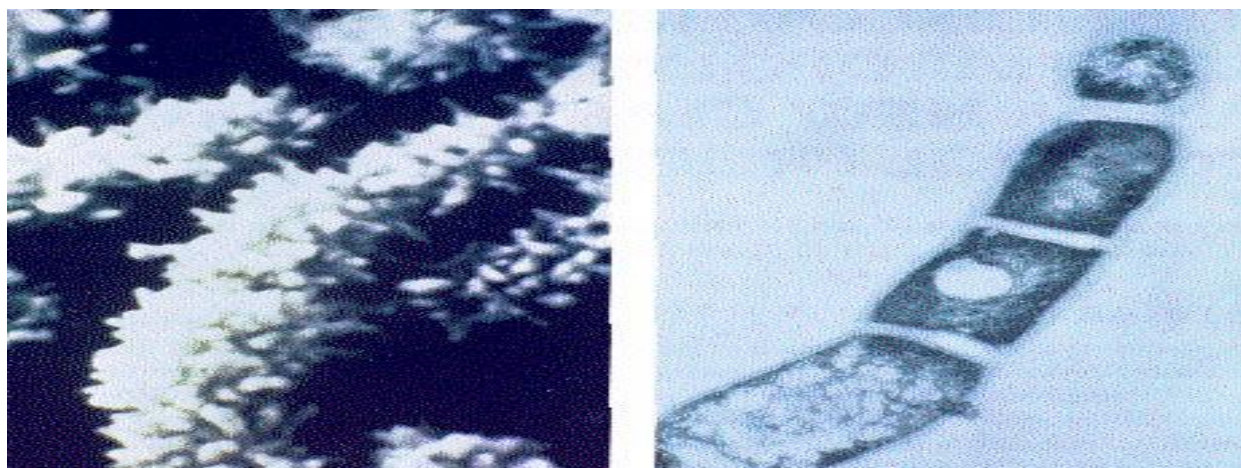


Fig8 . Surface épineuse de la bactérie (à gauche) - Coupe longitudinale de la bactérie (à droite) (University of Minnesota ;2011)

Le spinosad est un mélange de deux spinosynes, spinosyne A et spinosyne D (Fig.10).

Le spinosad est le nom commun de (EZ)-1-(6-chloro-3-pyridylméthyl)-N-nitroimidazolidinylidèneamine sa formule chimique est C₄₁H₆₅NO₁₀ pour le spinosyne A et C₄₂H₆₇NO₁₀ pour le spinosyne D dont le poids moléculaire est respectivement de 731,98 g/mol et 745,98 g/mol (Mertz et Yao, 1990 ; Horowitz et Ishaaya, 2003)

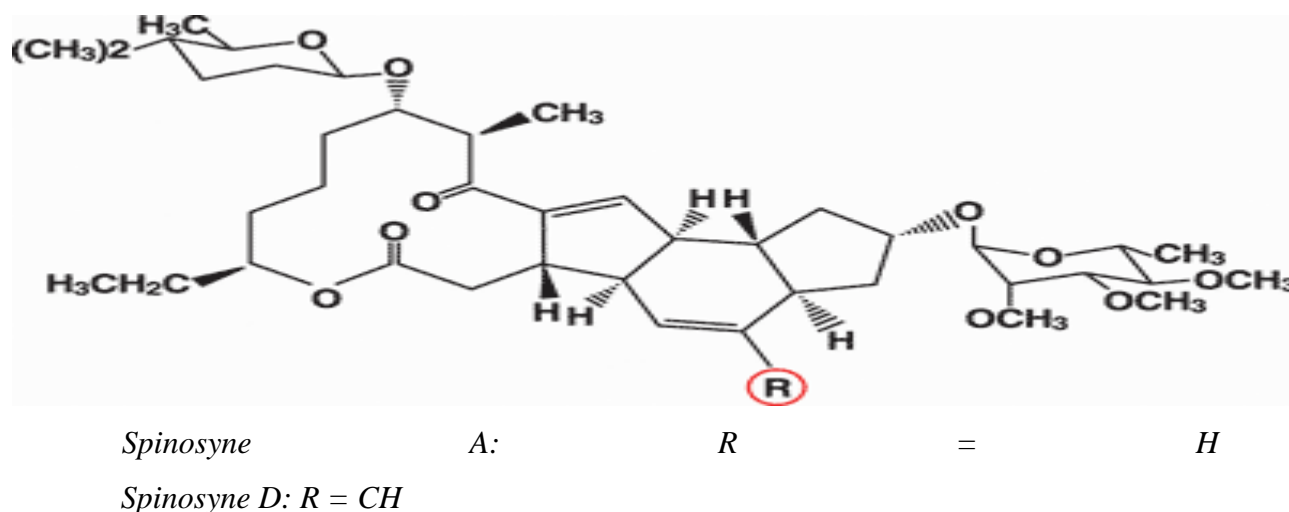


Fig 9. Structure du spinosad (Horowitz et Ishaaya, 2003)

3. Traitement :

Le spinosad a été testé, in vivo, à une concentration de 0.28 µg préalablement déterminée, (Chaabane, *et al*, données non publiées) correspondant à la concentration d'inhibition de 50% de la mue nymphale ou CI 50 chez *D. melanogaster*. L'insecticide a été administré, par

application topique (1 µl par insecte) sur la face ventrale des larves de dernier stade de *D. melanogaster* (L3), à l'aide d'une micro-seringue. Les individus de la série témoin reçoivent uniquement le solvant qui est l'acétone (1 µl). Le traitement est effectué sur les larves de la G0 seulement.

4. Impact sur la descendance

Les adultes, mâles et femelles nouvellement exuvies, issus des séries témoins et traitées dont les individus ont survécu au traitement des larves ont été placés dans des boîtes de pétri contenant un milieu nutritif. Quatre répétitions de différents types de couples sont réalisés (voir ci-dessous) et après 48 heures, les adultes sont retirés des boîtes de pétri. Le suivi de la génération 1 ou F1 est ensuite réalisé dès le stade œufs ; l'effet du Spinoza a pu être évalué en procédant au comptage des œufs, larves de dernier stade (L3), pupes et adultes provenant de chaque série de couples. Les différents couples réalisés sont les suivants :

Couples 1: MT x FT : Mâles Témoins x Femelles Témoins

Couples 2 : MDI50 x FDI50 : Mâles DI50 x Femelles DI50

5. Analyse statistique

Les résultats obtenus sont représentés par la moyenne suivie de l'écart type pour chaque groupe d'expérience ($m \pm sd$). Pour toutes les séries de données l'égalité des variances a été confirmée grâce aux tests de Bartlett et Levene avant l'utilisation des tests paramétriques. La régression non linéaire, le test « t » de Student ($p \leq 5\%$), l'analyse de variance (un critère de classification) pour mettre en évidence des différences entre les échantillons .

Tous les calculs ont été effectués à l'aide du logiciel GraphPad Prism d'analyse et de traitement statistique des données version 6.01 pour Windows XP.

1. Résultats

Effets du spinosad sur le suivi de la descendance

Les larves de *D. melanogaster* ont été traitées le dernier jour du stade larvaire puis les adultes survivants ont été prélevés le jour de l'émergence ; les mâles et les femelles ont ensuite été accouplées en procédant à deux combinaisons entre les individus témoins et traités (cf: matériel et méthodes). Au bout de 48 heures d'accouplement, les deux couples constitués sont retirés et la génération 1 ou F1 est suivie quotidiennement.

L'effet diffère du spinosad a pu être évalué en procédant au comptage du nombre d'oeufs, larves (L3), pupes et adultes exuvies pour chaque série d'expérimentations.

Chez les séries témoins le nombre d'oeufs pondus est de $70.88 \pm 6,64$. Ce nombre diminue et atteint la valeur $38,30 \pm 4,14$ pour le couple MDI50 x FDI50. Le nombre de larves (L3), de pupes et d'adultes, chez les séries témoins, est de l'ordre de $71.56 \pm 6,36$, $70,44 \pm 5,59$, $68,40 \pm 2,44$ respectivement ; Cette valeur, chez le couple où le mâle et la femelle sont issus d'un traitement à la plus forte dose (FDI50 x MDI50), diminue, significativement, pour atteindre pour $38,30 \pm 4,14$ larves (L3), $32,00 \pm 2,60$ pour les pupes et $30,75 \pm 1,83$ pour les adultes. L'analyse statistique des données (Tableau) révèle, comparativement aux témoins, une diminution ($p < 0,05$) dans le nombre d'oeufs, larves, pupes, adulte

	OEufs	Larves (L3)	Pupes	Adultes
Témoins	$70.88 \pm 6,64$ a	$71.56 \pm 6,36$ a	$70,44 \pm 5,59$ a	$68,40 \pm 2,44$ a
M_{DI50} x F_{DI50}	$38,30 \pm 4,14$ b	$32,00 \pm 2,60$ b	$30,75 \pm 1,83$ b	$28,02 \pm 1,8$ b

Tableau : Effets du spinosad, administré *in vivo*, par application topique, (DI50: 0.28µg) le 3ème jour du stade larvaire sur le nombre des descendants (génération F1) provenant des adultes ayant survécu après traitement des larves. (m ± sd; n = 4).

Comparaison des moyennes à différents couples pour un même stade du développement. Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes ($p > 0,05$).

2.discussion

Effets du spinosad sur la descendance

Les résultats montrent également une diminution dans la fécondité et la fertilité en réduisant le nombre des descendants (oeufs, larves, pupes et d'adultes) de la génération F1 provenant de « parents » traités au pesticide; cette baisse dans la descendance présente une relation dose-réponse. cet impact du spinosad réduit la fécondité et la fertilité différents insectes (Galvan *et al.*, 2005; Yin *et al.*, 2008 ; Wang *et al.*, 2013; Maïza *et al.*, 2013). D'autres pesticides naturels comme l'azadirachtine à un effet sur la fécondité et/ou la fertilité est aussi retrouvé chez *L.migratoria* (Mordue *et al.*, 2005), *M. domestica* (Ghoneim *et al.*, 2007), *S. littoralis* (Pineda *et al.*, 2009), *Lobesia botrana* (Irigaray *et al.*, 2010) et *H. armigera* (Abedi *et al.*, 2014 b; Ahmad *et al.*, 2015).

La fécondité et la fertilité, directement liés à l'ovogénèse et la vitellogenèse, sont des processus soumis au même contrôle endocrine et peuvent donc être affectés de la même manière. Le spinosad pourrait affecter chez les mâles et les femelles le système reproducteur, la vitellogenèse ou encore la spermatogénèse ; en effet, il est cité des altérations morphologiques des spermatocytes et des ovocytes, une importante dégénérescence des cellules folliculaires et des spermatocytes mais aussi une fragmentation dans les vésicules germinales et l'inversion de leur localisation (Mordue *et al.*, 2005 ; Lucantoni *et al.*, 2006; Ghazawi *et al.*, 2007; Denardi *et al.*, 2010; 2011 ; Remedio *et al.*, 2015). Ces effets du spinosad pourraient donc perturber la vitellogenèse et la spermatogénèse et induire une diminution dans la fertilité et la fécondité des insectes. La réduction de ces processus pourrait être aussi liée à l'interférence du pesticide avec le synthèse des vitellogénines dans le corps gras et les ovaires et/ou leur absorption par les ovocytes (Swevers *et al.*, 2005) ; Ces effets sur la vitellogenèse pourraient être liés à la perturbation au niveau de l'hormone juvénile et de la production des ecdystéroïdes ovariens (Mordue *et al.*, 2005). Chez les mâles, les ecdystéroïdes peuvent être impliqués dans la maturation du système reproducteur mâle, la régulation de la spermatogénèse et la différenciation des spermatocytes (Dumser, 1980) ; par ailleurs, l'HJ stimule la synthèse des protéines dans les glandes accessoires (Wilson *et al.*, 2003). La réduction de la fertilité chez les mâles, pourrait être liée à un blocage de la division cellulaire dans le développement des spermatocytes menant à des testicules immatures et significativement plus petits (Mordue *et al.*, 2005). Par ailleurs, la diminution dans la

Des résultats similaires ont été observés chez *Ephestia kuehniella* où les auteurs attribuent la réduction de la fécondité et de la fertilité à une action des agonistes des ecdystéroïdes sur la vitellogenèse mais également sur la production et la qualité des spermatozoïdes et sur le comportement sexuel (Soltani- Mazouni *et al.*, 2012 ; Bouzeraa & Soltani-mazouni, 2012).

L'impact du spinosad , chez *D. melanogaster*, pourrait alors entraîner une perturbation de l'ovogenèse, de la vitellogenèse mais aussi des diverses étapes de la reproduction. Par conséquent, la réduction dans le contenu des vitellogénines dans le corps gras et les ovaires mais aussi la baisse du nombre d'individus dans la descendance chez *D. melanogaster* peuvent être expliquées par l'interférence du spinosad avec les principales hormones de la reproduction (hormone juvénile et ecdystéroïdes) ou encore avec d'autres neuropeptides (Mordue *et al.*, 2005) impliqués dans le contrôle endocrine de ce processus.

Les expérimentations ont été menées chez *D.melanogaster*, en vue d'évaluer l'efficacité d'un biopesticide le spinosad, administré, *in vivo* par application topique chez les larves de derniers stades.

Le spinosad affecte de manière significative le nombre d'individus (œufs, larves, pupes, adultes) issus de couples adultes qui ont survécu au traitement des larves.

A l'avenir, il serait intéressant, d'évaluer chez *D. mélanogaster*, l'effet de ce bio pesticide sur différents âges du stade adulte. Il serait également intéressant d'évaluer ses effets sur plusieurs générations sélectionnés.

Résumé

Résumé

Le spinosad, pesticide naturel, a été administré, *in vivo*, par application topique à une concentration correspondant à la CI50 (0.28 µg), chez les larves de derniers stades de *D. melanogaster*. Les effets du spinosad ont été évalués sur le suivi de la descendance. Le pesticide a un impact négatif sur la descendance au cours de la première génération en réduisant le nombre d'individus dans tous les stades de développement (oeufs, larves, pupes et adultes). Cette réduction de la fécondité et de la fertilité est observée en comparant le couple témoin et traité.

Mots clés: Biopesticide, spinosad, *D. mélanogaster*, développement.

Résumé

summary

Spinosad, natural pesticide , was administered in vivo by topical application at a concentration equal to the IC50 (0.28 mg) , in the last larval stages of *D. melanogaster*. The effects of spinosad were evaluated on monitoring the offspring. The pesticide has a negative impact on the offspring in the first generation by reducing the number of individuals in all life stages (eggs, larvae , pupae and adults). This reduced fertility and fertility is observed by comparing the control and treated couple.

ملخص

Spinosad

المبيدات الطبيعية، و كانت تدار في الوسط الحي بواسطة التطبيق الموضعي بتركيز يساوي 0.28 (IC50 ملغ) ، في المراحل الأخيرة من اليرقات *D.melanogaster* . تم تقييم آثار spinosad على رصد ذرية . المبيد له تأثير سلبي على الأبناء في الجيل الأول عن طريق الحد من عدد من الأفراد في جميع مراحل الحياة (بيض ، يرقات ، عذارى والكبار) . وقد لوحظ هذا انخفاض الخصوبة و الإنجاب عن طريق مقارنة السيطرة و زوجين المعالجة.

Références bibliographiques :

- 1-Abedi, Z., Saber, M., Gharekhani, G., Mehrvar, A. & Kamita, S.G. 2014 a.** Lethal and sublethal effects of azadirachtin and cypermethrin on *Habrobracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae). *J Econ Entomol.* **107**(2): 638- 645.
- 2-Abedi, Z, Saber, M., Vojoudi, S, Mahdavi, V. & Parsaeyan, E. 2014 b.** Acute, sublethal, and combination effects of azadirachtin and *Bacillus thuringiensis* on the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera*. *J Insect Sci.* **14**:30.
- 3-Ahmad, M. & Arif, M.I. 2010.** Resistance of beet armyworm *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae) to endosulfan, organophosphorus and pyrethroid insecticides in Pakistan. *Crop Prot.* **29**(12): 1428-1433.
- 4-Ahmad, S., Ansari, M.S. & Muslim, M. 2015.** Toxic effects of neem based insecticides on the fitness of *Helicoverpa armigera* (Hübner). *Corp prot.* **68**: 72-78.
- 5-Alberts., Jonsen.A , Lewis . J, Ralf.M, Robert.K, Walter. P; 1999-**L'essentiel de la biologie cellulaire, introduction à la biologie moléculaire de la cellule.
- 6- Anonyme.1996.**spinosad guide .Dow Agroscience, 25p
- 7-Bouzeraa, H. & Soltani-mazouni, N. 2012.** Effets du méthoxyfénoside et du tébufénozide sur le développement et quelques paramètres de la reproduction d'*Ephesia kuehniella* après traitement des mâles et des femelles. *Bull Soc zool Fr.* **137**(1-4): 153-163.
- 8-Bouzioukh., 2000.** Effet secondaires de quelques insecticides nouveaux sur la croissance, le métabolisme et la reproduction chez un poisson larvinaire *Gambusia affinis* : Aspects morphologiques, histologiques et biochimiques. Thèse de Magistère en physiologie animale .option, Application organiques et médicales. Université d'Annaba.Algérie.p81.
- 9-Chaabane, M., Benchaabane, S., Kilani-Morakchi, S. & Aribi, N. 2012.** Physiotoxicité du spinosad, évaluée sur deux générations chez une espèce invasive *Tuta absoluta* (Lepidoptera) et chez un modèle de référence *Drosophila melanogaster* (Diptera). *Bull Soc Zool Fr.* **137**(1-4): 57-68.
- 10-Campbel. N; Reece.J, 2004.**Biologie. Adaptation et revision scientifique de Richard. Mathieu, 2eédition de Boeck. Pp1482.
- 11-Campbell. N. A, Reece. J. B; Mathieu. R, 2006.** Biologie. Edition 2, De Boeck Université, p 1482.
- 12-Chouibani M;Ouizbouben A et KAACKH;2003:**protection intégrée des agrumes . Ed . ouvrage realize par la direction de la protection des vegetaux,des controles technique et de la repression des faudes en cooperation avec la GTZ(projet contrôle phytosanitaire).13p.

- 13-Cisneros, J., D. Goulson, L. C. Derwent, D. I. Penagos, O. Hernandez et T. Williams.2002.** «Toxic effects of spinosad on predatory insects». *Biological Control*, vol. 23, no 2, p. 156-163.
- 14-Colombani. J, Biamchini. L; Layalle. S; Léopard. P, 2006.** Stéroïdes, insulín et croissance: Les mouches dopent. La recherché/stéroïds, insulín and groth: The files. Dope the research.Revue: M/S: medecine sciences, 22(3): 241-243.
- 15-Copping L.G. & Menn J.J., 2000.** Biopesticides. A review of their action, applications
- 16-Cuddeford Vijay, Julia Langer, Colleen Hyslop, Leslie Cass, Jean-Louis Schwartz , Jaquet, V, F Guéguen, R. Dutton, 2002.** Intérêt du spinosad en viticulture pour lutter contre les lépidoptères, les thrips et la drosophile. *Annales 6^e CIRA* , Montpellier, 4-6 decembre 2002, 8 pages.
- 17-Daas O., 2006.** Etude biologique de deux espèces Myriapodes Chilopodes: Eupolybothrus nudicorinis et Lithobius forficatus. Effets de traitement hormonaux et insecticides sur l'ovogenèse. Thèse de Doctorat d'Etat. Université d'Annaba. Algérie.191.
- 18-Dajoz R., 1986.**Les insecticides.E d.Dunod.paris, 147 p.
- 19- Denardi, S.E., Bechara, G.H., Oliveira, P.R., Nunes, E.T. & Camargo-Mathias, M.I. 2011.** Inhibitory Action of Neem Aqueous Extract (*Azadirachta indica* A. Juss) on the Vitellogenesis of *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae) Ticks. *Microsc Res Techn.* **74**(10): 889-899.
- 20-Dumser, J.B. 1980.** The regulation of spermatogenesis in insects. *Annu Rev Entomol.* **25**: 341–369.
- 21- Ebeling W., 1978.** Urban Entomology. University of California Division of Agricultural Science. Berkeley.
- 22 -Galvan, T.L., Koch, R.L. & Hutchison, W.D. 2005.** Effects of spinosad and indoxacarb on survival, development, and reproduction of the multicolored Asian lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae). *Biol Control.* **34**(1): 108-114.
- 23-Ghazawi, N.A., El-Shranoubi, E.D., El-Shazly, M.M. & Abdel Rahman, K.M. 2007.** Effects of azadirachtin on mortality rate and reproductive system of the grasshopper *Heteracris littoralis* Ramb. (Orthoptera: Acrididae). *J Orthopt Res.* **16**(1): 57-65.
- 24- Ghoneim, K.S., Amer, M.S., Bream, A.S., AL-Dali, A.G. & Hamadah, K.H.S.H. 2007.** Effectiveness of Margosan-O and Jojoba on Some Reproductive Aspects of the House Fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Int J.Agr Biol.* **9**(2): 338-341
- 25- Gillespie, D.R.1988** Greenhouse evaluations of a predatory mite, *hypoaspis* sp,1 :34.

- 26-Griffiths, A.J.F., Miller J. H., Suzuki D. T., Sanlaville C., Lewontin R. C. & Gelbart W.M. 2002.** Introduction a l'analyse genetique. 3^{eme} édition *De Boeck Université*. 860 p.
- 15- Hale, K. A and D.E. portwood. 1996.** The aerobic soil degradation of spinosad, a novel insect control agent. *J environ sci. Health Part B: Pesticides, Food contam, Agric.Wastes*, B 31: 477-484.
- 27- Irigaray, F.J., Moreno-Grijalba, F., Marco, V. & Pérez-Moreno, I. 2010.** Acute and reproductive effects of Align®, an insecticide containing azadirachtin, on the grape berry moth, *Lobesia botrana*. *J Insect Sci.* **10**:33.
- 28- Jacquet V.F.Guéguen, R.Dutton, 2002.intéret** du spinosad en viticulture pour lutter contre les lépidoptères,les thrips et la drosophile.annales.6e CIRA,montpellier, 46.decembre 2002,8p.
- 29- Jeffrey., 1999.insecticides.Chemistries** and caracteristios.blacksburg. virginis.18p
- 30-Keiding J.,1977.resistance** in the housefly in denmark and elsewhere in WatsunDL,braown AWA.pesticide management and insecticide resistance.new York,academic press,page:261,302
- 31-Kiriyama K., Itazu Y., Kagabu S., Nishimura K., 2003.** Insecticidal and neuroblocking activities of azcetamiprid and related compounds. *J. Pestic. Sci*, 28:8-17. efficacy. *Pest. Manag. Sci*, 56: 651-676.
- 32-Kollman, W.S. 2003.** Environmental fate of Spinosad. 2003. Page consultée le 21 novembre 2003.
- 33-Larson, L.L., T. Sparks and G.D. Thompson. 1999.** The Spinosyns, new insect control agents isolated from *Saccharopolyspora spinosa*. Page consultée le 20 novembre 2003.
- 34-Lockwood JA., Sparks TC., Story RN. (1984).** Evolution of insect resistance to insecticides: a reevaluation of the roles of physiology and behaviour. *Bull Entomol. Soc. Am.* 30, p. 41–51.
- 35-, L., Giusti, F., Cristofaro, M., Pasqualini, L., Esposito, F., Lupetti, P. & Habluetzel, A. 2006.** Effects of a neem extract on blood feeding, oviposition and oocyte ultrastructure in *Anopheles stephensi* Liston (Diptera: Culicidae). *Tissue Cell.* **38**(6): 361-371.
- 36- Mertz, F.P. & Yao, R.C. 1990.** *Saccharopolyspora spinosa* sp. nov. isolated from soil collected in a sugar mill rum still. *Int J Syst Bacteriol.* **40**(1): 34–39.

- 37-Mordue L. A.J. & Blackwell A., 1993.** Azadirachtine: an update. *J. Insect. Physiol.* **39**: 903-924.
- 38-Mordue, L.A.J., Morgan, E.D. & Nisbet, A.J. 2005.** Azadirachtin, a natural product in insect control. In: Gilbert, L.I., Iatrou, K. & Gill, S.S. (Eds). *Comprehensive Molecular Insect Science*. Elsevier, Oxford, UK. **6**: 117–135.
- 39-Mordue, L.A.J., Morgan, E.D. & Nisbet, A.J. 2010.** Addendum: Azadirachtin, a natural product in insect control: An update. In: Gilbert, L.I. & Gill, S.S. (Eds). *Insect Control*. Elsevier, Oxford, UK. 204–206.
- 40- Oppenoorth FJ. (1985).** Biochemistry and genetics of insecticide resistance. In Kerkut GA.
- 41-Ouédraogo S., 2005,** Intensification de l'agriculture dans le plateau central du Burkina Faso: une analyse des possibilités à partir des nouvelles technologies. Thèse de Doctorat, Groningen Rijks universiteit, 317 p.
- 42-Patterson J., R. Wagner., L. Wharton., 1 avril 1943.** Le drosophilidés du Sud-Ouest. Austin, TX: The University of Texas Press. 400p.
- 43- Pineda, S., Martínez, A.M., Figueroa, J.I., Schneider, M.I., Del Estal, P., Viñuela, E., Gómez, B., Smaghe, G. & Budia, F. 2009.** Influence of azadirachtin and methoxyfenozide on life parameters of *Spodoptera littoralis* (Lepidoptera: Noctuidae). *J Econ Entomol.* **102**(4):1490-1496.
- 44- Ramade F., 2003:** *élément écologie fondamentale*, 3^{ème} édition DUNOD, Paris, 690p.
- 45-Remedio, R.N., Nunes, P.H., Anholetto, L.A., Oliveira, P.R. & Camargo-Mathias, M.I. 2015.** Morphological effects of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) seed oil with known azadirachtin concentrations on the oocytes of semi-engorged *Rhipicephalus sanguineus* ticks (Acari: Ixodidae). *Parasitol Res.* **114**(2): 431-344.
- 46-Rochefort. agr. M.Sc., Renée Lalancette, agr. M.Sc. Roselyne Labbé, biol., M.Sc. Jacques Brodeur, Ph.D. Projet PARDE Présenté au Ministère du développement durable, de l'Environnement et des Parcs du Québec (MDDEP), 2006**
- 47- Salgado, V.L. 1998.** Studies on the mode of action of Spinosad : insects symptoms and physiology correlates. *Pesticides Biochemistry and Physiology* **60**:91-102.

- 48- **Soltani-Mazouni, N., Hami, M. & Gramdi, H. 2012.** Sublethal effects of methoxyfenozide on reproduction of the Mediterranean flour moth, *Ephesia kuehniella* Zeller. *Invertebr Repr Dev.* **56**(2): 157-163.
- 50-**Swevers, L., Raikhel, A.S., Sappington, T.W., Shirk, P. & Iatrou, K. 2005.** Vitellogenesis and post-vitellogenic maturation of the insect ovarian follicle. In: Gilbert, L.I., Iatrou, K. & Gill, S.S. (Eds). *Comprehensive Molecular Insect Science*. Elsevier, Oxford, U.K. **6**: 87–156.
- 51- **Tanaka K. (1981).** The mechanism of resistance to lindane and hexadentated lindane in third Yumenoshima strain of houseflies. *Pestic. Biochem. Physiol.* **16**, p. 149–157.
- 52- **Thompson G. et Hutchins S., 1999.** Spinosad. *Pestic Outlook*, **10**: 78-81.
- 53-**Thompson, G.D., Dutton R., Sparks T.C., 2000.** Spinosad—a case study: an example from a natural products discovery programme. *Pest. Manag. Sci.*, **56**: 696–702.
- 54-**Thompson G.D., Sparks T.C., 2002.** Spinosad a green natural product for insect control, 823 (advancing sustainability through green chemistry and engineering), *ACS Symp* pp : 61–73.
- 56-**Tracqui. P, Demongeot. J, 2003.** *Eléments de biologie à l’usage d’autres disciplines de la structure aux fonctions*, EDP sciences Edition, 94-95.
- 57-**Trent perrya, Philip Batterhama et Philip J.daborn Corresponding.,2011,** *La biologie l’activité insecticide et la résistance*, **98**(1) :50-58
- 58-**Verger P.Aulagnier M,Schvoebel V,et lang T.2005.** « D émarche epidémiologiques après une catastrophe » la documentation française, 266p.
- 59- **Warlop F, M. Thomas, L.Reynaud, 2000.** *essai de lutte contr la mouche de la cerise en agriculture biologique,rapport final GRAB 2000*,3p.
- 60- **Ware, G.W.1999, introduction to insecticides;p.7274.**
- 61-**Watson. J. D, 1928.** Michael Gilman, O. AND. *Recombinant. De Boeck. Université*, p. 390.
- 62-**Wilson, T.G., DeMoor, S. & Lei, J., 2003.** Juvenile hormone involvement in *Drosophila melanogaster* male reproduction as suggested by the Methoprene-tolerant (27) mutant phenotype. *Insect Biochem Mol Biol.* **33**(12): 1167–1175.

Bibliographie

63-Wolfgang Pierl&Werner Ring, 1992. Guides des insects, délachaux et niestlé, Paris, pp 42-198.

Date de soutenance : Le 2 juillet 2015

*Présenté par : MEKREBI KHALIDA –FOUGHALI BELKIS
MALEK*

Mémoire pour l'obtention du diplôme de master

Option : Biologie, Evolution et contrôle des Population d'Insectes

**Effet du spinosad sur la fécondité et la fertilité de la
Drosophila melanogaster (meigen ,1830)**

Résumé :

Le spinosad, pesticide naturel, a été administré, in vivo, par application topique à une concentration correspondant à la CI50 (0.28 μg), chez les larves de derniers stades de *D. melanogaster*. Les effets du spinosad ont été évalués sur le suivi de la descendance. Le pesticide a un impact négatif sur la descendance au cours de la première génération en réduisant le nombre d'individus dans tous les stades de développement (œufs, larves, pupes et adultes). Cette réduction de la fécondité et de la fertilité est observée en comparant le couple témoin et traitée.

Mots clés : Biopesticide, spinosad, *D. mélanogaster*, développement.

Structure de recherche :

Laboratoire de biosystématiques et écologie des Arthropodes

Université des Frères Mentouri Constantine

Rapporteur : Mm. CHAABANE MERIEM