

FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



**Domaine :** Science de la nature et de vie (S.N.V)

**Filière :** Sciences Biologiques

**Option :** Parasitologie

**Mémoire de Master**

**THEME**

**Contribution à une l'étude toxicologique et  
comportementale de la mouche de vinaigre  
*Drosophila melanogaster***

**Présenté par :**

- ✓ M<sup>elle</sup> Adjeb Aya Nour
- ✓ M<sup>me</sup> Rabhi Assia

**Encadré par :**

**Dr.Merabti Brahim**

**Jury de soutenance :**

- Souffi Ibtissem
- Gharmaoui Mohamed

**Qualité**

**MAA**

**MCB**

**Promotion : Septembre - 2020**



## *Remerciement*

*Louange à Allah le tout puissant, le miséricordieux, pour nous avoirs guidé vers le bon chemin, et nous avoir donné le courage, la patience, et la volonté pour avoir réalisé ce travail.*

*En premier lieu, nous exprimons notre profonde gratitude et nos remerciements à Monsieur "Merabti Brahim" enseignant au département de biologie université Ammar Thelidji Laghouat, nous sommes très honorés d'avoir pu bénéficier de son encadrement, pour sa disponibilité, ces orientations et conseils, et qu'il trouve ici l'expression de notre profonde gratitude. Aux membres de jury qui ont bien voulu examiner ce rapport, nous tenons à exprimer nos sincères remerciements pour avoir évalué ce modeste travail.*

*Nous voudrions aussi adresser tous nos remerciements et exprimer à tous nos professeurs et enseignants de département de biologie qui ont été à la hauteur de leurs noble mission.*

*Nous aimerions remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, pour leur aide et encouragement*

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

**MERCI...**

# Dédicace

Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect, la reconnaissance, c'est tous simplement que : Je dédie cette thèse de master :

## A mes parents

Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'amour Dont ils ne cessent de me combler, Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Que dieu leur procure bonne santé et longue vie

## A mes Chers et adorables frères

Ahmed, Mohamed, et Moudjib mon petit frère que j'adore,

En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde, n'oubliez jamais que je vous aime très fort

## A ma chère sœur " AICHA "

Ma conseillère, et ami fidèle, qui m'a assisté dans les moments difficiles et m'a pris doucement par la main pour traverser ensemble des épreuves pénibles.... Je te suis très reconnaissante, et je ne te remercierai jamais assez pour ton amabilité, ta générosité, ton aide précieuse.

## A mes tantes Sousou, Khadija, Fatima, Djamilia et leurs petites familles

Vous m'avez toujours soutenu et vous continuez à le faire. Je vous considère beaucoup plus comme mes grandes sœurs que comme des tantes et je ne trouverais les mots pour vous exprimez mon affection et mon estime. Je vous souhaite tous bonheur, santé et prospérité.

## A mes oncles et tantes paternels et leurs petites familles

### A mon cousin Hassen

Vous m'avez toujours écouté attentivement et aidé inlassablement, j'espère que cet œuvre pourra vous exprimer mon profond respect.

### A mon binôme ASSIA et toute la famille RABHI

**A mes ami(e)s** : Halima, Bouchra, Aya, kheira, ..... Je vous souhaite tous un avenir plein de succès.

### A mon cher ami Minou

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon amour. Depuis que je t'ai connu, tu n'as cessé de me soutenir et de m'épauler, tu me voulais toujours le meilleur

Je remercie le bon dieu qui a croisé nos chemins.

Puisse le bon dieu nous procure santé et longue vie

**A tous ceux que j'ai omis de citer**, Il me serait difficile de vous citer tous, vous êtes dans mon cœur, affectueusement

Aya



# *Dédicace*

*Je profite de cette occasion pour dédier ce mémoire à mes  
parents; ma mère  
Et mon père qui ont fortement participés à ma réussite,  
Donc j'essaierai de leur faire toujours honneur.*

*A mon cher époux Bennacer*

*A mes sœurs Hiba et Nawal*

*A mes frères  
Mohamed Saleh et sa femme Asma et leur fille Rawnak  
Badredine Foudil et Abdou*

*A ma belle mère Kheira  
A tout les membres de la famille Ben chohra petits et grands*

*A mon binôme Aya et toute la famille Adjeb*

*Je la dédie à mes amies et mes collègues  
Amel et Meriem et Affaf et Nour El houda*

*Merci d'être toujours là pour moi*

## Table des matières

N°	Titre	Page
	Remerciement	2
	Dédicace	3 - 4
	Table des matières	5
	Liste des figures	7
	<b>Résumé</b>	<b>9</b>
	<b>Introduction</b>	<b>11</b>
<b>I</b>	<b>Chapitre 01 : Généralités sur la <i>Drosophila melanogaster</i></b>	<b>13</b>
1	Bref aperçu	14
2	Position systématique de <i>Drosophila melanogaster</i>	14
3	Bio écologie	15
3-1	Répartition géographique	15
3-2	Alimentation	16
3-3	Rôle écologique	16
3-4	Impacte de la <i>Drosophila melanogaster</i>	16
3-4-1	Scientifique	16
3-4-2	Economique	16
4	Description	17
4-1	Dimorphisme sexuelle	20
4-1-1	Organes sexuels	21
4-1-2	Peignes sexuels	22
4-2	Cycle de développement de <i>Drosophila melanogaster</i>	22
4-2-1	Embryogénèse	22
4-2-2	Stade larvaire	23
4-2-3	Stade pupal	24
4-2-4	Stade adulte	24
5	Système chimio sensoriel chez <i>Drosophila melanogaster</i>	25
5-1	L'olfaction	25
5-2	La gustation	26
<b>II</b>	<b>Chapitre 02 : La lutte contre la <i>drosophila melanogaster</i></b>	<b>27</b>
1	Symptôme et dégât	28
2	Les déférentes méthodes de lutte contre la drosophile	28

2-1	Lutte physique	28
2-2	Lutte biologique	30
2-3	Mesures prophylactiques	32
2-3-1	Lutte culturale	32
2-3-1-1	Repérer les plantes hôtes intermédiaires à proximité de la culture	32
2-3-1-2	Planification du moment de la cueillette	33
2-3-1-3	Assainissement	33
2-4	Autres moyens de lutte : huiles essentielles et plantes de services	36
2-5	La lutte chimique	36
<b>III</b>	<b>Chapitre 03 : Méthodologie de travail</b>	<b>38</b>
III-I	Méthodologie	39
1	Méthode d'élevage de la Drosophile	39
1-1	Constitution des stocks	39
2	Méthodes d'extraction	41
2-1	Séchage des plantes et préparation des poudres	41
2-2	Extraction	41
2-3	Estimation des quantités du résidu sec	44
3	Tests biologiques	44
3-1	Tests préliminaires et mise en évidence de l'effet toxique des plantes	44
3-2	Mise en évidence de l'effet des extraits aqueux sur le comportement alimentaire	46
3-2-1	Préparation solution sucrée de 10%	46
3-2-2	Préparation de la solution mère	47
3-2-3	Application de test	47
4	Analyse des données	48
III-II	Résultat	49
	<b>Conclusion</b>	<b>51</b>
	<b>Référence bibliographique</b>	<b>53</b>

## Liste des figures

Figure/Photo	Titre	Page
Figure 01	Dispersion de <i>Drosophila melanogaster</i> au niveau du monde	15
Photo 01	<i>Drosophila melanogaster</i> originale 2020	17
Photo 02	représente le mal (à gauche) et la femelle (à droite) de <i>D. melanogaster</i>	18
Figure 02	Différentes parties de la tête de <i>Drosophila melanogaster</i>	19
Photo 03	Aile de <i>Drosophila melanogaster</i>	19
Figure 03	<i>Drosophila melanogaster</i> adulte(1) mâle (2) femelle	20
Figure 04	Abdomen de drosophile	21
Figure 05	Organes sexuels des drosophiles	21
Figure 06	Peignes sexuels chez les drosophiles mâles	22
Figure 07	Les stades de l'embryogénèse de <i>Drosophila melanogaster</i>	23
Figure 08	Cycle de développement de <i>D.melanogaster</i>	24
Figure 09	Répartition des sensilles olfactives	25
Figure 10	Mise en place du filet des 2 côtés de la serre sur l'exploitation	29
Figure 11	<i>Trichorpria drosophilae</i> parasitant une puppe de Drosophila	30
Figure 12	Chariot utilisé pour la récolte, doté d'un petit panier pour recueillir les fruits non vendable	34
Figure 13	Retirer les fruits non vendables du champ	34
Figure 14	Ne pas laisser les fruits déclassés exposés pendant plus d'une journée	34
Figure 15	Représente les Sacs de déchets récoltés sur l'exploitation N°1	36
Photo 04	Elevage de masse à partir de fruits mûrs ( <b>Originale 2020</b> )	39
Photo 05	Milieu nutritif artificielle de la drosophile ( <b>Originale 2020</b> )	40
Photo 06	(A, B, C, D) : Etapes d'élevage de <i>Drosophila melanogaster</i> sur milieu nutritif	41
Figure 16	Protocole d'extraction et de purification de l'extrait issu de chaque plante étudiée.	42
Figure 17	Etapes d'extraction et de purification de l'extrait issu de plante étudiée	43
Figure 18	(A, B, C, D) : Etapes de préparation des doses.	45
Figure 19	Préparation de solution sucrée	47

Résumé

**Résumé :**

Si le choix du matériel biologique nécessaire à ce travail s'est porté sur la drosophile, c'est qu'elle offre de nombreux avantages. En effet, il s'agit d'une espèce bien connue dans le laboratoire qui s'élève facilement et dont on peut obtenir rapidement un grand nombre d'adultes. Ces conditions facilitent les répétitions et la standardisation indispensables à des études comparatives.

Pour cette raison nous avons le choisi mais malheureusement les conditions vont changer dans le monde entier a cause du covid-19 donc nous avons changé tous le plan de travail, Nous allons parler sur l'espèce *drosophila melanogaster* en général. Après, nous traite quelque moyen de lutte sur ce ravageur, et enfin une méthodologie de travail au laboratoire et préparation de quelque extraction a base de plantes comme essai de lutte.

**Summary :**

If the choice of biological material needed for this work has been on the Drosophila, it is because it offers many advantages. Indeed, it is a well-known species in the laboratory that grows easily and can be quickly obtained by a large number of adults. These conditions facilitate the repetition and standardization required for comparative studies.

For this reason we chose it but unfortunately the conditions will change worldwide because of the covid-19 so we have all changed the work plan, We will talk about the species drosophila melanogaster in general. After, we treat some means of control on this pest, and finally a methodology of working in the laboratory and preparing some herbal extraction as a control test.

**الملخص**

إذا كان اختيار المواد البيولوجية اللازمة لهذا العمل قد انصب على ذبابة الخل وذلك لأنه يوفر العديد من المزايا في الواقع ، هو نوع معروف في المختبر حيث انه ينمو بسهولة ويمكن الحصول عليها بسرعة " الحصول على طور بالغ في وقت قصير " . وعليه هذه الشروط تسمح بالقيام بالعديد من التجارب العلمية و مقارنتها.

لهذا السبب اخترناها ولكن للأسف تتغيرت الظروف في جميع أنحاء العالم بسبب فيروس كورونا لذلك قمنا جميعا بتغيير خطة العمل، وسوف نتحدث عن ذبابة الخل بشكل عام بعد ذلك نعالج بعض وسائل مكافحة على هذه الآفة، وأخيراً منهجية العمل في المختبر وإعداد استخراج بعض الأعشاب كاختبار مكافحة.

# Introduction

## Introduction

Les insectes sont très étudiés en raison de leur impact sur la santé humaine et animale, ainsi que sur les cultures et l'habitat. Ils sont caractérisés par leur abondance, leur diversité et leur étendue géographique. Parmi les millions d'espèces qui fourmillent sur la planète, certaines sont considérées comme nuisibles mais beaucoup sont au contraire très utiles. En effet, les insectes assurent par exemple la pollinisation des plantes, recyclent la matière organique dans les écosystèmes, ou servent de nourriture aux animaux. Il existe différentes méthodes de lutte contre les ravageurs. La lutte biologique qui consiste à détruire les insectes nuisibles par l'utilisation rationnelle de leurs ennemis naturels appartenant soit au règne animal soit au règne végétal, et la lutte chimique (**Strong et al, 2000**).

Le développement des nouvelles techniques a permis également l'apparition de nouveaux pesticides à partir de produits naturels ou biopesticides qui sont de plus en plus mis à l'avant pour une lutte propre et efficace. Ces molécules possèdent des actions insecticides, fongicides ou herbicides, provenant des composés végétaux ou animaux pouvant être utilisés dans la lutte contre les insectes nuisibles (**Copping and Menn, 2000**).

Depuis quelques années, les plantes médicinales sont de plus en plus présentes dans la politique de développement. Leur utilisation et leur préservation sont un thème transsectoriel englobant, outre les soins de santé, la protection de la nature, la biodiversité, la lutte biologique, ainsi que la promotion économique, le commerce et divers aspects juridiques.

Pour assurer une meilleure intervention, tout en préservant au maximum le milieu naturel, de nouvelles méthodes préventives ainsi que de nouveaux produits sont constamment recherchés.

Ainsi, pour contribuer à une gestion durable de l'environnement, la mise en place de nouvelles alternatives de lutte contre les ravageurs est davantage encouragée. Les substances naturelles qui présentent un large spectre d'action en pharmacologie, comme bactéricides, fongicides, acaricides, nématicides, etc., peuvent aussi être utilisées comme insecticides de remplacement.

La lutte biologique prend diverses formes, mais celles qui attirent l'attention des chercheurs à l'heure actuelle est la lutte biologique par l'utilisation de substances naturelles d'origines végétales comme insecticides (**Boutaleb Joutei, 2010**).

La drosophile est un insecte de quelques millimètres de long qui appartient à la grande famille des mouches, plusieurs milliers de chercheurs dans le monde travaillent sur cette petite bête dans la nature mais aussi, et surtout, dans les éprouvettes des laboratoires.

Il existe différentes méthodes de lutte contre les ravageurs ; la lutte biologique, cette technique repose sur l'exploitation des relations antagonistes qui existe entre les différents organismes vivants. Qui a pour but de protéger les cultures des organismes nuisibles on utilise

leurs ennemis naturels (auxiliaires prélevés dans la même zone que celle de ravageur) , ceux- ci vont se charger d'éliminer les nuisibles sans besoin d'avoir recours à des traitements chimiques, il existe aussi des microorganismes végétaux entomopathogènes principalement des champignons ;et la lutte chimique (**Stronget al., 2000**) qui utilise différents types d'insecticides possédant chacun des caractéristiques physiques et chimiques propres ,car le taux de toxicité ,la dégradation , la biotransformation ou l'accumulation varient d'un insecticide à un autre(**Stronget al., 2000**)Cependant , pour des raisons économiques et de facilité de mise en œuvre , la lutte chimique reste la méthode la plus employée en dépit des dangers pour l'homme et son environnement (**Cassier et al ., 1997**).

Le présent travail est une contribution à l'étude de l'effet des extraits de quelques plantes sur le comportement alimentaire de *Drosophila melanogaster* et essais de lutte.

Les objectifs globaux du présent mémoire vise d'un côté, à valoriser nos ressources naturelles et de l'autre côté, à améliorer et à préserver l'environnement.

Pour donner une plus ample lumière sur ce sujet, il s'avère essentiel de traiter un à un les trois parties qui le comportent :

- Le premier chapitre est presque exclusivement une généralité sur la *Drosophila melanogaster*
- Le deuxième chapitre expose les différentes méthodes de lutte contre cette insecte
- Le troisième chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisés lors du travail expérimental et cette partie porte sur l'écophysiologie de cette mouche, d'abord ces insectes ont suivi des régimes alimentaires différents avec deux types de nourritures, naturelle et artificielle, préparées au laboratoire et enfin notre mémoire se termine par une conclusion générale assortie de perspectives.



# Chapitre 01 :

## Généralité sur la drosophile

« *Drosophila melanogaster* »

## **Chapitre 01 : Généralités sur les drosophiles**

### **1- Bref aperçu :**

Les drosophiles sont connues dans le monde sous diverses appellations : mouches des grignons de l'olive, mouche du vinaigre ou petites mouches des fruits. Ce sont des insectes très communs vivant souvent à proximité des activités humaines. La majorité d'entre elles sont frugivores, avec une préférence pour les fruits très mûrs ou même pourris ; les autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou sont prédatrices d'autres invertébrés. A peu près 3000 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde, se répartissant en 65 genres dont le fameux genre *Drosophila* (Powell, 1997).

La première drosophile fût décrite par Fabricius en 1787 sous le nom de *Musca funebris*, le genre *Drosophila* apparu plus tard en 1823, créé par Fallen (Tsacas et Bocquet, 1976), il regroupe plus de 1 500 espèces de petites mouches dont plusieurs sont attirées par les fruits très mûrs ou pourris. Aucune espèce de drosophile n'était encore reconnue comme un ravageur agricole d'importance en Amérique du Nord (Anonyme, 2012) Cependant, la situation est en train de changer radicalement avec l'arrivée de la drosophile à ailes tachetées (DAT), *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Légaré, 2011).

Actuellement, les drosophiles sont surtout connues à travers les études de génétique réalisées sur la célèbre *Drosophila melanogaster*.

### **2-Position systématique de *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830) :**

(Du Grec *droso* : la rosée et *philos* : qui aime), est un insecte diptère connu sous le nom de mouche du vinaigre, elle a été décrite par Johann Wihelm Meigen en 1830, insecte de quelque millimètres de long qui appartient à la grande famille des mouches (Raven et Johnson, 1999).

Règne	<b>Animalia</b>
Embranchement	<b>Arthropoda</b>
Sous- embranchement	<b>Hexapoda</b>
Classe	<b>Insecta</b>
Sous-classe	<b>Pterygota</b>
Infraclasse	<b>Neoptera</b>
Ordre	<b>Diptera</b>
Sous- ordre	<b>Brachycera</b>
Infra- ordre	<b>Muscomorpha</b>

Famille	<b>Drosophilidae</b>
Sous- famille	<b>Drosophilinae</b>
Genre	<i>Drosophila</i>
Espèce	<i>Drosophila melanogaster</i>

Tableau 01 : Position systématique de la *Drosophila melanogaster*

### 3- Bio écologie :

#### 3-1 Répartition géographique :

Cette espèce est originaire d’Afrique (McEvay et al., 1988) ainsi on la trouve dans le sud asiatique, indienne (Tsacas et Lachaise, 1974) en Amérique du nord Etats-Unis, Amérique centrale, Europe (Foughali et Mekerbi, 2015) dans tous les pays chauds et peut s’établir par migrations dans les pays tempérés (Bonduriansky et al., 2015), qui a subi une répartition globale probablement à cause des activités humaines, dont l’abondance est corrélée au niveau d’urbanisation des régions (Avondet et al., 2003; Keller, 2007) donc on peut dire que c’est un espèce cosmopolite (Bensafi, 2010).

Les drosophiles se trouvent dans le monde avec la répartition suivante (1875-2010) (Keller, 2010; Osten-Sacken, 1878; Howard et al, 1896).

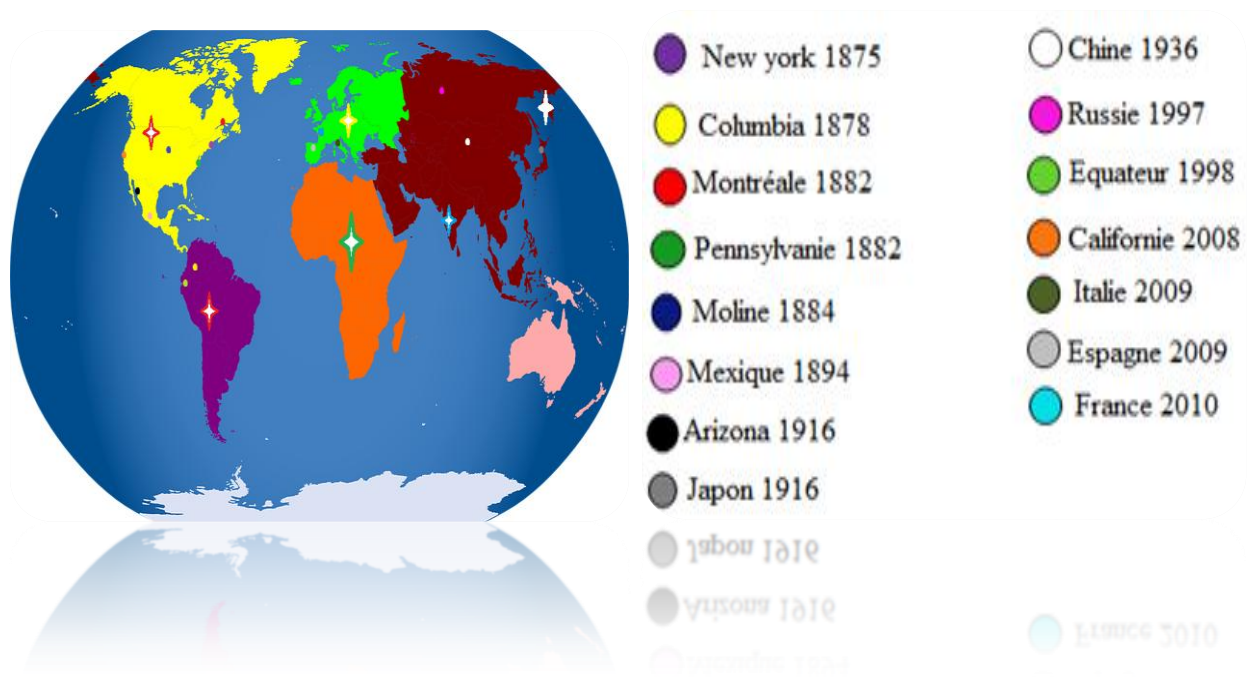


Figure 01 : Dispersion de *Drosophila melanogaster* au niveau du monde (anonyme)

### **3-2 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 & Demongeot, 2003**).

### **3-3 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 œufs (**Ramade, 2003**).

### **3-4 Impacte de la *Drosophila melanogaster* :**

#### **3-4-1 Scientifique :**

Un modèle pour l'étude de maladies humaines et Plus la neurobiologie par ce que le cerveau de la drosophile (**Ghislain, 2015**) est très développée, pour l'étude de la mémoire ex : l'alimentation, le sommeil.....etc (**Bourdet, 2014**). Dans les recherches génétique, *D. Melanogaster* a révélé que cette espèce est très polymorphe (12 allèles trouvés) et qu'elle présente des variations géographiques importantes du taux de polymorphisme (**Ogoubi, 1985**).

#### **3-4-2 Economique :**

Ce genre ravageur fruitier représente donc un fort enjeu économique (**Masson, 2015**). Cause de considérables pertes économiques, particulièrement dans les cultures (**Baroffio, Catherine, et al 2017**).

#### 4- Description :

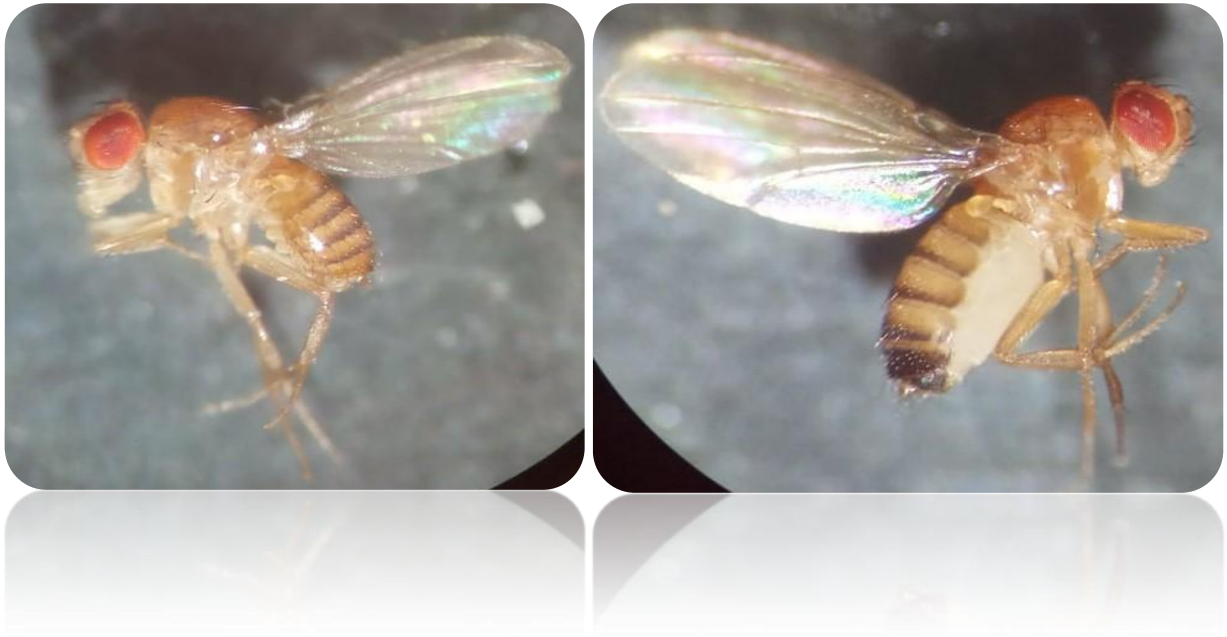
La drosophile est connue sous le nom de « mouche de vinaigre » pour son attirance en vers les produits fermentés (Mc Kenzie, 1974 ; Mc Kenzie & Mc Kechnie, 1979 ; Hoffmann & Parsons, 1991). Elle a une alimentation très variée, se nourrissant sur les fruits et légumes mûrs, les végétaux et champignons en décomposition et les liquides fermentés et sucrés (Tracqui & Demongeot, 2003).

*Drosophila melanogaster* (photo.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 (Wolfgang & Werner, 1992).

Ces mouches ont des yeux rouges vifs et présentent un dimorphisme sexuel. Les femelles mesurent environ 3 à 4 millimètres de long et les mâles sont un peu plus petits avec la partie arrière de leur corps plus foncée (photo.2). Les antennes sont courtes et possèdent une extrémité plumeuse. De plus, cette mouche possède des ailes de taille réduite et chiffonnée. Pour un néophyte qui essaierait de décrire la différence entre les sexes sous un microscope, le caractère distinctif le plus marquant est probablement l'amas de poils entourant l'anus et les parties génitales du mâle (Anonyme, 2013).



Photo 01 : *Drosophila melanogaster* originale 2020



**Photo 02** : représente le mal (à gauche) et la femelle (à droite) de *Drosophila melanogaster*

**Originale 2020**

La drosophile adulte nommée aussi imago suit le plan général des insectes, elle présente un corps en trois parties bien distinctes ; une tête de forme générale globuleuse, qui porte des yeux composés rouge vif, contiennent 800 unités de vision ou ommatidia, ce qui en fait d'eux les plus développés parmi les insectes. Chaque ommatidium contient 8 cellules photoréceptrices (R1-8), des cellules de support, des cellules de pigment et une cornée, on trouve aussi sur sa tête, des organes sensoriels, des pièces buccales de type lécheur et une paire d'antennes courtes dont l'extrémité est plumeuse (**Bensafi et al, 2013**).

La mouche possède une tête mobile porte des yeux composés rouge vif, palpe, labre, lèvre inférieur et paire d'antenne (**Lemonnier et Reguardati, 2012**) et les antennes paraissant pectinées car leurs soies sont fourchue (**Wolfgang et Werner, 2009**), le thorax et l'abdomen peuvent être rayés ou maculés (**MC Gavin, 2000**), le thorax est composé de trois segments : le prothorax (T1) le mésothorax (T2) (porte la paire d'ailes) et métathorax (T3) Chaque une porte une paire de pattes qui sont constituées de segments se terminant par des griffes (**Lemonnier et Reguardati, 2012**).

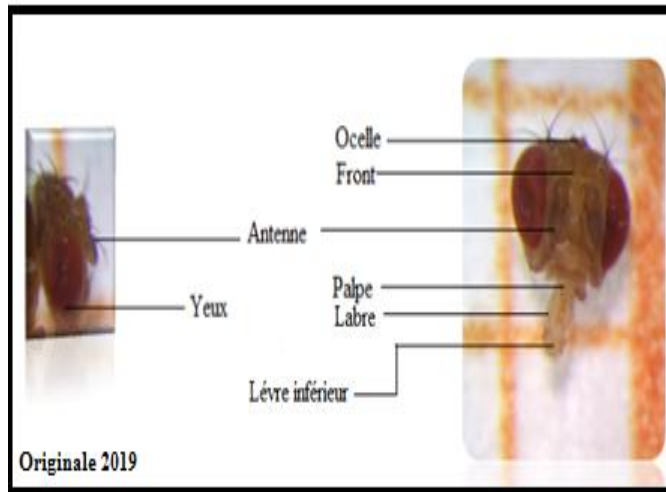


Figure 02 : Différentes parties de la tête de *Drosophila melanogaster* (Originale 2019)

Comme tous les insectes, la drosophile possède trois paires de pattes. Comme tous les diptères, elle n'a qu'une seule paire d'ailes fonctionnelles, les antérieures ; alors que les postérieures sont atrophiées sous la forme d'un balancier minuscule. Son vol est assuré par deux larges ailes ovales bien développées qui peuvent battre jusqu'à 250 fois par seconde. Les mouches volent par des séquences directes de mouvement alternant avec de rapides rotations appelées saccades ; Au cours de ces rotations, une mouche peut effectuer une rotation de 90 degrés en moins de 50 millisecondes (Baudry, 1998 ; Heusser & Dupuy, 2004 ; Joly, 2006 ; DDEP, 2008).

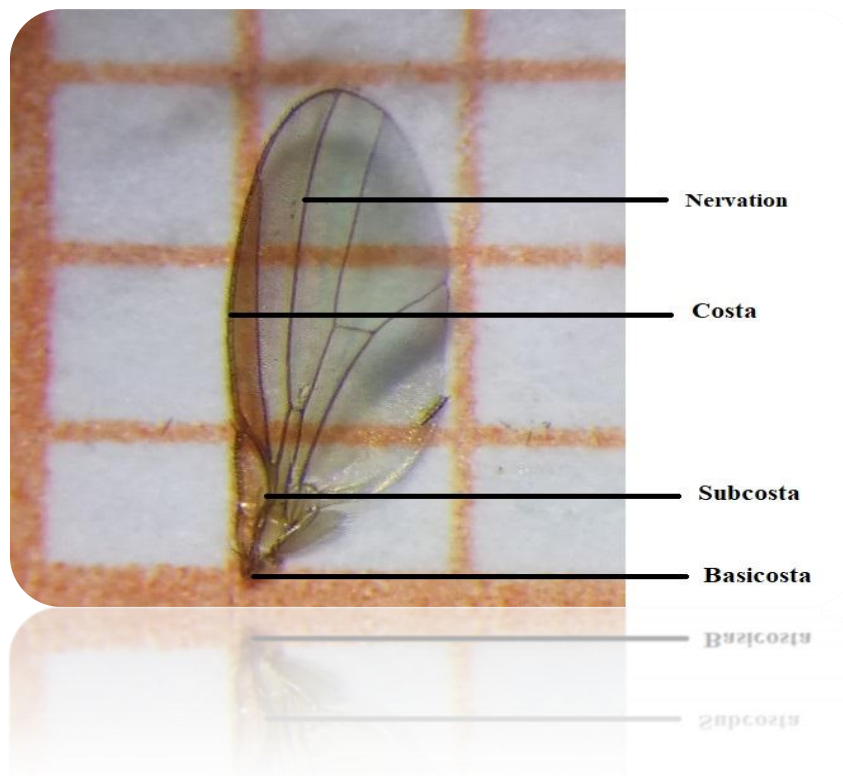


Photo 03 : Aile de *Drosophila melanogaster* Originale 2020

#### 4-1 Dimorphisme sexuelle :

Il existe un dimorphisme sexué, Pour différencier les mâles et les femelles, plusieurs caractères peuvent être considérés (Média, 2001). 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 mâles.

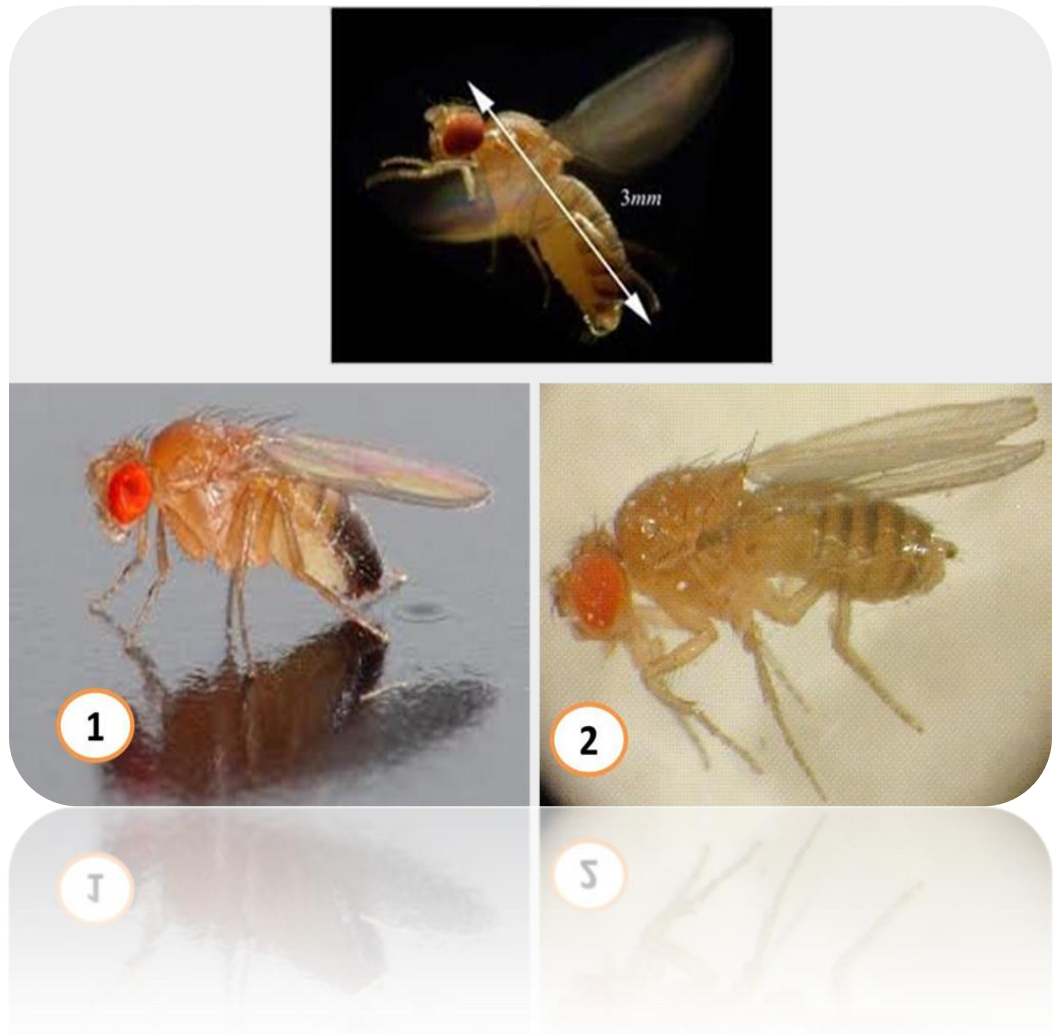


Figure 03 : *Drosophila melanogaster* adulte(1) mâle (2) femelle (Média, 2001)

L'abdomen de la femelle (Fig 4) est de forme pointue, avec des segments terminaux de couleur claire. L'abdomen du male est plus arrondi, avec des segments terminaux très foncés chez les mâles.



Figure 04 : Abdomen de drosophile (Média, 2001)

#### 4-1-1 Organes sexuels :

Lorsque la mouche est sur le dos (Fig5), on peut observer chez le mâle le pénis très coloré situé à l'extrémité de l'abdomen alors que la plaque vaginale située au même endroit chez la femelle n'est pas colorée.

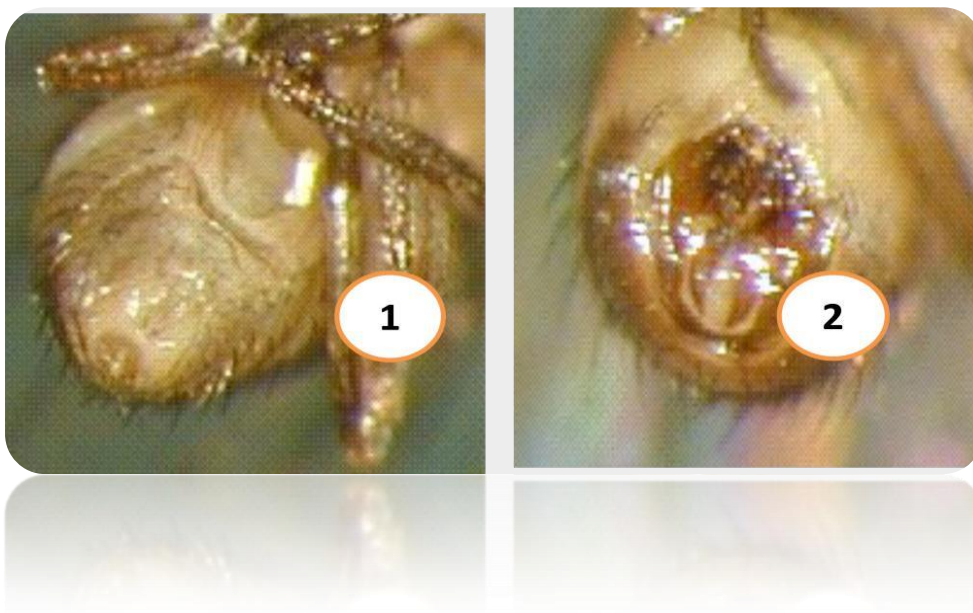
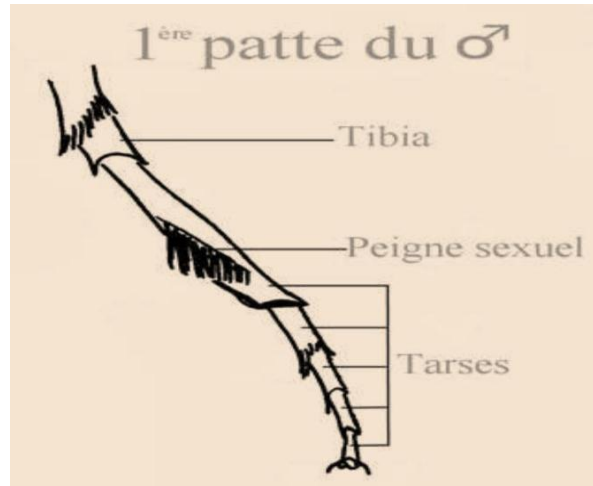


Figure 05 : Organes sexuels des drosophiles : pénis Mâle (1) et plaque vaginale Femelle (2) (Média, 2001).

### 4-1-2 Peignes sexuels :

C'est une petite touffe de soies noires (**Fig 6**), située au niveau du premier article du tarse de la patte antérieure et qui n'existe que chez les mâles.



**Figure 06 :** Peignes sexuels chez les drosophiles mâles (**Média, 2001**).

### 4-2 Cycle de développement de *Drosophila melanogaster* :

Le cycle de vie de la mouche drosophile 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.

#### 4-2-1 Embryogénèse : Comprend plusieurs stades à 25c (**Sévigny, 2018**).

Au stade 1-8 Le noyau de zygote divisent rapidement pour formé un syncytium (**Mohier, 1992**), puis il migre à la préfére de l'embryon (**Schaerlinger, 2004**) et se formé blastoderme syncitial Ce dernier transforme en blastoderme cellulaire (**Sévigny, 2018**). Et après début par des morphogénétiques (**Joly et Tannoudji, 1994**) qui sert a spécifié les 3 feuilles embryonnaires de l'animal ectoderme, mésoderme et l'endoderme Dit la gastrulation (**Saint-Dizier et al, 2014**).

Au stade 9-13 l'élongation de la bandelette germinal (**Bonneton, 2010**), et une division d'épiderme en 14 Segments (**Yohanns et Norbert, 1997**).

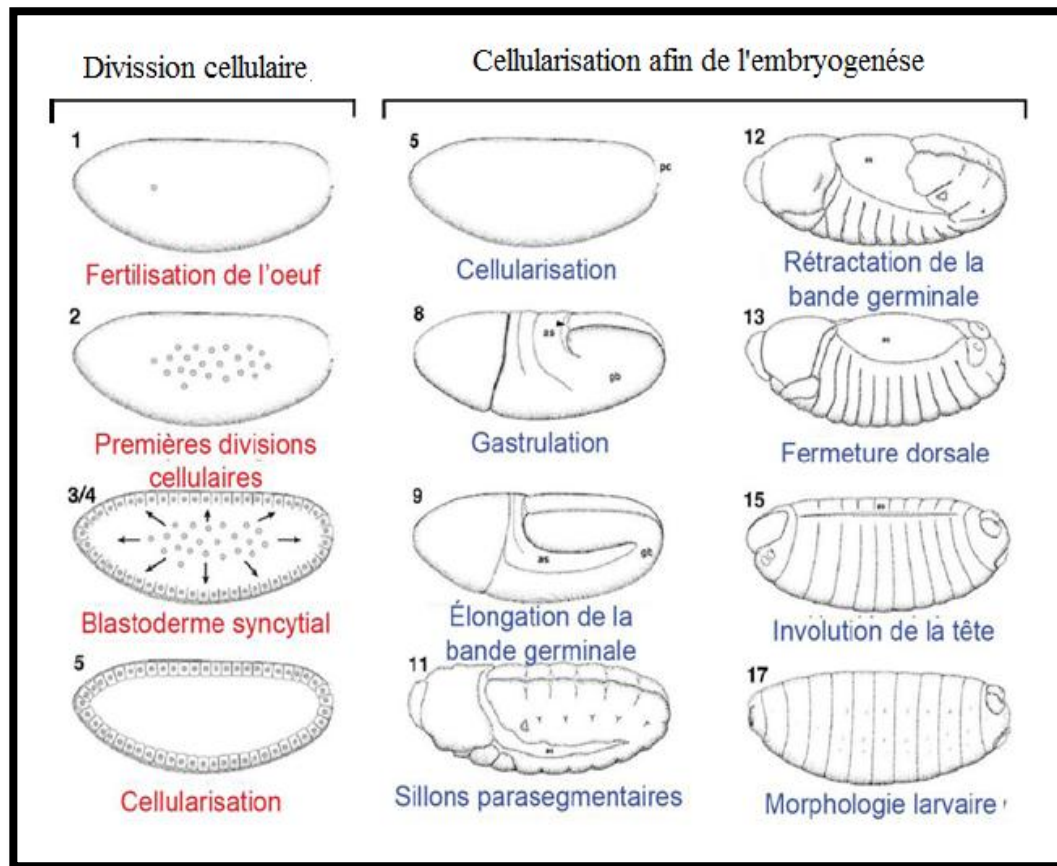


Figure 07 : Les stades de l'embryogenèse de *Drosophila melanogaster* (Sévigny, 2018)

**4-2-2 Stade larvaire** : une trentaine d'heures après la ponte, les oeufs donnent naissance à une larve blanchâtre appelée aussi « asticot ». Celle-ci se nourrit alors de la pulpe du fruit en creusant des galeries. Le stade larvaire dure 4 jours environ et comprend 3 stades: L1 (24h) L2 (24h) et L3 (48h). A la fin de ce dernier stade, l'empupement débute; en effet, les larves cessent de s'alimenter et sortent du milieu nutritif. L'animal voit sa taille se réduire par le jeu de la contraction des muscles longitudinaux et de la cuticule elle-même conduisant à un raccourcissement de la plupart des segments prothoraciques et à l'invagination de la tête (Fraenkel & Bhaskaran, 1973).

Dans le même temps, le diamètre de l'animal augmente. Parallèlement à cela, l'animal secrète la glue (sorte de colle) synthétisée par les glandes salivaires qui va lui permettre de se fixer solidement au milieu. La cuticule de l'animal se durcit pour former le puparium en forme de tonneau à la surface lisse qui va passer d'une couleur blanche à une coloration brunâtre (Zdarek & Fraenkel, 1972).

La drosophile se trouve alors dans le stade pré-pupal et va subir de très importantes modifications morphologiques.

**4-2-3 Stade pupal:** Le stade pupal ou stade puce phanérocéphalique débute environ 12 heures après l'empupement et après éversion de la tête (le sac imaginal de la tête est éverté tandis que les pièces buccales de la larve sont expulsées). A ce moment, les pattes mais aussi les ailes vont terminer leur complète extension. La période pupale dure 3 jours et demi environ et à son terme, toutes les structures larvaires sont détruites et les structures adultes élaborées (Quinn *et al*, 2012).

**4-2-4 Stade adulte :** l'adulte apparait avec un corps non encore pigmenté mais au bout de 6 à 8 heures la pigmentation est achevée et les ailes sont gonflées. Les adultes sont alors sexuellement matures. Les femelles sont fécondables et s'accouplent environ 12 heures après l'émergence (Bouharmont *et al*, 2007). Elles stockent le sperme des mâles auxquels elles se sont accouplées pour pouvoir l'utiliser ultérieurement et commencent à pondre dès 24 heures après l'émergence (Tavernier & Lizeaux, 2002).

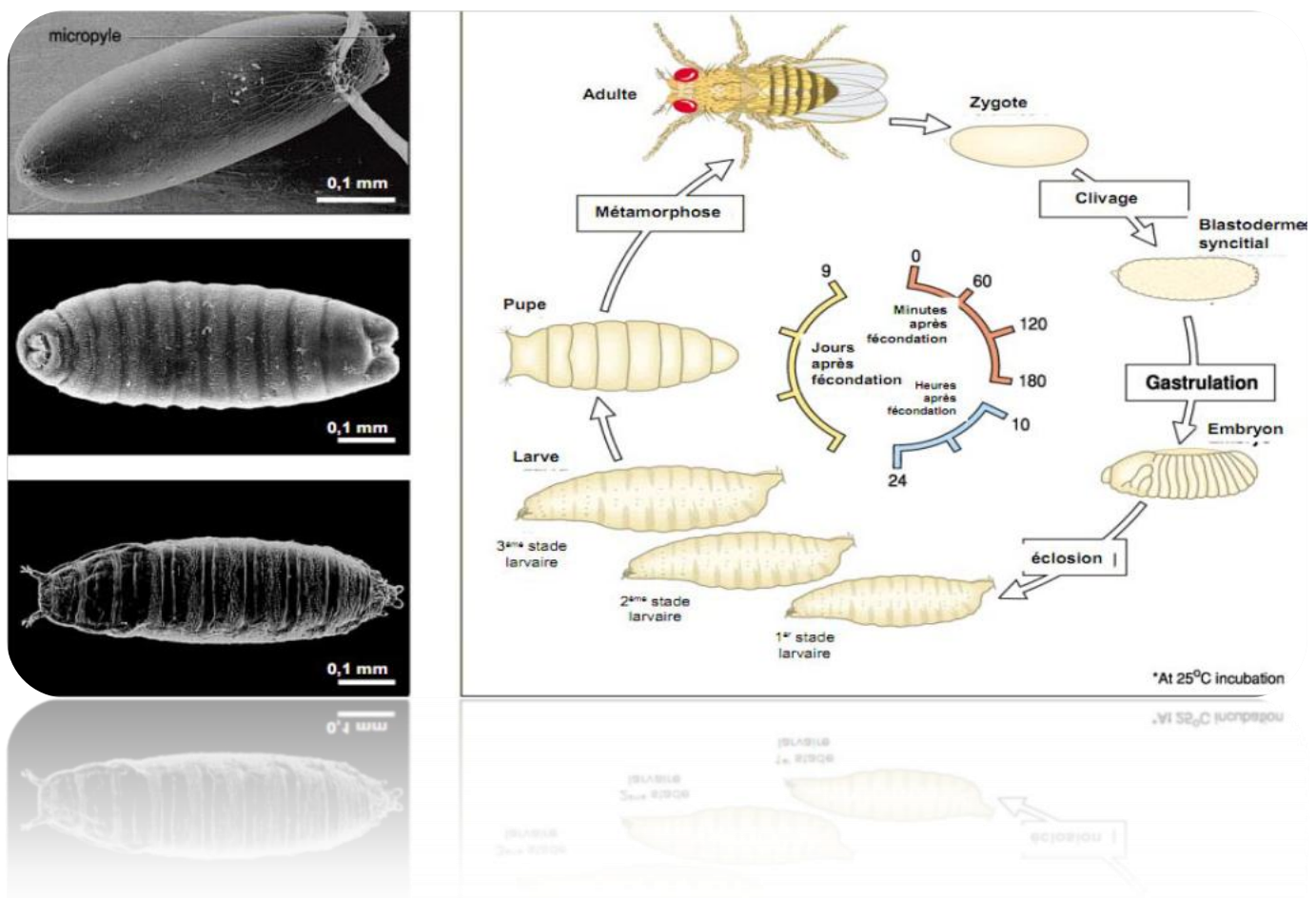


Figure 08 : Cycle de développement de *D.melanogaster* (Wolpert, 2001)

## 5- Système chimio sensoriel chez *Drosophila melanogaster* :

### 5-1- L'olfaction :

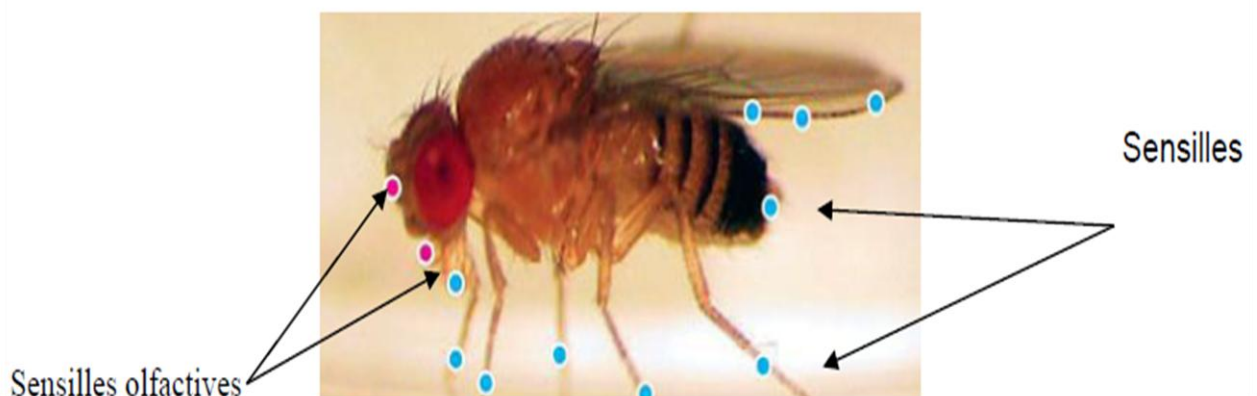
Chez la drosophile, quelques molécules comme le sucre, le sel, les substances amères et les acides aminés ont fait l'objet d'études permettant de mieux comprendre leur perception et les différentes voies métaboliques impliquées (Van Naters et Carlson, 2006, Vosshall et Stocker, 2007). Bien que plus complexe, le système olfactif des adultes est relativement similaire à celui des larves et implique un plus grand nombre de cellules. Les adultes possèdent des organes olfactifs localisés sur la tête, comme les vertébrés, représentés par les palpes maxillaires et le troisième segment antennaire (Fig 09). Ils abritent les ORNs qui sont contenus dans des sensilles olfactives dont le rôle est de les protéger.

Il existe selon (Shanbhag et al, 1999), 3 types de sensilles olfactives classées selon leur taille, leur morphologie, et le type de molécule odorante détectée par leurs neurones en sensilles basiconiques (grandes et petites), sensilles coeloconiques et les sensilles trichoïdes. Ces trois types de sensilles sont trouvés au niveau du funiculus.

Les sensilles basiconiques du funiculus et des palpes maxillaires jouent un rôle dans la détection des odeurs de nourriture (Goldman, 2005 ; Hallem et Carlson, 2006). Celles du funiculus sont aussi impliqués dans la détection du CO<sub>2</sub> (Suh, 2004 ; Jones, 2007).

Les phéromones pourraient être détectées par les sensilles trichoïdes. Les sensilles coeloconiques seraient responsables de la détection de l'odeur de nourriture, de la vapeur d'eau, de l'ammonium et de la putrescine (Yao, 2005).

Le nombre et la distribution des sensilles sur les antennes et les palpes maxillaires des mâles et des femelles révèlent leur possible implication dans la réception des phéromones (Stocker, 1994).



**Figure 09** : Répartition des sensilles olfactives (en rose) et des sensilles gustatives (en bleu) sur le corps de *Drosophila melanogaster* (Vosshall et Stocker, 2007).

### 5-2- La gustation :

Le système gustatif des drosophiles adultes est organisé différemment de celui des mammifères.

En effet, les drosophiles possèdent de multiples organes impliqués dans la gustation. Ceci peut-être expliqué par le fait que les insectes vivent sur leur nourriture. De plus les femelles possèdent des sensilles gustatives sur l'ovipositeur. Cette adaptation pourrait s'expliquer par le choix d'un lieu de ponte adapté (**Stocker, 1994**). Les autres organes impliqués sont répartis sur toute la surface du corps de l'insecte. Il s'agit du proboscis (l'équivalent de la langue des mammifères), des pattes et de la bordure extérieure des ailes (**Fig 09**).

En ce qui concerne le proboscis, on peut distinguer 2 parties. En effet, il possède des sensilles sur la partie externe (sur le labellum), qui permettent aux drosophiles d'évaluer la qualité de la nourriture avant ingestion ; puis des sensilles gustatives internes, situées dans la cavité buccale qui comprend 3 organes sensoriels internes : l'organe sensoriel labral (LSO), et les organes sensoriels cibariaux ventraux et dorsaux (VCSO, DCSO). Ces organes permettraient à la mouche d'évaluer la qualité de la nourriture après ingestion, mais avant que celle-ci ne soit ingérée par le système digestif.

Le LSO comprend 9 sensilles, dont 3 gustatives. (**Gendre et al ,2004**). Les sensilles gustatives des organes externes sont classées selon leur taille et leur distribution. On distingue 3 types de sensilles : les courtes (S), les longues (L) et les intermédiaires (I).

Des études physiologiques ont révélé que les sensilles S et L contiennent chacune un GRN sensible au sucre (les cellules S), un GRN sensible à l'eau (les cellules W), un GRN activé par les faibles concentrations en sel (les cellules L1) et un GRN activé par les fortes concentrations salines (les cellules L2) (**Rodrigues et Siddiqi, 1981**). Les sensilles I possèdent un GRN sensible à la fois au sucre et aux faibles concentrations salines, et un GRN sensible aux fortes concentrations en sel (**Hiroi et al, 2004**).

Il existe, chez les adultes, d'autres sensilles réparties sur d'autres parties du corps de la mouche. Les pattes T1 des mâles sont recouvertes d'environ 50 sensilles gustatives alors que les pattes T1 de la femelle n'en possèdent qu'environ 37 (**Nayak et Singh, 1983**). Ce dimorphisme sexuel est causé par la présence de sensilles spécialisées chez le mâle, dont la fonction est de détecter les phéromones émises par les femelles (**Bray et Amrein, 2003**). Les autres paires de pattes possèdent également des sensilles gustatives, au nombre de 30 pour les T2 et 32 pour les T3. Aucun dimorphisme sexuel n'est à noter pour ces parties du corps.

La bordure des ailes possède 40 sensilles gustatives qui comprennent toutes 4 GRNs. Enfin, l'ovipositeur des femelles possède environ 10 sensilles qui ont une morphologie chimio sensorielle. Cependant peu d'études se sont intéressées à ses sensilles (**Stocker, 1994**).

# Chapitre 02:

## La lutte contre la drosophile

*Drosophila melanogaster*



## **Chapitre 02 : La lutte contre la *drosophila melanogaster***

Les méthodes de lutte contre ces espèces nuisibles sont basées, généralement, sur l'utilisation de molécules chimiques ou pesticides de synthèse (**Ouédraogo, 2005**). Il existe différentes méthodes de lutte contre les ravageurs. La lutte biologique qui consiste à détruire les insectes nuisibles par l'utilisation rationnelle de leurs ennemis naturels appartenant soit au règne animal soit au règne végétal, et la lutte chimique (**Strong et al, 2000**) qui utilise différents types d'insecticides possédant chacun des caractéristiques physiques et chimiques propres, car le taux de toxicité, la dégradation, la biotransformation ou l'accumulation varient d'un insecticide à un autre (**Strong et al., 2000**). Cependant, pour des raisons économiques et de facilité de mise en oeuvre, la lutte chimique reste la méthode la plus employée en dépit des dangers pour l'Homme et son environnement (**Cassier et al, 1997**).

### **1-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 aumoût, ou engendrent des piqûres acétiques. (**The Dow Chemical Company (1995-2015)**)

Les fruits attaqués sont reconnaissable 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 (**Chouibanietal, 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**).

### **2- Les différentes méthodes de lutte contre la drosophile :**

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**).

#### **2-1 Lutte physique :**

L'utilisation d'un filet insect-proof peut être une bonne solution pour empêcher cette mouche de rentrer dans les tunnels de culture. C'est dans l'optique de vérifier cette hypothèse que différents types de filets avec des maillages variables ont été testés. Un essai a été réalisé au Québec par l'Institut de Recherche et de Développement en Agronomie (IRDA) sur les tailles de maillage. Dans cet essai, les mailles allaient de 7\*3 mm à 0,27\*0,77 mm. Ils ont pu observer en laboratoire que la

taille de maillage optimal faisait moins d'1 mm<sup>2</sup> (soit de 0,27\*0,77 mm à 0,84\*1,17 mm) tandis que sur le terrain une maille de 1,37\*1,71 mm, à savoir 2,34 mm<sup>2</sup>, était encore efficace contre *D. suzukii* (Firlej, Vanoosthuyse, 2017).

Ces résultats ne sont cependant pas corroborés par les essais réalisés au cours du projet CASDAR (2013-2016) en France. En effet, ces derniers ont testé trois filets différents avec des maillages supérieurs à 1 mm<sup>2</sup> et d'autres inférieurs. Les résultats ont ici montré que pour une efficacité optimale, le maillage ne devait pas dépasser cette barre des 1 mm<sup>2</sup> (Weydert et al, 2016). L'utilisation du filet semble présenter une efficacité en protection des cultures contre *D.melanogaster*, cependant un certain nombre d'inconvénients peuvent jouer sur la volonté des producteurs à acheter et à positionner ces filets anti-insecte. Des effets sur le climat sous le tunnel ont notamment été relevés. Ces modifications peuvent avoir un impact sur l'arrivée et l'incidence d'autres ravageurs tels que les thrips. Un filet présente également un inconvénient sur la capacité des auxiliaires et des pollinisateurs à pénétrer dans la culture (Firlej, Vanoosthuyse, 2017 ; Weydert et al, 2016).

L'utilisation de ruches de pollinisation et des lâchers d'auxiliaires est alors inéluctable en culture sous filet. La méthode dite d'exclusion grâce au filet est une des alternative les plus efficaces aux produits chimiques, mais elle présente de nombreuses lacunes qui doivent être abordées avant de devenir une option viable pour les producteurs (Rossi-Stacconi et al, 2016 ; Polturat et al, 2018).



**Figure10** : Mise en place du filet des 2 côtés de la serre sur l'exploitation (Pham et al ,2015).

## **2-2 Lutte biologique :**

Il existe différentes méthodes de lutte contre les ravageurs. La lutte biologique qui consiste à détruire les insectes nuisibles par l'utilisation rationnelle de leurs ennemis naturels appartenant soit au règne animal soit au règne végétal, (**Strong et al, 2000**) En ce qui concerne les auxiliaires disponibles en lutte contre *D. melanogaster*, peu de parasitoïdes sont disponibles pour lutter efficacement. En effet, grâce à une charge hémocytaire particulièrement importante, *D. melanogaster* résiste aux infestations des 2 espèces de parasitoïdes larvaires Européens *Leptopilina boulandi* et *Leptopilina heterotoma*.



**Figure11** : *Trichorhiza drosophilae* parasitant une puppe de *Drosophila*  
(**Masson C, 2015**).

Le niveau plus élevé d'hémocytes constitutifs impliqués dans l'encapsulation des œufs de parasitoïdes permettent aux larves de *D. suzukii* de produire une réponse immunitaire et une résistance plus vigoureuses que *D. melanogaster* à leur parasite généraliste (**Kacsoh, Schlenke, 2012**). Cependant cette charge immunitaire ne lui permet pas de résister aux parasitoïdes des pupes puisque les drosophiles ne sont capables d'aucune réaction immunitaire à ce stade de développement (**Poyet, 2014**).

Des projets ont étudié l'efficacité du parasitoïde indigène de pupes *Trichopria drosophilae*. Ce parasitoïde est efficace contre de nombreuses espèces de mouches des fruits, et notamment contre *Drosophila melanogaster* (**Chen et al, 2018**).

Deux années d'essais sur fraise ont permis de montrer, en conditions expérimentales favorables à l'installation du ravageur et du parasitoïde, que *T. drosophilae* est capable de trouver les pupes de *D. melanogaster* dans la culture et de les parasiter (**Trottin et al, 2014**).

*T. drosophilae* commence le parasitisme quelques heures après son éclosion. Ce parasitisme rapide est contrebalancé par la durée limitée de l'action. Sa température optimale de parasitisme se situe entre 20°C et 30°C, ce qui correspond aux températures favorables au développement de *D. melanogaster*. Selon (**Driessen, Hemerik, 1992**), la limitation des œufs devrait amener le parasitoïde à être plus sélectif dans le choix de l'hôte. Des lâchers de ce parasitoïde ont été réalisés sous serres, fermées par un filet insect-proof et préalablement artificiellement infestée par *D. melanogaster*. Malgré un taux de parasitisme qui s'est révélé extrêmement prometteur avec un résultat de 0,6, les constats de cette étude ont montré une efficacité à réduire l'émergence de *D. melanogaster* sur une trop courte période.

Ce taux de parasitisme s'est donc révélé insuffisant pour contrôler *D. melanogaster* en conditions expérimentales de forte pression du ravageur (**Polturat et al, 2018**). De plus, l'intérêt de l'utilisation de ce parasitoïde est d'éviter la seconde génération, ce qui n'est pas utile si les fruits infestés sont déjà retirés de la culture par le producteur (**Trottin et al, 2014**). D'autres parasitoïdes de *D. suzukii* existent (*Leptopilina heterotoma*, *Asorbana japonica* ou encore *Asobara tabida*), mais la plupart n'ont pas encore donné de résultats satisfaisants en protection des cultures (**Firlej, Vanoosthuyse, 2017**). Une réduction de 34% de l'infestation des fruits a été observée dans les zones de végétation entourant les vergers après des lâchers du parasitoïde sur l'exploitation. L'éclosion de *D. melanogaster* était significativement plus faible dans la zone traitée par rapport à celle non traitée.

Les résultats suggèrent que la libération répétée de *T. drosophilae* en amont de la période de fort développement du ravageur, c'est-à-dire au printemps, peut réduire la sévérité des épidémies de ravageurs dans les vergers (**Rossi Stacconi et al, 2018**). Il existe également des prédateurs de *D. melanogaster* : *L. riparia* et *O. laevigatus*. Le premier se nourrit de larves et de pupes, alors que le

second se nourrit des œufs. Cependant, leur impact est de nos jours trop faible pour envisager un moyen de lutte efficace en plein champ, mais des études sont en cours (Poyet, 2014).

Une méthode de lâcher de mâles stériles est également à l'étude. Cette technique consiste à lâcher un grand nombre de mâles stériles dans la nature qui vont entrer en compétition avec les mâles sauvages pour s'accoupler avec les femelles, empêchant la reproduction et permettant une diminution des niveaux de population.

Cette technique de lutte a présenté de nombreux succès jusqu'ici, et c'est pour cette raison que son développement dans le cadre de la lutte contre *D. melanogaster* peut être intéressant et fait l'objet de plusieurs travaux de recherches (Firlej, Vanoosthuysse, 2017 ; Poyet, 2014).

### 2-3 Mesures prophylactiques :

Les mesures consistant à retirer les fruits infestés et tout élément pouvant favoriser l'impact de *D. melanogaster* dans la culture sont appelées mesures prophylactiques.

Ces dernières peuvent s'avérer extrêmement importantes en lutte contre cette mouche car elles permettent de limiter une trop forte pullulation dans la culture. S'ils sont correctement appliqués, les contrôles culturels tels que l'assainissement du sol, l'élimination des fruits trop mûrs, la présence d'un couvert végétal, l'utilisation de cultivars à maturation précoce, une taille correcte et un intervalle de récolte réduit ont le potentiel de réduire l'impact des ravageurs sur les cultures (Polturat et al., 2018 ; Rossi Stacconi et al., 2017 ; Trottin et al., 2014).

#### 2-3-1 Lutte culturale :

Les risques de dommages culturels augmentent avec l'accroissement des populations. Certaines méthodes de lutte culturale peuvent aider à réduire les populations de *D. melanogaster* en éliminant certains des sites où l'insecte se développe et se reproduit.

Les méthodes décrites ci-après peuvent être intégrées à une stratégie de lutte contre ce ravageur.

##### 2-3-1-1 Repérer les plantes hôtes intermédiaires à proximité de la culture :

De nombreuses plantes hôtes sauvages accueillent la *D. melanogaster*, probablement pendant une ou plusieurs générations. On ne comprend pas encore entièrement le rôle de ces hôtes indigènes. On croit cependant que certaines de ces plantes hôtes abritent les premières générations de Drosophile qui migrent ensuite vers des cultures fruitières vulnérables. Par contre, les plantes hôtes sauvages offrent souvent aussi un habitat pour les insectes utiles qui aident à lutter contre les ravageurs des cultures, dont la Drosophile.

Les producteurs devraient vérifier la présence des plantes hôtes sauvages environnantes, comme les ronces, le nerprun, le merisier, le cornouiller, le sureau et la phytolaque, lesquelles favorisent la prolifération des populations de *Drosophile*. Les cultures adjacentes aux plantes hôtes sauvages sont celles qui sont le plus à risque pour les dommages précoces.

Bien entretenir les bordures des champs et les garder exemptes de plantes hôtes sauvages, surtout de ronces. S'il n'est pas possible d'éliminer les plantes sauvages, tenter de les tailler sous la zone fructifère.

Ne pas appliquer d'insecticides dans les zones non cultivées.

### 2-3-1-2 Planification du moment de la cueillette :

- ✓ Il est très important de cueillir les fruits au bon moment pour lutter contre la *Drosophile*. Raccourcir si possible l'intervalle entre les cueillettes.
- ✓ Récolter ainsi les framboises et les mûres tous les deux jours.
- ✓ Ramasser souvent et proprement les fruits, avant qu'ils soient trop mûrs. Les jeunes fruits des framboisiers d'automne devraient être cueillis, même si les quantités récoltables sont faibles.

### 2-3-1-3 Assainissement :

- ✓ Informer les travailleurs de retirer les fruits non vendables du champ durant la cueillette (**fig12-13**).
- ✓ Enfouir ces fruits à plus de 30 cm de profondeur à la fin de chaque journée, ou les solariser en les recouvrant d'une bâche de plastique scellée aux extrémités. Le compostage des fruits non vendables (les fruits déclassés) ne constitue pas un moyen fiable de détruire les œufs et les larves de *D.melanogaster* dans les fruits, car les larves peuvent compléter leur développement dans les fruits non vendables.
- ✓ Ne pas laisser les fruits déclassés exposés à l'air pendant plus d'une journée (**Fig14**).



**Figure 12 :** Chariot utilisé pour la récolte, doté d'un petit panier pour recueillir les fruits non vendables.



**Figure 13 :** Retirer les fruits non vendables du champ



**Figure 14 :** Ne pas laisser les fruits déclassés exposés pendant plus d'une journée (DDEP, 2008)

- ✓ Tailler les plants, poser un treillis ou entretenir la végétation de manière à améliorer l'efficacité de la récolte et le recouvrement des traitements antiparasitaires.
- ✓ En milieux secs, ou sur sol nu, il peut être utile de broyer ou d'écraser les fruits tombés pour réduire le nombre de larves, lesquelles sont sensibles au dessèchement.
- ✓ Garder le matériel et les aires utilisés pour la transformation exempts de vieux fruits.
- ✓ Les plantes hôtes en terrains résidentiels ainsi que les bacs à compost représentent des sources potentielles de *Drosophile*.
- ✓ Le déplacement de fruits infestés peut entraîner l'introduction de la *Drosophile* dans de nouvelles régions. Lorsque des fruits frais en provenance d'autres fermes ou régions sont introduits à la ferme, enfouir ou éliminer soigneusement les rebuts.

Un entretien régulier et maîtrisé de la culture créera un milieu moins favorable à *D. melanogaster*. La préférence de cette dernière pour les températures douces et une hygrométrie forte diminuera son impact si l'irrigation est parfaitement maîtrisée et si aucun point d'eau n'est présent à proximité des cultures. La bonne aération des tunnels permettra là aussi d'éviter l'augmentation du taux d'humidité à des niveaux trop élevés favorable au développement de cet insecte (**Weydert et al., 2016**).

La fréquence de récolte joue aussi un rôle dans la lutte contre *D. melanogaster*. En effet, une fréquence élevée va permettre de sortir de la culture tout fruit infesté et ainsi éviter un développement rapide de la mouche. La gestion des déchets devient alors un point important dans la conduite de la culture. Afin de ne pas devenir des réservoirs à *drosophile* une fois les larves émergées, ces déchets doivent être placés dans des contenants hermétiques tels que des bidons ou des sacs fermés.

Cette mesure va ainsi permettre d'asphyxier les *drosophiles* et de tuer les œufs, les larves ainsi que les adultes. Placer ce contenant au soleil (solarisation) ou dans un endroit chaud va induire une rapide élévation de la température à l'intérieur, ce qui sera d'autant plus néfaste pour les mouches (**Fig**). Après une semaine, les déchets pourront être vidés dans des poubelles ou déposés dans la culture sans risque (**Weydert et al., 2016 ; Firlej, Vanoosthuysse, 2017 ; Polturat et al., 2018**).

La gestion des déchets peut également être couplée avec le principe de l'augmentorium, qui consiste à déposer les déchets au sein d'un récipient recouvert par un filet anti-insecte. Ce filet dispose d'une maille permettant uniquement aux parasitoïdes de passer et ainsi d'avoir accès aux larves émergentes pour y pondre leurs œufs (**Trottin et al., 2014 ; Weydert et al., 2016**).

Cette solution consiste donc en une association des méthodes prophylactiques et de lâchers de parasitoïdes.



**Figure 15** : représente les Sacs de déchets récoltés sur l'exploitation (DDEP, 2008).

### 2-4 Autres moyens de lutte : huiles essentielles et plantes de services :

Les plantes répulsives sont des plantes perturbant l'installation des ravageurs dans les cultures à travers la production et l'émission de composés organiques volatils (COV). De nombreux ravageurs réagissent en effet aux odeurs émises par certaines plantes et utilisent cette information chimique pour localiser et sélectionner leurs plantes-hôtes. L'utilisation de différentes huiles essentielles présente un certain intérêt en répulsion de *D. melanogaster*. Des études ont déjà montré l'inefficacité de la citronnelle en tant que répulsif contre *D. melanogaster* (Pham, Ray, 2015).

A travers certains travaux de recherches, l'huile de menthe poivrée semble avoir un potentiel intérêt pour la lutte contre cette mouche. Des résultats ont montré qu'elle était particulièrement efficace : en laboratoire, elle empêche presque toutes les mouches d'entrer en contact avec les mèches traitées et reste répulsive pendant 6 jours après l'application. L'huile de menthe poivrée semble être la meilleure candidate à des essais sur le terrain pour déterminer l'efficacité et la faisabilité de l'utilisation des huiles essentielles dans des stratégies de gestion push-pull contre *D. melanogaster* (Renkema et al., 2016).

### 2-5 La lutte chimique :

La lutte chimique qui utilise différents types d'insecticides possédant chacun des caractéristiques physiques et chimiques propres, car le taux de toxicité, la dégradation, la biotransformation ou l'accumulation varient d'un insecticide à un autre (Strong et al., 2000).

Les insecticides se classent en fonction de leur structure chimique ou de leur origine, en insecticides minéraux ou organiques, insecticides naturels ou de synthèse. Quatre groupes principaux sont distingués: les insecticides non organiques, insecticides organiques d'origine végétale ou de synthèse et les régulateurs de croissance.

L'acide borique, insecticide non organique très efficace, agit par ingestion ; son utilisation pour la lutte chimique contre les ravageurs a fait l'objet de divers travaux surtout sur le plan toxicologique (**Fort et al., 2001 ; Morakchi et al., 2005 ; Habes et al., 2006**).

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 Régulator (IGRs) qui perturbent le développement et la reproduction des insectes (**Dhadialla et al., 2005**).

Le développement des nouvelles techniques a permis également l'apparition de nouveaux pesticides à partir de produits naturels ou biopesticides qui sont de plus en plus mis à l'avant pour une lutte propre et efficace. Ces molécules possèdent des actions insecticides, fongicides ou herbicides, provenant des composés végétaux ou animaux pouvant être utilisés dans la lutte contre les insectes nuisibles. Parmi les biopesticides ou produits dérivés de sources naturelles, se trouvent les néonicotinoïdes, l'azadirachtine ou encore le Spinosad (**Copping et Menn, 2000**). Cette molécule produite par la fermentation d'une bactérie Actinomycète, *Saccharopolyspora spinosa* (**Mertz et Yao, 1990**).

Pour ce qui est de la lutte chimique, trois molécules sont actuellement autorisées contre les mouches : la lambda cyhalothrine (Karaté), la deltaméthrine (Decis) et le spinosad (Success 4) ( Le Spinosad découvert dans la nature, est issu de la fermentation d'une bactérie, *Saccharopolyspora spinosa* ). Ces produits, strictement adulticides, nécessitent un délai avant récolte (DAR) de 7 à 14 jours, ce qui est relativement long par rapport au cycle biologique de l'insecte. Deux autres molécules sont efficaces contre *D.melanogaster* mais ne sont actuellement pas autorisées en vigne : le diméthoate et le phosmet.

Ces insecticides maîtrisent les mouches adultes de la Drosophile, lesquelles meurent lorsqu'elles reçoivent directement le jet de pulvérisation ou lorsqu'elles sont exposées à des résidus d'insecticide sur les fruits ou les feuilles traitées. Les drosophiles femelles pondent leurs œufs sous la surface des fruits. Les insecticides actuellement offerts sur le marché ne sont pas efficaces contre les œufs ni les larves.

A photograph of a laboratory flask containing a mixture of small, light-colored particles and a dark, viscous liquid. The flask is tilted, and the mixture is being poured into a petri dish next to it. The background is a laboratory setting with a white bench and a blue wall.

# **Chapitre 03:**

## **La methodologies de travail**

## **Chapitre 03 : Méthodologie de travail**

### **III-I- Méthodologie :**

#### **1-Méthode d'élevage de la Drosophile :**

La drosophile est à l'heure actuelle l'organisme complexe le plus étudié. Ceci est en partie lié au fait que cette mouche a longtemps été le seul organisme transformable au laboratoire, mais aussi aux facilités d'élevage liées à son cycle biologique. Pour la bonne conduite de notre élevage de drosophiles et dans les conditions semi contrôlées de laboratoire, Nous avons établi le protocole expérimental suivant :

#### **1-1 Constitution des stocks :**

La première étape essentielle pour entreprendre un élevage de drosophiles est la constitution de stocks. Pour l'élevage de masse initiale, des fruits mûrs (principalement des pommes) ont été coupés en petits morceaux et mis dans des boîtes en plastiques pour accélérer la fermentation (Fig. 9). Dès que les fruits se décomposent, on remarque de petits asticots qui se déplacent sur le milieu, ils représentent des larves du premier stade. Ces derniers sont aussitôt déplacés sur d'autres milieux préparés au laboratoire (**Bensafi, H .2009**)

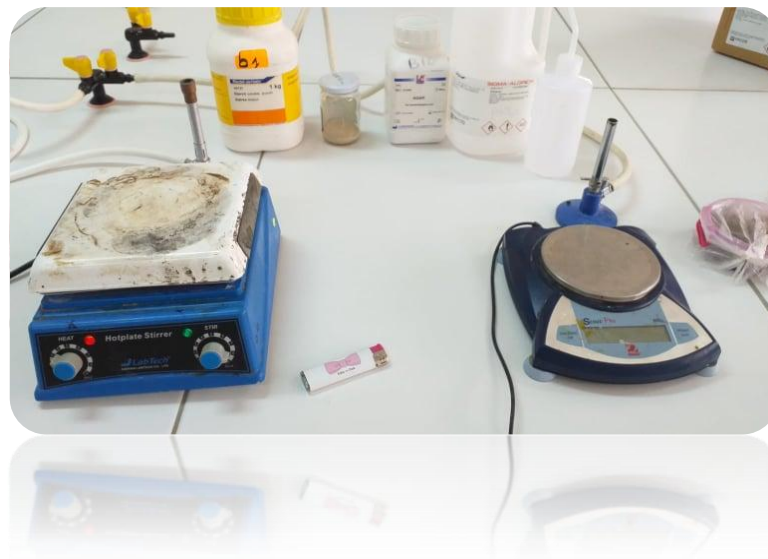


**Photo 04 : Elevage de masse à partir de fruits mûrs (Originale 2020)**

Les souches stocks de *Drosophila melanogaster* sont élevées et maintenues dans des conditions de laboratoire (Température: 25°C et une photopériode de 12 h de lumière et 12 h d'obscurité et 65±5% d'humidité relative. Les drosophiles sont élevées dans des flacons en plastiques de 0,5l (bouteilles d'eau minérale coupées),

Le milieu d'élevage assure la nutrition des insectes et constitue un support sur lequel sont pondus les œufs et où se développent les larves. Il existe plusieurs formes de substrats dont la composition est liée au type d'expériences qui seront conduites. On a utilisé deux types de milieux, le premier est naturel et le second est artificiel (**Bensafi, H .2009**).

Sur un milieu nutritif préparé de la façon suivante : 18 g d'agar, 200 g de farine de maïs, 200 g de levure de bière sont mélangés dans un 2,4 litre d'eau distillée, préalablement portée à ébullition. Le mélange est homogénéisé avec un mixeur. Ensuite, 1g de Nipagine, est dilué dans 5ml d'alcool et incorporé dans le mélange et l'ensemble est cuit pendant 20 min (**Terhzaz, 2003**).



**Photo 05 : Milieu nutritif artificielle de la drosophile (Originale 2020)**

Afin d'éviter l'engluement, il doit être solide, sans cependant être trop compact pour permettre la ponte, le développement et l'alimentation des larves et des adultes. Le milieu étant prêt, le répartir dans des bouteilles en plastiques, Laisser bien refroidir (3 heures). Introduire un morceau de papier rugueux de type papier filtre froissé. Ce papier servira de support aux larves et aux mouches.

En fin répartir les mouches dans ces bouteilles et fermer avec un couvercle en papier ménage maintenu par un élastique (**Fig A.B.C**)



**A : Répartition du milieu nutritif**

**B : Répartition des drosophiles**



**C : Pullulation et multiplication de *Drosophila melanogaster* originale 2020**

**Photo 06 (A, B, C, D) : Etapes d'élevage de *Drosophila melanogaster* sur milieu nutritif**

**Originale 2020**

## 2- Méthodes d'extraction :

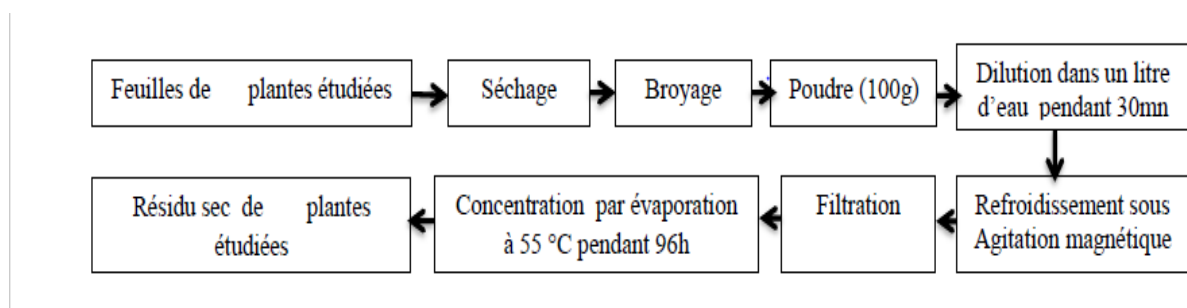
### 2-1 Séchage des plantes et préparation des poudres :

La matière végétale utilisée les feuilles (suite à leur disponibilité) des plantes locales par exemple *N.oleander* et *O.europa* L L est préalablement lavée à l'eau distillée puis séchée dans une étuve portée à 40 °C pendant 48h à 92h. Elle est ensuite broyée à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à sa réduction en poudre (Aouinty *et al*, 2006).

La poudre de chaque plante a été conservée dans des bocaux en verre à l'abri de la lumière jusqu'à son utilisation. La poudre a été soit extraite par de l'eau distillée soit utilisée directement dans les tests biologiques.

### 2-2 Extraction :

Une quantité de 100 g de poudre de chaque plante est diluée dans un litre d'eau distillée préalablement portée à ébullition, puis laissée refroidir sous agitation magnétique pendant 30 minutes. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier Whatman (3 MM). Le filtrat récupéré représente une solution stock initiale à 100 g par l, soit 10 % (Aouinty *et al.*, 2006)



**Figure 16 :** Protocole d'extraction et de purification de l'extrait issu de chaque plante étudiée (Aouinty *et al.*, 2006)



A : bocaux en verre (poudres)



B : préparation de l'extrait aqueux



C : Agitation à 30mn



D : filtration de l'extrait aqueux



E : l'Extrait aqueux



F : concentration de l'extrait aqueux



G : Résidu sec

Figure 17 (A, B, C, D, E, F, G) : Etapes d'extraction et de purification de l'extrait issu de plante étudiée (Laouria S, 2014)

### **2-3 Estimation des quantités du résidu sec :**

Dans le but de donner une signification plus logique aux quantités de matières végétales solubles dans les extraits aqueux, ces derniers ont été concentrés par évaporation dans une étuve portée à 40°C pendant 48 h, jusqu'à l'obtention d'un résidu sec dont la quantité est exprimée en mg (Aouinty *et al.*, 2006) .

Le résidu sec obtenu est conservé dans des boites de pétri dans le réfrigérateur pour une utilisation ultérieure.

La quantité du résidu sec est la différence de poids de bécher contenant l'extrait et celui du bécher vide est calculée selon par la formule suivante :

$$Q_R = P_P - P_V$$

$Q_R$  = Quantité du résidu sec en mg

$P_P$  = Poids de bécher plein résidu

$P_V$  = Poids de bécher vide

### **3- Tests biologiques**

#### **3-1 Tests préliminaires et mise en évidence de l'effet toxique des plantes**

##### Préparation des doses

- a. Soumettre des individus de *Drosophila melanogaster* à un jeûne pendant 20 heures;
- b. Mettre 100 g de nourriture dans un flacon en plastique et une dose de 20 g de poudre de chaque plante
- c. Dans chaque flacon avec son contenu (poudre + nourriture), mettre soigneusement 20 individus de *Drosophila melanogaster* qui étaient déjà à jeûne en recouvrant chaque flacon avec du papier essuie tout ;
- d. Après l'écoulement de temps espacé respectivement de (30mn; 1h; 4h ,12h, 24h, 36h et 48h), nous comptons le nombre de morts qui est estimé à presque 90% de mortalité à la dose utilisé et au temps arrêté pour notre cas à 48 heures (**Fig.**).

Ainsi donc, les doses et les temps choisis, suivent une progression géométrique allant respectivement de:

- Des doses de: 12g -14g -16g - 18g et 20g.
- Des temps de : 4h- 12h-24h-36h et 48heures

Ces doses sont choisies après plusieurs tests de toxicité sur la drosophile en augmentant à chaque fois la dose jusqu'à l'obtention la dose toxique qui est 20g.



**A : Drosophiles mises à jeûne pendant**



**B : pesés du milieu nutritif et de la 20heures poudre**



**C : préparation du mélange  
(milieu nutritif + la poudre testée)**



**D : Drosophiles exposées au mélange  
(milieu nutritif + la poudre)**

**Figure 18 (A, B, C, D) : Etapes de préparation des doses (Laouria S, 2014).**

□ **Tests de toxicité :**

Les poudres obtenues à partir des feuilles de chaque plante ( *N.oleander* L, et *Oeuropea* L) ont été mélangées dans des bouteilles en plastique, selon des doses de 12, 14, 16,18 et 20 g de poudre à 100 g de milieu nutritif par dose. Le témoin contient 100 g de milieu nutritif seulement.

Un lot de vingt (20) drosophiles, soit un total de 480 individus, à jeun depuis 20 h (maintenues à 25°C dans des tubes ne contenant que du coton imbibé d'eau distillée), ont été introduites minutieusement dans chaque bouteille pour chacune des cinq doses à tester, sachant que quatre répétitions ont été effectuées pour chaque concentration ainsi que pour le témoin. Les comptages des insectes morts sont effectués après Quatre (4) heures, Douze (12) heures, Vingt-quatre (24) heures, Trente-six (36) heures et quarante huit heures (48) de contact.

Les résultats donnés représentent la moyenne de quatre (4) répétitions portant chacune 20 individus (Laouria S, 2014 )

### **3-2 Mise en évidence de l'effet des extraits aqueux sur le comportement alimentaire « PER » (Proboscis Extension Reflex)**

Afin de déterminer si les extraits aqueux des plantes médicinales mélangés à des solutions sucrées pouvaient être reconnus "gustativement" par, *Drosophila melanogaster* nous avons utilisé le "Proboscis Extension Reflex" (Fougeron, 2011).

#### **3-2-1 Préparation solution sucrée de 10% :**

Peser 10g de sucrose puis rajoute sur 100ml d'eau distillé et laissé sur agitateur Jusqu'à ce que le sucre se dissout la solution obtenir représente un stock initiale à 0,1g/ml ou 100g/l.



Figure 19 : Préparation de solution sucrée (Originale 2019)

### 3-2-2 Préparation de la solution mère

À partir des extraits initiaux obtenus (solution stock 100 g/l ou 10 %) de chaque plante (Aouinty *et al.*, 2006) . Nous avons procédé séparément à des dilutions de 250 mg de chaque extrait sec dans 50 ml d'eau distillée. Le mélange constitue donc le produit à tester (Diakite, 2008).

Pour cette expérience, trois différentes doses de chaque plante (1,4 ml, 0,9ml et 0,4 ml) ont été préparées et pour chacune des doses, on ajoute 0,1ml de saccharose concentré à 10% (Fig: A, B, C). A chaque concentration, le test est répété 20 fois, soit au total 120 mouches à tester.

### 3-2-3 Application de test :

Les drosophiles utilisées sont transférées 24h sur un milieu propre afin d'être sur qu'elles s'alimentent normalement avant l'expérience et de standardiser leur état physiologique.

- a) On fait ensuite jeuner drosophiles pendant 20 h à 22h , dans des elenmyes ne contenant que du coton imbibé d'eau distillée ; maintenus dans l'étuve à 25°C). (Moutaz, 2016)
- b) Après 20h les drosophiles sont endormir par l'utilisation de l'éthériseur.
- c) Le temps d'endormie les drosophiles, nous allons préparer une pate a base de farine + l'eau et disposé sur les lames pour fixées les mouches.
- d) Collées les mouches sur les dos sur les lames, en laissant libre les pattes et la tête.
- e) Alors les mouches sont placées à l'obscurité dans une boîte contenant de coton humidifiée maintenus à 25°C pendant 30 minutes.

Le test consiste à placer une substance  $x$  sur la patte antérieure (T1), très riche en récepteurs gustatifs. En cas de réponse positive à la substance testée, la mouche étendra son proboscis pour se nourrir. En revanche, si elle ne l'aime pas ou est indifférente à cette substance, le proboscis restera en position de repos (Pillet ; Thuillère, 2012).

Au début de chaque expérimentation, la mouche est placée sous la loupe grâce à une seringue avec une aiguille on teste successivement les trois (doses) de chaque extrait sur la patte. Les mouvements du proboscis sont observés au grossissement x 4 à l'aide d'un éclairage sous fibres optiques l'extension du proboscis (**Laouria, 2014**).

- Si la mouche rentre son proboscis lorsque l'extrait des plantes est présenté, on peut donc considérer que ce dernier est répulsif vis-à-vis de l'insecte.

#### **4- Analyse des données :**

1/ Le taux de mortalité est calculé en terme de moyenne des quatre répétitions portant chacune sur 20 individus. Pour notre cas le pourcentage de mortalité chez le témoin est inférieur à 5 %, donc nous calculons le taux de mortalité selon la formule suivante (**Diakite ,2008**).

$$\% m = \text{NMm} / (\text{NMtotal}) \times 100$$

$$\% m = \text{NMm} / (\text{NMtotal}) \times 100$$

% m = pourcentage de mortalité

N Mm = nombre de mouches mortes

NM total = nombre de mouches total

2/ L'analyse statistique des moyennes est réalisée à l'aide de l'analyse de la variance « ANOVA à deux facteurs ». Les moyennes de mortalité ont été traitées et comparées par le test de Bonferroni au seuil de  $P = 0,05$  (Minitab version 16. (X, 2003).D'après Dagnillie, (1970), l'analyse de la variance consiste à étudier la comparaison des moyennes à partir de la variabilité des échantillons. Elle permet suivant le niveau de la signification de déterminer l'influence des facteurs étudiés ou des interactions entre les facteurs. La probabilité inférieure à 0,01 donne un effet hautement significatif, à 0,05, un effet significatif et pour une probabilité supérieure à 0,05 on considère que l'effet n'est pas significatif.

3/Le temps létal 50 (TL50) correspond au temps nécessaire pour que périssent 50% des individus exposés à une dose ou à une concentration déterminée (**Ramade, 2007**).

Pour estimer le TL50 dans l'utilisation des poudres des feuilles des plantes, des diagrammes de survie paramétriques pour morts ont été construits. Les résultats obtenus ont fait l'objet d'une analyse probit (Minitab Version 16. (X, 2003).

### Résultat :

- La mouche du vinaigre *Drosophila melanogaster*, insecte diptère d'environ 3 mm de longueur, est un organisme de choix pour les études génétiques.
- On l'observe fréquemment sur les fruits très mûrs, quand ils entrent en phase de décomposition.
- L'élevage de la drosophile est très facile et on peut obtenir rapidement un grand nombre de descendants car le cycle de reproduction est court (environ 10 jours à 25°C).

Les croisements se réalisent aisément, à condition de prendre les précautions qui s'imposent pour en maîtriser les paramètres.

- On distingue sans difficulté les mâles et les femelles : les femelles ont un abdomen clair et allongé, les mâles ont un abdomen plus court, plus arrondi dont l'extrémité, sombre, porte la plaque génitale (un cercle noir). Ils ont aussi une touffe de poils supplémentaire, appelés peignes sexuels situés sur la première paire de pattes.
- Les femelles fécondées par les mâles pondent des œufs. A ces températures, choisies pour la conservation des souches, le cycle de développement dure de 3 à 4 semaines, ce qui permet d'espacer les repiquages d'entretien. Le cycle est beaucoup plus rapide à 25°C, température choisie lorsque l'on effectue des croisements pour avoir rapidement des résultats.
- 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, 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.

Conclusion

**Conclusion :**

Dans ce mémoire de master nous a permis de cerner les différents moyens de lutte contre le drosophile et la méthodologie d'élevage de cette petite ravageur .Dans la première partie, nous a permis de voir que la drosophile, l'organisme le plus étudié au laboratoire, possédant de multiples atouts qui ont contribué à son immense succès. En effet, la mouche du vinaigre a permis une grande et rapide acquisition de connaissances dans tous les domaines de la recherche

Dans la deuxième partie, il existe plusieurs moyens de lutte contre la drosophilie mais l'utilisation d'insecticides biologiques reste sans doute le meilleur moyen vers lequel tous les travaux convergent ces dernières années pour lutter contre ces espèces potentiellement dangereuses, car de part leurs efficacités prouvées et leurs pouvoirs intrinsèques, ils sont biodégradables et ne présentent aucune toxicité envers la faune environnante

Les solutions de lutte biologique sont encore à l'étude et pourraient être la solution tant attendue par les cultivateurs: l'utilisation d'auxiliaires semble être un potentiel candidat pour lutter contre ce ravageur et la lutte chimique reste la méthode la plus employée en dépit des dangers pour l'Homme et son environnement.

La biologie et l'écologie du ravageur sont désormais bien connues. La prophylaxie semble indispensable, puisque lorsque des déchets sont entreposés sans mesure de précaution ils constituent un réel réservoir à drosophiles. Il semble aujourd'hui très clair qu'un seul moyen de lutte n'est pas suffisant. La combinaison de plusieurs d'entre eux est nécessaire, par exemple mettre en place des mesures prophylactiques combinées au filet anti-insecte. L'une des clés de la lutte contre la drosophile est aussi la prévention des particuliers, qui pourrait se faire via la diffusion d'arrêtés préfectoraux obligeant les particuliers à mettre en place des mesures prophylactiques en cas de la présence du ravageur dans leur potager

Quoi qu'il en soit, il n'existe pas de solution miracle, et la clé, si les cultivateurs venaient à lutter contre *D. melanogaster*, sera certainement la combinaison de plusieurs de ces techniques associées à des mesures prophylactiques...

D'autre part, l'élevage de la *Drosophila melanogaster*, nous avons élaboré cette étude qui nous a permis tout d'abord d'identifier l'espèce de drosophile sauvage de Laghouat à travers une série de croisements, certifiant ainsi qu'il s'agit bien de l'espèce *Drosophila melanogaster*

En fin d'un point de vue pratique, il est très important de tester les extraits des plantes et les substances pures en plein champ afin d'évaluer leur efficacité dans le milieu naturel en interaction avec les facteurs biotiques et abiotiques et préparer leur exploitation en tant que bio pesticides.

Références

Bibliographie

## Références bibliographique :

**Anonyme ,2012 :** Une nouvelle drosophile (*Drosophila suzukii*) en vignoble bordelais .Union girondine des vins de Bordeaux .36p

**Anonyme, 2013 :** [http://fr.wikipedia.org/wiki/Drosophila\\_melanogaster](http://fr.wikipedia.org/wiki/Drosophila_melanogaster) du 12/07/2012

**Aouinty B, Oufara S, Mellouki F et Mahari S ,2006 :** Évaluation préliminaire de l'activité larvicide des extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis* L.) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata* (Vahl) Mast.) sur les larves de quatre moustiques culicidés : *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* P 67-71.

**Avondet J L, Blair R.D, Berg J and Mercedes A.E, 2003:** *Drosophila* (Diptera:Drosophilidae) Response to Change in Ecological Parameters Across an Urban Gradient *Environ. Entomol.* Vol32. N°2, P347-358.

**Baroffio C., Richoz P., Fischer S., Kuske S., Linder C. & Kehrli P., 2014.** Monitoring *Drosophila suzukii* in Switzerland in 2012. *Journal of Berry Research* 4 (1), 47–52.

**Baudry. M., 1998 :** Encyclopédie des sciences. Édition : 2, France. ISBN 2-253-13020- 6,1456 p.

**Bensafi H G., 2010 :** Etude ecophysiologique, systématique et lutte intégrée contre les drosophiles, vecteurs de la pourriture grise dans les cultures, université badji mokhtar .Annaba. P1-12

**Bensafi-Gheraibia H., Menail A H., et Soltani N, 2013 :** Activité d'un inhibiteur de la synthèse des lipides (spiromesifen) chez *drosophila melanogaster* : taux et peroxydation lipidiques et effet sur la descendance. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 2013, 138(1-4) : 189-199.

**Bonduriansky R., Mallet M A., Arbuthnott D., Pawlowsky-Glahn V., Egozcue J J., et Rundle H., 2015:** Differential effects of genetic vs. environmental quality in *Drosophila melanogaster* suggest multiple forms of condition dependence. *Ecology Letters*, 18. P317–326

**Bonneton F., 2010** -Quand *Tribolium* complémente la génétique de la drosophile. *médecine/sciences* N°3. Vol 26. P297-303

**Bouharmont J., Masso P L., et Van Hove C., 2007** -Biologie. Edition De Boeck. pp386

**Bourdet, 2014** *Comp. Biochem. Physiol. C. Pharmacol. Toxicol. Endocrinol.*, 114(2): 129-40.

**Boutaleb Joutei, .A.** (2010) -Synthèse des résultats de recherche sur l'utilisation de quelque biopesticides d'origine végétale sur les cultures d'importance économique au Maroc. Proceeding du septieme Congrès de l'association Marocaine de protection des plantes.Rabat, Maroc Proceedings su septième congréz de l'assocaition marocaine de protection des plantes. Rabat ,Maroc. Vol 2. p377-389 .

**Bray, S. et Amrein, H. (2003)** - A putative Drosophila pheromone receptor expressed in malespecific taste neurons is required for efficient courtship. *Neuron*, 39, 1019 1029.

**Cassier P., Lafont R., Descamps M., Porchet M. & Soyez D., 1997.** La reproduction des invertébrés: stratégies, modalités et régulation. *Edition Masson.*, 354 p.

chemosensory receptors together mediate carbon dioxide detection in Drosophila.

**Chen, Jiani, Zhou, Sicong, Wang, Ying, Shi, Min, Chen, Xuexin et Huang, Jianhua, 2018 :** Biocontrol characteristics of the fruit fly pupal parasitoid *Trichopria drosophilae* (Hymenoptera: Diapriidae) emerging from different hosts. In : *Scientific Reports*. décembre 2018. Vol. 8, n° 1, p. 13323. DOI 10.1038/s41598-018-31718-6.

**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

**Colombani. J, Biamchini. L; Layalle. S; Léopard. P, 2006.** Stéroïdes, insulin et croissance: Les mouches dopent. La recherché/stéroïds, insulin and groth: The files. Dope the research.Revue: M/S: medecine sciences, 22(3): 241-243.

**Copping L.G. & Menn J.J., 2000.** Biopesticides. A review of their action, applications and efficacy. *Pest. Manag. Sci*, 56: 651-676.

**DDEP, 2008.** Développement durable, Environnement et Parcs, Québec, Les organismes indésirables, comment les contrôler efficacement : Pollénie, Mouche domestique et Drosophile, p 3-4, Mars 2008 (7037-08-02)

**Dhadialla T. S., Retnakaran A. & Smaghe G., 2005.** Insect growth- and development-disturbing insecticides, *in*: L.I. Gilbert, K. Latrou, S.S. Gill (Ed), *Compreh. Mol. Insect S, Elsevier-Pergamon, Oxford, UK*, vol. 6, PP. 55-115.

**Diakite,B. 2008 :** La Susceptibilite Des Larves D'anopheles Gambiae S.L.

- DRIESSEN, Gerard et HEMERIK, Lia, 1992** : The time and egg budget of *Leptopilina clavipes*, a parasitoid of larval *Drosophila*. In : *Ecological Entomology*. 1992. Vol. 17, n° 1, p. 17-27
- FIRLEJ, A et VANOOSTHUYSE, F, 2017**. La Drosophile à ailes tachetées, un ravageur des petits fruits au Québec. In : avril 2017. p. 103.
- Fort D. G., Stover E. L., Bantle J. A., Dumont J. N. & Finch R., 2001**. Evaluation of a reproductive toxicology assay using *Xenopus laevis*: boric acid, cadmium and ethylene glycol monomethyl ether. *J. App. Toxicol.*, 21: 41-52.
- Fougeron A S., 2011** -Réponses comportementales et préférences envers les acides gras à longue chaîne chez *Drosophila melanogaster*. Université de Bourgogne. P 49.
- Foughali B M., et Mekerbi K., 2015** -Effet du spinosad sur la fécondité et la fertilité de la *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830). Université des Frères Mentouri Constantine. P 7.8.18.
- Fraenkel G. & Bhaskaran G. 1973** : Pupariation and Pupation in *Cyclorrhaphous Flies* (Diptera): Terminology and Interpretation. *Ann Entomol Soc Am* .66 (2): 418-422p.
- Gendre et al ,2004 Ghislain B-G., 2015** -Etude du rappel des Mémoires à Long Terme chez *Drosophila melanogaster*. Diss. Université Pierre et Marie Curie-Paris VI.
- Goldman, A. L., Van der Goes van Naters, W., Lessing, D., Warr, C. G. et Carlson, J. R. (2005)** - Coexpression of two functional odor receptors in one neuron. *Neuron*, 45, p661-665
- Habes D., Kilani-Morakchi S., Aribi N., Farine J.P. & Soltani N., 2006** : Boric acid toxicity of the German cockroach, *Blattella germanica*: Alterations in midgut structure, and acetylcholinesterase and glutathione S-transferase activity. *Pest. Biochem. Physiol.* 84 : 17-24.
- Hallem, E. A. et Carlson, J. R. 2006** : Coding of odors by a receptor repertoire. *Cell*, 125, 143-160.
- Heusser. S. & Dupuy. H. G., 2004**. Biologie animale : Les grands plans d'organisation. 2e édition, DUNOD, p 142.
- Hiroi, .M, Meunier, N., Marion-Poll , F. et Tanimura, T. (2004)** -Two antagonistic gustatory receptor neurons responding to sweet-salty and bitter taste in *Drosophila*. *Journal of Neurobiology*, 61, 333-342.
- Hoffmann, A. A., & Parsons, P. A. 1991** : Evolutionary genetics and environmental stress,(284 p.) Oxford University Press

**Howard L O., Marlatt C L., et Chittenden F H., 1896** -The principal household insects in the United States. Edition Washington: United States Department of Agriculture, Division of Entomology. Vol 33. P250.

**Jacquet V.F.Guéguen, R.Dutton, 2002.intéret** du spinosad en viticulture pour lutter contre les lépidoptères,les thrips et la drosophile.annales.6<sup>e</sup> CIRA,montpellier, 46.decembre 2002,8p

**Joly J S et Tannoudji M C., 1994** -L'unité de la gastrulation chez les vertébrés. médecine/sciences N°1. Vol 10. P 84-91.

**Joly. D., 2006.** La drosophile : Un insecte au service de la science

**Jones, .W. D., Cayirlioglu, P., Kadow, I. G. et Vosshall, L. B.( 2007)** -Two

**Kacsoh, Balint Z et Schlenke, Todd A, 2012 :** High Hemocyte Load Is Associated with Increased Resistance against Parasitoids in *Drosophila suzukii*, a Relative of *D. melanogaster*. In : [en ligne]. 2012. [Consulté le 21 mai 2020].

**Keller A., 2010 :** *Drosophila melanogaster* history as a human communal.Current Biology Vol 17 N°3. P77-81

**Laouria S., 2014** -Contribution à l'Etude de l'Effet Insecticide et comportemental des Extraits de Quelques Plantes Médicinales sur *Drosophila melanogaster* et Essai de Lutte. Ecole Nationale Supérieure Agronomique El-Harrach. P15-32-38.

**Légaré ,J-P. (2011)** -La drosophile à ailes tachetées à l'assaut de l'Amérique du Nord! .Bulletin de la Société d'entomologie du Québec. Antennae 2011, vol. 18, n°3 Quézel.,P.et Santas., 1963-Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales.Ed. C.N.R.S. Paris,1 et 2, p1770.

**Lemonnier A et Reguardati S, (2012)** - Identification des insectes utiles en entomologie légale. MPS – SL L'entomologie légale. P 4-5-6-7.61: p373-384.

**Masson C., 2015** Amélioration des connaissances sur le ravageur *Drosophila Suzuki* afin d'affiner les méthodes de lutte en verger de cerisiers. Université Agro campus Ouest. P6.

**Mc Kenzie, J. A. (1974).** The distribution of vineyard populations of *Drosophila melanogaster* during vintage and non-vintage periods. Oecologia, 15: 1-16.

**McEvay S F., Potts A., Rogers G and Walls SJ, 1988** -Akey to drosophilidae (insecter: Deptera) collected in area of human settlement in southern Africa. Vol 51. N°2. P171-182

- McGavin G., 2000** -Insectes Araignées et autres arthropodes terrestres, Larousse bordas, pp 146
- McKenzie, J. A., & Mc Kechnie, S. W. (1979)**. A comparative study of resource utilization in natural populations of *Drosophila melanogaster* and *D. simulans*. *Oecologia*, 40: 299-309.
- Mertz et Yao, 1990**).
- Mohier E., 1992** -Déterminisme de la polarité dorso-ventrale de l'embryon de drosophile. médecine/science. Vol 8. N°7. P654-663
- Morakchi S., Maiza A., Farine J. P., Aribi N. & Soltani N., 2005**. Effects of a neonicotinoid insecticide (acetamipride) on acetylcholinesterase activity and cuticular hydrocarbons profil in german cockroache. *Comm. Appl. Biol. Sci, University*, 70/4.
- Moutaz A.A., 2016** -Physiologie des récepteurs gustatifs chez la mouche de vinaigre (*Drosophila melanogaster*). Université Paris-Saclay. P8.Nature, 445, 86-90.
- Nayak, .S. V. et Singh, R. N. (1983)** -Sensilla on the tarsal segments and mouthparts of adult *Drosophila melanogaster* meigen (Diptera, drosophilidae). *International Journal of Insect Morphology & Embryology*, 12, 273-291.
- Ogoubi D., 1985** - Polymorphisme et rôle physiologique de l'amylase chez *Drosophila melanogaster* et espèces affines. Diss. Paris 7.
- Osten-Sacken, C R., (1878)** -Catalogue of the described Diptera of North America. Edition Smithsonian Misc. Coll. 2<sup>e</sup>ed. P 270–276.
- Ouedraogo S., 2011** -Dynamique spatio temporelle des mouches des fruits (diptera, tephritidae) en fonction des facteurs biotiques et abiotiques dans les vergers de manguiers de l'ouest du Burkina Faso." These de Doctorat, Paris Est (2011)
- Pham Christine Krause et Ray, Anandasankar, 2015**. Conservation of Olfactory Avoidance in *Drosophila* Species and Identification of Repellents for *Drosophila suzukii* | Scientific Reports. In [en ligne]. février 2015. [Consulté le 19 juin 2020].
- Pillet, .L.S, Thuillère,.L. (2012)** – Projet de stage ,gro Tech, INRA .
- Polturat, Blandine, Trottin, Yannic, Gallia, Valérie et Ginez , Anthony, 2018**. Projet *Drosophila suzukii*: connaissance du ravageur, caractérisation du risque et évaluation de méthodes de protection. In : Innovations Agronomiques. 2018. Vol. 63, p. 1-12.
- Powell, 1997 in anonyme 2012**

**Poyet, Mathilde, 2014.** L'opportunité de niche favorise l'invasion de *Drosophila melanogaster* en France. In : [en ligne]. 23 septembre 2014. [Consulté le 26 juin 2020].

**Quinn L., Lin J., Cranna N., Lee J E., Mitchell N., et Ross H., 2012** -Steroid Hormones in *Drosophila*: How Ecdysone Coordinates Developmental Signalling with Cell Growth and Division. Abduljabbar, H. (Ed). *Steroid – Basic Science*. Intech, Rijeka P 141-168

**Ramade F., 2003:**élément écologie fondamentale, 3<sup>ème</sup>édition DUNOD, Paris ,690p

**Ramade, .F 2007 :** Introduction à l'écotoxicologie: fondement et application. Ed. Tec et Doc, 618 p.

**Raven P H., Johnson G B., Mason K A., Losos J B et Singer S R., 2017** -Biologie. Edition De Boeck Supérieur. 4e ed. P 387-386- 1114-1120.

**Renekema, Justin M., WRIGHT, Derek, BUITENHUIS, Rose et HALLETT, Rebecca H., 2016 :** Plant essential oils and potassium metabisulfite as repellents for *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). In : Scientific Reports. 19 février 2016. Vol. 6, p. 21432. DOI 10.1038/srep21432

**Rodrigues .V et Siddiqi, O (1981) :** A gustatory mutant of drosophila defective in pyranose receptors. Molecular et General Genetics, 181, p406-408.

**Rossi Stacconi , Marco Valerio, GRASSI, Alberto, Ioriatti, Claudio et Anfora, Gianfranco, 2018 :** Augmentative releases of *Trichopria drosophilae* for the suppression of early season *Drosophila suzukii* populations. In : BioControl. 2018. Vol. 64, n° 1, p. 9-19. DOI 10.1007/s10526-018-09914-0.

**Rossi Stacconi , Marco Valerio, PANEL, Aurore, BASER, Nuray, Ioriatti , Claudio, Pantezzi, Tommaso et Anfora, Gianfranco, 2017.** Comparative life history traits of indigenous Italian parasitoids of *Drosophila suzukii* and their effectiveness at different temperatures. In : Biological Control. septembre 2017. Vol. 112, p. 20-27. DOI 10.1016/j.biocontrol.2017.06.003

**Rossi Stacconi , Marco Valerio, Kaur, Rupinder, Mazzoni,Valerio, Ometto, Lino, GRASSI, Alberto, Gottardello, Angela, ROTA-STABELLI, Omar et ANFORA, Gianfranco, 2016 :** Multiple lines of evidence for reproductive winter diapause in the invasive pest *Drosophila suzukii*: useful clues for control strategies. In : Journal of Pest Science. juillet 2016. Vol. 89, n° 3, p. 689-700. DOI 10.1007/s10340-016-0753-8

**Saint –Dizier M., Chastant S et Mailland C., 2014** -La reproduction animale et humaine. Edition Quae. P 694.

- Schaerlinger .B , 2004 :** Rôle de la sérotonine dans le développement embryonnaire précoce de *Drosophila melanogaster*: Etude d'un mutant ponctuel du récepteur 5-HT2Dro 428 pages
- Sévigny M., 2018** -Implication de la protéine Girdin dans la polarité apico-basale des cellules épithéliales chez *Drosophila melanogaster*. *Université Laval. P2*
- Shanbhag, .S. R.; B. Muller et R. A. Steinbrecht (1999)** -Atlas of olfactory organs of *Drosophila melanogaster* - Types, external organization, innervation and distribution of olfactory sensilla. *International Journal of Insect Morphology et Embryology*, 28, p377-397.
- Stocker, .R. F. (1994)** -The organization of the chemosensory system in *Drosophila melanogaster* - a review. *Cell and Tissue Research*, p275, 3-26.
- Strong C. A., Koehler P. G. Patterson R. S., 2000.** Oral toxicity and repellency of borates to German cockroach (Dictyoptera : Blattellidae). *J. Econ. Entomol*, 86(5): 1458-1463.
- Suh, .G. S., Wong, A. M., Hergarden, A. C., Wang, J. W., Simon, A. F., Benzer, S., Axel, R.et Anderson, D. J. (2004)** - A single population of olfactory sensory neurons mediates an innate avoidance behaviour in *Drosophila*. *Nature*, 431,p 854-857.
- Tavernier R. & Lizeaux C. 2002.** Sciences vie de la Terre Terminale S- Spec. *Maisonneuve & Larose*. Paris, France. 255 p.
- Terhzaz ,.S. (2003)** - Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster* : la leucokinine et l'IFamide. Thèse de doctorat en neurosciences et neuropharmacologie 182p.
- Tracqui. P, Demongeot. J, 2003.** Eléments de biologie à l'usage d'autres disciplines de la structure aux fonctions, EDP sciences Edition, 94-95.
- Trottin Y., Baffert V., Leyre J.-M. 2014 :** Etude expérimentale sur le ravageur émergent *Drosophila suzukii* (Balandran)
- Trottin Y., Paulhiac E., Zicot A., Baffert V., Leyre J.-M., Weydert C., Poyet M., Ris N., Gibert P. 2014 :** Etude expérimentale sur *Drosophila suzukii* (Matsumara) (Diptera : Drosophilidae) : efficacité d'un parasitoïde indigène de pupes en culture de fraiser sous serre en France. (Montpellier)
- Tsacas et Bocquet, 1976 in anonyme 2012)**
- Tsacas L., et Chassagnard M T., 1992** -Les relations araceae qrosophilidae, D. aracea une espèce antophile associée à l'aracée xanthosoma robustum au Mexique (Diptera : Drosophilidae).P 421439.

**Van Naters, .W. V. et Carlson, J. R. (2006)** : Insects as chemiosensors of humans and crops. Nature, 444, p302-307

**Verger P,Aulagnier M,Schvoebel V,et lang T.2005.** « D émarche epidémiologiques après une catastrophe » la documentation française, 266p.

**Vosshall, .L. B. et R. E. Stocker (2007)** - Molecular architecture of smell and taste in *Drosophila*. Annual Review of Neuroscience, 30, 505-533.

**Weydertw, C.,Trottin, Yannie et Mandrin, J. F., 2016.** *Drosophila melanogaster* connaissance du ravageur, moyens de protection : Bilan du Casdar 2013-2016. In : 2016. p. 16.

**Wolfgang D., et Werner R., 2009** -Guide des insectes la description, l'habitat, les mœurs, de lachaux et niestlé. P 198.

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

**Wolpert Lewis, 2001** : principles of developement second edition

**Yao, .C. A., Ignell, R. et Carlson, J. R. (2005)** – Chemo sensory coding by neurons in the coeloconic sensilla of the *Drosophila* antenna. J Neurosci, 25, p8359- 67.

**Yohanns B., et Norbert P., 1997** -La voie de signalisation Wingless chez la drosophile. Médecine / sciences . 13. P 166-174

**Zdarek J., Fraenkel G .1972** : The mechanism of puparium formation in flies.J. Exp. Zool Part a179 (3): 315-323p.