

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
جامعة عمار تليجي بالأغواط
UNIVERSITE AMAR TELIDJI LAGHOUAT
كلية العلوم
FACULTE DES SCIENCES
قسم البيولوجيا
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master
Filière : Sciences biologiques
Option : Parasitologie

THEME

**Effet des extraits organique des deux algues d'eau douce sur la toxicité de
Tribolium castaneum et *Drosophila melanogaster* dans des magasins de
stockage et de fruits**

Présenté par :

***RENNANE Bouchra**

***SAIHI Imane**

Devant le jury composé de :

Président : KOUADRI Youcef

Examineur : Hamida Lamine

Rapporteur : CHAIBI Rachid

Co-encadreur : Aouir Fatima

MCB

MAB Centre

Professeur

MAA

Université de Laghouat.

Universitaire d'Aflou.

Université de Laghouat.

Université de Laghouat.

Année universitaire : 2023/2024.

Remerciement

*Tout d'abord, Louange à Dieu, Allah, le tout puissant qui m'a
donné la*

Santé, le courage et la patience pour terminer ce mémoire.

*Nous tenons tout d'abord à exprimer nos très grandes
gratitudes et nos reconnaissances la plus sincère à **Dr. Chaibi***

Rachid** chef de département et **Mlle. Aouir Fatima

*Enseignante au Département des Sciences Biologiques à
l'Université Amar Telidji de Laghouat, qui ont dirigé ce
travail et ont su nous apporter l'encadrement nécessaire à sa
réalisation.*

*Nos reconnaissances vont également à tous les enseignants du
département de biologie*

*Nos vifs remerciements vont à tous ceux qui ont collaboré à
l'achèvement de ce travail.*

Bouchra et Imane

الأهداء

بعد بسم الله الرحمن الرحيم والصلاة على أشرف المرسلين اما بعد قال
تعالى (رب اوزعني ان اشكر نعمتك التي انعمت علي وعلى
والدي وان اعمل صالحا ترضاه وأدخلني برحمتك في عبادك

الصالحين) سورة النمل الآية 91

الى الام الحنونة التي امدتني من نور قلبها وعزير فيضها عطا وحنان .
الى الاب الكريم الذي طعم عقلي بالعلم والايان وتقاني في تغذية
جسمي بالحلال .

الى زوجي العزيز اهدي هذا البحث تعبيراً مني عن خالص شكري
لما قدمه لي طوال فترة دراستي من دعم معنوي ومادي فكان نعم
الزوج والصديق .

الى الاخوة والاخوات وجميع افراد اسرتي وثق الله رباطها وادامها بنيانا مرصوصا .
الى جميع الأحبة والأصدقاء والاقارب ورفقاء الدرب الدين ساهموا بجهدهم المبارك
او برأيهم السديد او بكلمة نابغة من القلب داعمة لجهد او بدعواتهم الخالصة الى هؤلاء
اهدي هذا العمل .

رنان بشرى

Dédicaces

Je dédie ce travail à ma famille qui m'a donné une éducation digne. C'est leur amour qui a fait de moi ce que je suis aujourd'hui, surtout pour toi, mon défunt grand-père. C'est ma profonde gratitude pour votre amour éternel. C'est le meilleur cadeau que je puisse vous offrir. À mes frères et à ceux qui ont partagé avec moi tous les moments d'émotion pendant que je réalisais ce travail. Ils m'ont chaleureusement soutenu et encouragé tout au long de mon parcours. À ma deuxième famille (parasitologes), qui me donnent amour et vitalité. À tous mes amis qui m'encouragent toujours, et je leur souhaite du succès.

SAIHI Imane

Liste des figures

Figures	Titre	Page
Figures01	Situation géographique de la wilaya de Laghouat (C.D.F.L, 2020).	3
Figures02	Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN de la région de Laghouat (2008-2022).	4
Figures03	Spirulina vue au microscope (Originale 2024).	6
Figures04	Cycle biologique de la spiruline selon (Charpy, et al.,2008).	7
Figures05	: Morphologie de Spirogyra. a : Spirogyra sous objectif 5x et oculaire 10x. b : Spirogyra sous objectif 10x et oculaire 15x. c : Cellule unique de Spirogyra (détachée du filament d'algue) sous contraste de phase, objectif 40x à oculaire 10x. Source de l'image : (Wikipédia,,,,,,).)	9
Figures06	Le cycle biologique de <i>Spirogyra</i> (Wikipedia, 2014).	10
Figures07	Cycle de vie de <i>Tribolium castaneum</i> (Web, 1).	13
Figures08	<i>Drosophila melanogaster</i> (Originale 2024).	15
Figures09	Cycle de développement de <i>Drosophilamelanogaster</i> (Web, 2).	16
Figures10	Étapes de l'évolution de la culture de spiruline (Original, 2024).	20
Figures11	Observation microscopique de la spiruline (Original, 2024).	22
Figures12	Les étapes des Processus de La récolte(Original, 2024).	23
Figures13	Préparation de la partie aérienne de la plante (Originale 2024).	24
Figures14	Elevage de <i>Tribolium castaneum</i> (a : recherche et récolte ; b : mise en culture et incubation ; c : observation des larves et adultes) recherche et (Original, 2024).	25
Figures15	Récupération des pupes à partir des fruits murs (Originale, 2024).	26
Figures16	Préparation du milieu nutritif artificielle pour la culture des pupes de <i>Drosophila</i> (Originale, 2024).	27
Figures17	Etapes d'élevage de <i>Drosophila melanogaster</i> (Originale, 2024).	28
Figures18	Démarche méthodologique pour macérer l'algues spiruline (Originale 2024).	29
Figures19	Différentes étapes de préparation des extraits (Originale 2024).	30
Figures20	Calcul de la masse d'extrait sec (Originale 2024).	31
Figures21	Démarche méthodologique pour macérer l'algues Spirogyra (Originale 2024).	31
Figures22	Différentes étapes de préparation des extraits (Originale 2024).	32
Figures23	Calcul de la masse d'extrait sec (Originale 2024).	33
Figures24	Protocole expérimental de tests toxicologique.	34
Figures25	Tests de toxicité des extraites vis-à-vis les adulte de <i>Tribolium</i> (Originale 2024).	35
Figures26	Milieu nutritif artificielle de la <i>Drosophila</i> (Originale 2024).	36

Figures27	Tests de toxicité des extraites vis-à-vis les pupes de <i>Drosophila</i> (Originale 2024).	39
Figures28	Poids d'extrait, rendement et concentration par trois solvants de l'algue <i>Arthrospira platensis</i>	42
Figures29	Poids d'extrait, rendement et concentration par trois solvants de l'algue <i>Spirogyra sp</i>	42

Liste des tableaux

Tableaux	Titre	Page
Tableaux01	Moyennes mensuelles et annuelles des précipitations du (2008 à 2022)	4
Tableaux02	Moyennes mensuelles et annuelles des Températures de la station de Laghouat (2008 à 2022).	4
Tableaux03	Taxonomie de <i>Arthrospiraplatensis</i> selon (Wafa, et al., 2019).	5
Tableaux04	Taxonomie de <i>Spirogyra sp</i> selon (LAKHDAR,2020).	9
Tableaux05	Systématique de <i>Triboliumcastaneum</i> (Herbst) (Perrier (1961,1964) et Weidner et Rack (1984).	12
Tableaux06	Systématique de <i>Drosophila melanogaster</i> (Meigen, 1930)	14
Tableaux07	Composition chimique du milieu de culture (Saggai, 2008)	18
Tableaux08	Différentes doses des extraits préparées.	36
Tableaux09	Différentes doses des extraits préparés	37
Tableau 10	Caractéristiques générales des extraits des deux algues.	41
Tableau 11	Mortalité corrigé au niveau de DL50 et DL90 de trois solvants chez <i>Tribolium castrum</i>	43
Tableau12	Mortalité corrigé au niveau de DL50 et DL90 de trois solvants chez <i>Drosophila melanogastere</i>	46
Tableau13	Mortalité au niveau de TL50 et TL90 de trois solvants chez Les <i>Tribolium castaneum</i> .	50
Tableau14	Mortalité corrigé au niveau de TL50 et TL90 de trois solvants chez Les <i>Drosophila melanogastere</i>	51

Liste des abréviations

C.D.F.L : Conservation Des Forêts De Laghouat.

mg/l : milligramme par litre.

DMSO : diméthyl sulfoxyde.

O.N.M : Office National de la Météorologie

PH : Potentiel hydrogéné

DL50 : Dose létale 50%

DL90 : Dose létale 90%

Log : Logarithmes

R2 : Coefficient de corrélation

g : gramme

L : litre

h : heur

C : Degré Celsius

J : jour

Sommaire

Liste des figures

Liste des planches

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....1

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités.

1.Présentation de la zone d'étude	3
2.Choix et description du site de l'étude	3
2.1. Cadre climatique	3
2.1.1.Précipitation	3
2.1.2.Température	4
3. Synthèse climatique :.....	4
3.1. Diagramme Ombrothermique :.....	4
4 . Présentation de modèle biologique	5
4.1. Présentation de l'espèce <i>Arthrospiraplatensis</i> :.....	5
4.1.1. Taxonomie	5
4.1.2. Morphologie.....	5
4.1.3. Cycle biologique de la spiruline	6
4.1.4. Ecologie et habitat.....	7
4.1.5. Importance et utilisationde la spiruline	7
4.1.6. Importance écologique de la spiruline	7
4.1.7. Importance économique de la spiruline	8
4.1.8. Importance médicinale	8
4.2. Présentation de l'espèce <i>Spirogyrasp</i>	8
4.2.1. Taxonomie	9
4.2.2 Morphologie.....	9
4.2.3. Cycle biologique de <i>spirogyra sp</i>	10
4.2.4. Ecologie et habitat	10
4.2.5. Répartition	11
4.2.6. Description.....	11
5. Présentation du modèle biologique animal	11
5.1. Présentation de l'espèce <i>Tribolium castaneum</i>	11
5.1.1. Taxonomie.....	12
5.1.2. Description	12
5.1.3. Origine et répartition géographique.....	13
5.2. Présentation de l'espèce (<i>Drosophila melanogaster</i>).....	14

5.2.1. Taxonomie.....	14
5.2.2. Repartition géographique.....	15
5.2.3. Description	15
5.2.4. Cycle de développement de <i>Drosophilamelanogaster</i>	16
5.2.4.1 Fécondation et ponte.....	17
5.2.4.2 Phase embryonnaire.....	17
5.2.4.3 Phase larvaire.....	17
5.2.4.4 Phase pupale.....	17

Chapitre II :

1. Production des algues	18
2. Milieu de la culture d'algue spirulina.....	18
3. Mode opératoire.....	19
3.1-Montage de l'aquarium de la culture.....	19
3.1. Mise en culture de la spiruline	19
4. Processus de culture de la spiruline.....	20
4.1. Principales étapes de l'évolution de la culture de spiruline.....	20
4.2. Observation microscopique.....	21
5. Processus de La récolte.....	22
6. Récolte et Préparation de l'algue Spirogyra.....	24
7. Méthode d'élevage et de culture de Tribolium et Drosophila.....	25
7.1. Méthode d'élevage de <i>Tribolium castaneum</i>	25
7.2. Méthode d'élevage de <i>Drosophila melanogaster</i>	26
7.2. Constitution des stocks.....	26
8. Préparation des extraits :(Spirulina et Spirugyra).....	28
8.1. Préparation des extraits :(Spirulina).....	28
8.1.1. Macération.....	28
8.1.2.Evaporation (spirulina).....	29
8.1.3. Rendement d'extraction.....	30
9. Préparation des extraits :(Spirogira).....	31
9.1. Macération.....	31

9.2. Evaporation(Spirogira).....	32
9.3. Rendement d'extraction.....	33
10. Réalisation des tests toxicologique.....	33
11. Paramètres de toxicité étudiée	35
11.1. Taux de mortalité.....	35
11.2. Cinétique de mortalité.....	35
11.3. Doses létales.....	35
11.4. Temps létaux.....	36
11.5. Toxicité comparée.....	36
12. Préparation des doses des extraits l'insecticide de :(Tribolium castaneum et Drosophila melanogaster).....	36
12. 1. Préparation des doses des extraits l'insecticide de Tribolium castaneum.....	36
12.2. Préparation des doses des extraits l'insecticide de Drosophila melanogaster	37
13. Les tests des toxicités.....	38
14. Préparation milieu de culture.....	38
15. Les tests des toxicités.....	40

Chapitre III :

1. Caractéristiques des extraits	41
2. Les valeurs DL50 et DL90 de différent extrait sur Tribolium castaneum	43
2.1. Effet de l'acétone	44
2.1.1. Au niveau de DL50	44
2.1.2. Au niveau de DL90	44
2.2. Effet de l'éthanol.....	45
2.2.2 Au niveau de DL90.....	45
2.3 Effet de l'Hexane	45
2.3.1 Au niveau de DL50	45
2.3.2 Au niveau de DL90.....	46
3. Les valeurs DL50 et DL90 de différent extrait sur Drosophila melanogaster	46
3.1 Effet de l'acétone	47

3.1.1. Au niveau de DL90	47
3.2Ef. fet de l'extrait Hexanouque	48
3.3. Effet des extraits Ethanoïque.....	48
4. Mortalité corrigé au niveau de TL50 et TL90 de trois solvants chez Les <i>Drosophila melanegastere</i>	51

Introduction

Introduction :

Les algues regroupent un ensemble d'organismes très varié, toutes possèdent de la chlorophylle, et en ce sens ce sont des organismes autotrophes photosynthétiques. Elles vivent en milieu aquatique ou dans des lieux humides. On trouve des organismes plus évolués, des eucaryotes uni ou pluricellulaires ainsi que des bactéries appelées algues bleues ou cyanobactéries (**Jean et al. 2010**).

Parmi les ressources alimentaires non conventionnelles a été adoptée une algue bleue qui offre jusqu'à 70% de protéines, de sels minéraux, des oligo-aliments et de nombreuses vitamines. L'algue spiruline du genre *Arthrospira* représente la principale et la première source en protéine dans le milieu aquatique. Cette dernière possède plusieurs applications dans différents domaines, à savoir l'alimentation de bétails et de l'homme, dans le domaine de la médecine, pharmaceutique...etc.

Par la suite, nombre de propriétés particulièrement intéressantes sur le plan nutritionnel sont apparues composition protéique équilibrée, présence de lipides essentiels rares, ainsi que de nombreux minéraux et vitamines. Outre son intérêt nutritionnel, la spiruline présente des propriétés thérapeutiques. Elle renferme plusieurs molécules ayant fait l'objet d'études pour leurs activités biologiques (**Sirnoval, 1993**). Les propriétés nutritionnelles de la spiruline en font une source alimentaire qui mérite une attention particulière dans nos pays en développement où se pose avec acuité un problème de disponibilités alimentaires. Des recherches sont effectuées principalement en Asie et sur le continent américain, sur les propriétés des molécules présentes dans la Spiruline la Spiruline pourrait avoir dans le traitement de maladies virales et infectieuses. Ces caractéristiques exceptionnelles ont attiré notre attention pour réaliser une étude sur la Spiruline.

Les algues aquatiques sont riches en métabolites primaires et secondaires nouveaux biologiquement actifs. Ses métabolites peuvent être des composés potentiellement actifs d'un grand intérêt dans les industries agro-alimentaire et pharmaceutique (**Prakash et al. 2011 ; Patil et al. 2011**). *Spirogyra* sp. Est un genre d'algue aquatique verte filamenteuse appartenant à l'ordre des zygnemtales, nommée pour l'arrangement hélicoïdal ou spiral des chloroplastes. Elle est communément trouvée dans les zones d'eau douce et il existe plus de 400 espèces *Spirogyra* sp. Dans le monde. *Spirogyra* est relativement rencontrée en surface de l'eau eutrophique développant ainsi une masse verte filamenteuse gluante et produit de l'oxygène en présence de la lumière solaire (**Ansari et al. 2012 ; Sharma et al. 2013**). L'algue *Spirogyra* est

une source de nutriments tels que les carbohydrates (33-64%), les lipides (11-21%) et les protéines (6-20%) (**Patil et al. 2011 ; Jani Jagat et al., 2011**). Récemment, plusieurs travaux de recherche ont montré que l'algue d'eau douce *Spirogyra* sp. est une source naturelle d'agents antimicrobiens (**Ansari et al., 2012 ; Patil et al., 2011**) et de biocarburants (**Sharma et al., 2013 ; Sawarkar et Nandkar, 2013 ; Jani Jagat et al., 2011**).

Mais l'Algérie, dans ces dernières années à devenir l'un des principaux producteurs de blé., ce produit céréalier est le plus souvent soumis à des attaques par des rongeurs, des champignons, des acariens et des insectes. Des pertes pouvant dépassées 35% sont enregistrées ces dernières années selon les déclarations de l'Office Algérien Interprofessionnel des Céréales. Chez les insectes, les pertes les plus importantes sont infligées par différentes espèces de Coléoptères et de Lépidoptères (**Delobel, 1993; Fleurat-Lessard, 1994, Tripathi, 2001; Christine, 2001**).

La présence de ces ravageurs au niveau des unités de stockage peut causer une détérioration du grain et par conséquent des pertes sur le plan quantitatif et sur le plan qualitatif (**Gwinner et al, 1996**).

A l'heure actuelle, la lutte chimique et l'utilisation des pesticides est la plus utilisée à grande échelle que ce soit sur les sols de culture ou dans les bâtiments de stockage. Mais plusieurs recherches de toxicologie, révèlent la répercussion de ces produits dangereux sur la santé humaine et sur l'environnement (**Taibi et al., 2003; Delimi et al., 2015**). De plus, ces pesticides chimiques dans les stocks a conduit à l'apparition de sérieux problèmes comme la résistance des ravageurs ainsi que le phénomène de résurgence chez ces populations de nuisibles, leur effet létal sur les organismes non ciblés et leur résidus toxicité sur le consommateur (**Guarrera, 1999; Yildirim et al, 2001; Isman, 2006; Mohan et al, 2010**). Face à ces divers problèmes relatifs à l'utilisation des pesticides chimiques, l'utilisation des bio-pesticides est susceptible d'offrir une solution alternative.

C'est un insecte diptère Brachycère le genre *Drosophila* est de très loin le plus important et le plus vaste de la famille des Drosophilidae (**Bensafi, 2010**), (antennes courtes et trapues) plus communément connu sous le nom de mouche du vinaigre et que l'on rencontre sur les fruits très murs car il a un chimiotactisme positif vis-à-vis de l'acide malique et de l'alcool butylique (**Habbachi et al., 2013**) cette insecte est très commun vivent souvent à proximité des activités humaines (**Delbac et al., 2004**) et présente une domesticité très forte (**Tazi, 2015**).

L'objectif de la présente étude :

- Réalisation une production invitations : des micros algue Spiroline sp et Spirogyra.
- Etudier la mortalité par des tests de la DL50 et DL90.
- De faire ressortions le meille extriatriat

Généralités

Les précipitations de la région d'étude collectées durant la période allant de 2008 à 2022, on constate à Laghouat que le mois le plus arrosé est le mois de Septembre et Octobre avec une pluviométrie de 25.66 et 21.73 respectivement.

Tableau 01 : Moyennes mensuelles et annuelles des précipitations du (2008 à 2022)

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jun	Jul	Aou	Sup	Oct	Nov	Déc	Cum
P(mm)	6,44	9,01	9,76	13,25	12,10	10,10	6,23	12,94	25,66	21,73	13,13	7,43	147,49

Source : ONM ,(2023)

2.1.2. Température :

La température est l'un des éléments importants pour la caractérisation du climat (**Ramade, 1984 ; Dajoz, 1985**). Les températures de la région d'étude collectées durant la période allant de 2008 à 2022 sont récapitulées dans le Tableau 2.

Tableau 02 : Moyennes mensuelles et annuelles des Températures de la station de Laghouat (2008 à 2022).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jun	Jul	Aou	Sup	Oct	Nov	Déc	T
T°C	8,72	10,02	13,49	18,05	22,84	28,17	32,38	31,07	25,9	19,42	12,59	9,28	19,33

Source : ONM ,(2023) Laghouat

Les moyennes annuelles des températures présentent généralement des valeurs thermiques, la région de Laghouat à une valeur de 19,33°C. Pour la région de Laghouat le mois Juillet est le mois le plus chaud avec une moyenne de 32,38°C.

3. Synthèse climatique :

3.1. Diagramme Ombrothermique :

La région de Laghouat selon le Diagramme Ombrothermique de Gaussen présente une période sèche durant toute l'année.

Précipitations et Températures

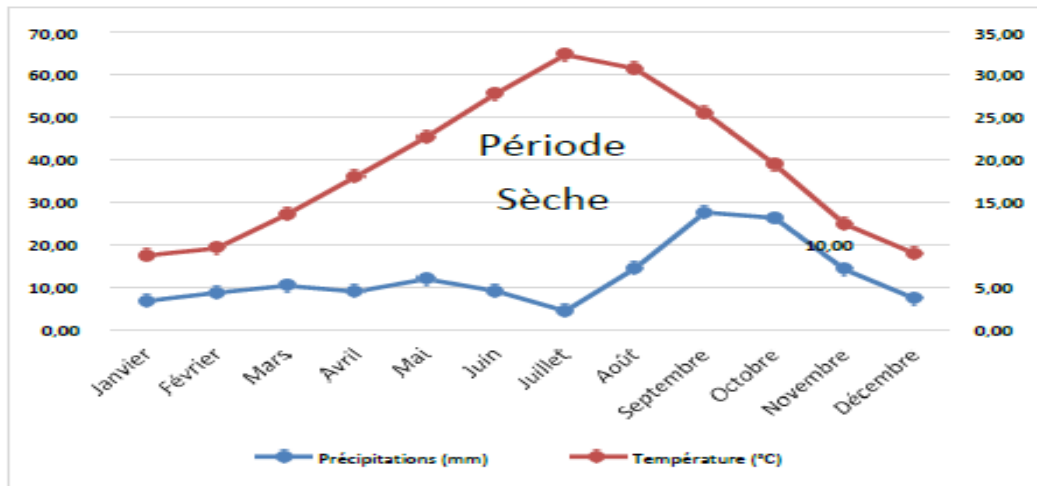


Figure 02 : Diagramme Ombrothermique de GAUSSEN de la région de Laghouat (2008-2022).

4 . Présentation de modèle biologique :

Les deux espèces d’algues qui fait l’objet de notre étude sont respectivement : *Spirogyra* spde la classe des Chlorophycées et *Arthrospira platensis* de la classe des Cyanobactéries.

4.1. Présentation de l’espèce *Arthrospira platensis*:

Arthrospira platensis dénomé spirulina, est une cyanobactérie filamenteuse, faisant partie des algues bleu-vert de type procaryote. Reconnaisable à la caractéristique morphologique du genre, cette micro-algue à caractère multicellulaire, se multiplie dès que la température de l'eau dépasse 30 °C. C'est un organisme symbiotique, autotrophe, qui se nourrit uniquement de minéraux contenus dans son milieu aqueux (Vonshak, 2000).

4.1.1. Taxonomie :

Le tableau ci-dessous présente la position systématique selon.

Tableau 03:Taxonomie de *Arthrospiraplatensis* selon (Wafa, et al., 2019).

Règne	Monera
Sous règne	Cyanobacteria
Classe	Cyanophyceae
Ordre	Nostocales
Famille	Oscillatoriceae
Genre	<i>Arthrospira</i>
Espèce	<i>Arthrospira platensis</i> Gomont 1892

4.1.2. Morphologie :

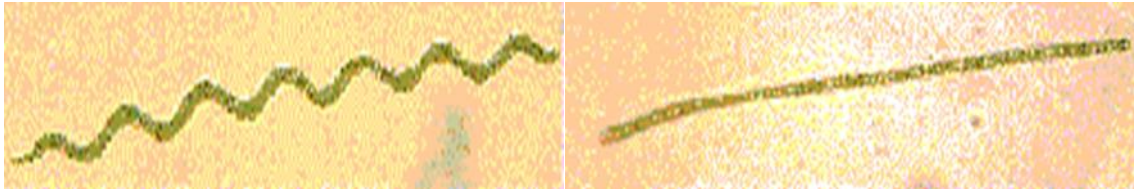
La spiruline (Cyanobactérie *Athrospira platensis*) est une algue microscopique, planctonique unicellulaire, d'aspect spiralée de 0,3 à 1 mm de long, cultivée originellement dans les lacs du Tchad (**Branger et al., 2003**)

Morphologiquement, les cellules sont disposées en filament appelée trichome. Ce trichome multicellulaire et cylindrique ayant une forme hélicoïde et ne présente pas de ramification. La forme hélicoïde est caractéristique du genre et la dimension des spires et la longueur caractérisent l'espèce (**Ramiandrisoa, 2023**).



Forme spiralée (type « Toliara »)

Forme spiralée (type « Lonar »)



Forme ondulée (type « Paracas »)

Forme droite (type « M2 »)

Figure 0 3 : Morphologies typiques de la spirulina (**Vicente, 2008**).

4.1.3. Cycle biologique de la spirulina :

La spiruline se reproduit suivant un mode végétatif, une multiplication asexuée qui suit le principe de la bipartition par scission simple. C'est donc une segmentation des filaments qui s'effectue en plusieurs étapes.

- Une fois la maturité atteinte, les filaments de la spiruline forment des nécriides, des cellules ayant un aspect concave.
- Il s'ensuit une fragmentation du trichome à partir des nécriides aboutissant à de nouveaux filaments constitués de 2 à 4 cellules appelées hormogonies. Ces derniers croissent par

division binaire et prennent la forme typique hélicoïdale, chacune des cellules donne deux cellules par scissiparité (Manet., 2016).

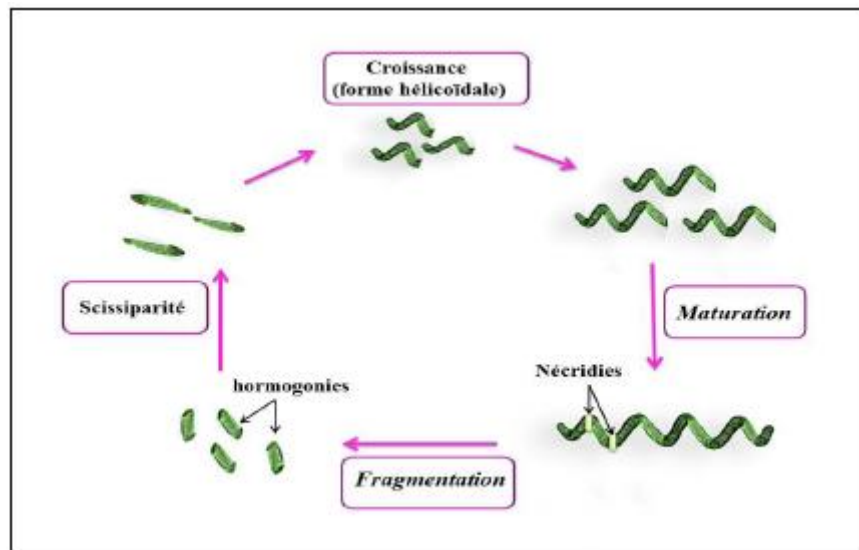


Figure 04 : Cycle biologique de la spirulina selon (Charpy, et al., 2008).

4.1.4. Ecologie et habitat :

Le genre *Arthrospira* se trouve fréquemment dans les eaux douces, eaux marines, eaux hyper-salées (Castenholz, 2001), ou dans certaines sources d'eaux chaudes à des températures supérieures à 50 °C (Ballot, 2004). Il est abondant aussi dans les eaux natronées (Iltis, A 1970), mais il peut être aussi terrestre pendant les périodes de sécheresses (Castenholz, 2001). Sous des conditions favorables le genre *Spirulina* peut former des populations benthiques très denses (Usharani, et al., 2015).

La plupart des spirulines se développent dans des eaux chaudes, alcalines et fortement minéralisées (richesses en nutriments azotés et phosphorés), excluant ainsi la plupart des autres microorganismes. Elle s'observe plus communément dans les eaux saumâtres, ainsi que dans les lacs salins des régions tropicales et semi tropicales (Goulambasse, 2018).

4.1.5. Importance et utilisation de la spirulina :

D'après une étude faite par (Hélène Cruchot 2008) et à l'issue des nombreuses études menées par des chercheurs spécialisés dans le domaine des cyanobactéries, il ressort que la spiruline (genre *Arthrospira*) n'est pas toxique, et de là on souligne l'importance d'utilisations de spiruline dans les différents domaines.

4.1.6. Importance écologique de la spiruline

La Spiruline produite ne provoque pas de pollution, ne participe pas à l'érosion des sols, ne contamine pas l'eau et enfin ne provoque pas la destruction des forêts. La Spiruline est cultivée sans pesticides, ni herbicides. Durant le processus de récolte et de séchage, aucun agent de conservation, ni aucun additif n'est utilisé (Fox, 1999).

La Spiruline peut fixer jusqu'à 6,3 tonnes de carbone par ha/an ; dans le même temps elle produira 16,8 tonnes d'oxygène (ha/an).

4.1.7. Importance économique de la spiruline :

En raison de sa teneur en protéines végétales (60%) et de son taux de croissance rapide, la Spiruline produit 20 fois plus de protéines à l'hectare que le soja, et 200 fois plus que le boeuf. De plus, la culture de la Spiruline ne nécessite pas l'utilisation de sols fertiles mais seulement de bassins de quelques centimètres de profondeur (aquaculture). Il a été calculé que la production d'un kilo de protéines de blé occasionnait la destruction de 22 kilos de sol fertile ; La Spiruline produit d'avantage de protéines sans entraîner d'érosion des terres arables (Pulz et Gross, 2004).

Bien que la Spiruline pousse dans l'eau, elle exige beaucoup moins d'eau par kilo de protéines produites que n'importe quel autre aliment (végétal ou animal). , l'eau est recyclée dans les bassins après les opérations de filtrage et d'essorage. La protéine issue de la Spiruline consomme 1/3 du volume d'eau nécessaire à la protéine de soja, 1/5 de l'eau nécessaire à la protéine de blé, seulement 30 litres sont nécessaires pour produire 100 grammes de Spiruline (Fox, 1999).

4.1.8. Importance médicinale :

De la composition exceptionnelle de la spiruline, découlent de multiples applications thérapeutiques dont les plus importantes sont :

- Le renforcement des défenses immunitaires (une opportunité pour lutter contre les maladies opportunistes).
- Le traitement de certaines affections dermatologiques.
- Elle constitue également un partenaire efficace pour calmer les douleurs rhumatismales et l'arthrose, la lutte contre l'ostéoporose, l'excès de cholestérol, l'hypertension, et les allergies.
- Elle protège le coeur et augmenterait la régénération des cellules cérébrales. (Dupont et al., 2014).

4.2. Présentation de l'espèce *Spirogyra sp* :

Est une algue verte filamenteuse ,Longue de plusieurs décimètres, elle est formée par un filament non ramifié de 50 à 100 mm de longueur, fait d'un enchaînement linéaire de cellules rectangulaires pourvues chacune d'un ou de plusieurs chloroplastes en forme de ruban spiralé. Ces longs filaments ondulent très lentement dans l'eau, ce qui permet le rapprochement des individus, nécessaire à la reproduction sexuée (**Corolla et Kupfer 2009**).

4.2.1.Taxonomie :

Tableau 04:Taxonomie de *Spirogyra sp* selon (**Lakhdar,2020**).

Règne	Plantae
Sous règne	Chlorophycophytes
Classe	Zygothycées
Ordre	Zygnematales
Famille	Zygnematacées
Genre	<i>Spirogyra</i>
Espèce	<i>Spirogyra sp</i>

4.2.2 Morphologie :

La spirogyra est une longue algue verte filamenteuse et multicellulaire constituée de cellules attachées bout à bout pour former de longues chaînes . Ces filaments ou chaînes peuvent mesurer plusieurs centimètres de longueur .

La structure végétative de *Spirogyra* est appelée thalle , qui est le brin filamenteux non ramifié constitué de plusieurs cellules .

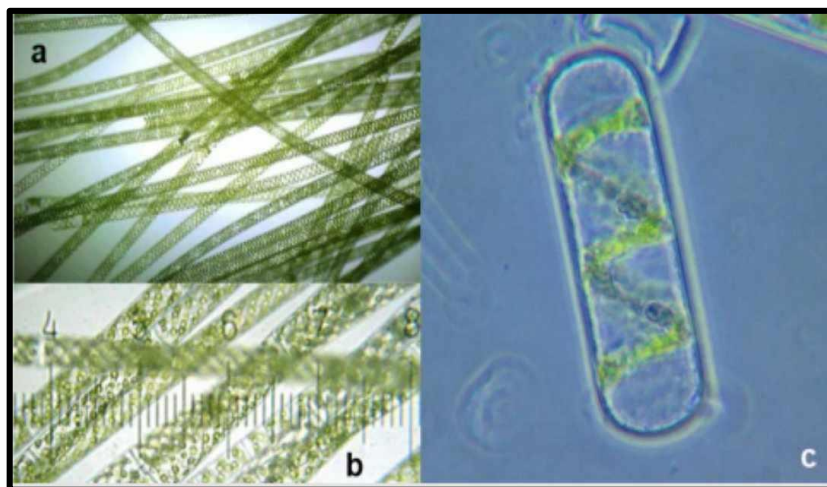


Figure 05 : Morphologie de *Spirogyra*. a : *Spirogyra* sous objectif 5x et oculaire 10x. b : *Spirogyra* sous objectif 10x et oculaire 15x. c : Cellule unique de *Spirogyra sp* (détachée du filament d'algue) sous contraste de phase, objectif 40x à oculaire 10x. Source de l'image : (Wikipé, 2014).

4.2.3. Cycle biologique de *spirogyra sp*:

Concernant l'alternance cytologique de phase, la méiose intervient juste après la fécondation. L'haplophase est donc plus importante que la diplophase, réduite au zygote. Il s'agit d'un cycle haplophasique.

Elle possède un archéthalle coloniale filamenteux et ne possède que deux chloroplastes disposés en hélice pariétale dans un filament unique formé d'une succession de cellules toutes semblables dans lesquelles elle accumule de l'amidon stocké autour d'un pyrénoïde.

Concernant l'alternance morphologique de générations, ce cycle ne comporte qu'une génération : de la méiospore à la fécondation (pas de génération entre le zygote et la formation des spores). Il s'agit d'un cycle monogénétique (Figure 06).

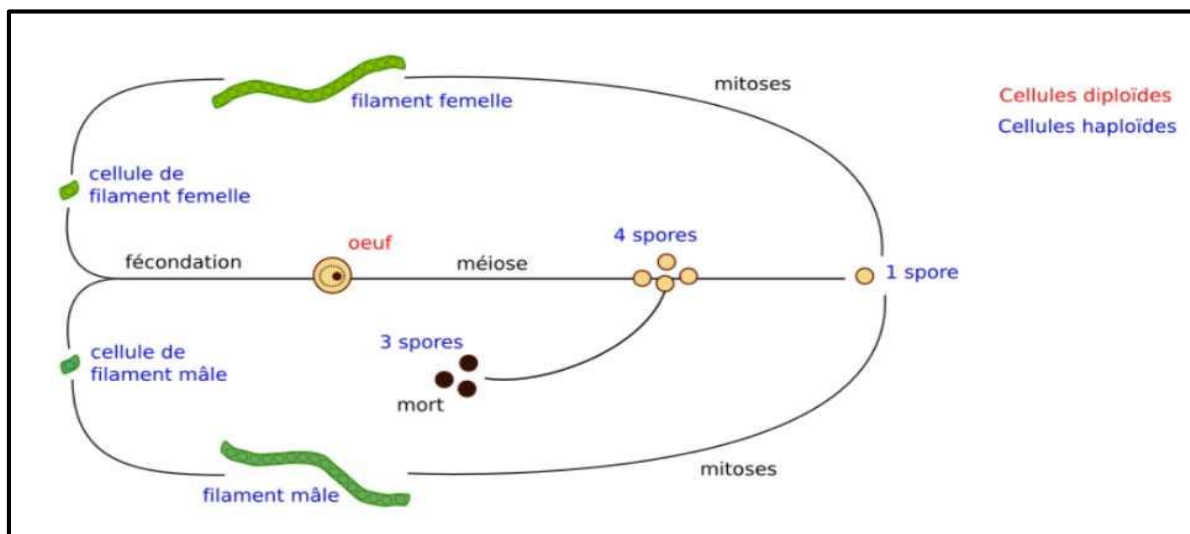


Figure 06 : Le cycle biologique de *Spirogyra* (Wikipedia, 2014).

4.2.4. Ecologie et habitat :

Habitats Ils sont moins bien connus que pour les autres grands groupes d'algues filamenteuses. Parmi les habitats connus de cette algue figurent principalement les fossés, les étangs et anses d'eaux douces pas totalement oligotrophes mais acides (jamais au-dessus d'un pH 5 aux Pays-Bas et peu minéralisées (bien que supportant le sodium et le potassium (Collectif, 1997), claires, calmes, ensoleillées mais toujours fraîches au printemps.

On trouve des spirogyres essentiellement dans la colonne d'eau des premiers 50 cm, mais avec des exceptions (dans certaines carrières par exemple et observées jusqu'à 7 m de profondeur dans la Durance par Khalanski, Bonnet & Gregoire (1987) à l'aval de Serre-Ponçon. On les trouve aussi parfois sur des vases, graviers, pierres et galets, mais hormis *Spirogyrafluviatilis*, elles semblent très peu sensibles au substrat, car capables de vivre en pleine eau (Rodriguez & Vergon, 1996). Elles peuvent vivre en communautés avec des macrophytes (leur laissant plus de place en été après avoir été dominantes au printemps).

4.2.5. Répartition :

En France, des colonies importantes de ces algues ont été signalées dans les bassins Rhône-Méditerranée-Corse, Loire-Bretagne, Adour-Garonne, Rhin-Meuse et Seine-Normandie, mais non dans le bassin Artois-Picardie (Collectif, 1997).

4.2.6. Description :

Les spirogyres sont formées de filaments coloniaux. Ces filaments sont simples (non ramifiés) et en grande partie transparents et couverts d'une substance mucilagineuse gluante ; organisés de manière désordonnée (et parfois d'une sorte de thalle primitif ou " archéthalle " muni de rhizoïdes qui leur permet de s'ancrer sur un substrat) ce qui donne à leurs colonies ancrées ou se développant en surface (avec une couleur brun-jaunâtre en période de reproduction) de l'eau l'apparence d'une masse « floconneuse » de couleur vert vif à sombre et une texture visqueuse (qui semble les préserver du broutage).

Certains auteurs ont identifié deux types de filaments au sein d'une même espèce, selon le contexte en termes de températures et de luminosité ambiante en phase de croissance.

Comme chez toutes les algues filamenteuses de zone froide à tempérée, le développement de cette algue est soumis à un cycle saisonnier. Elle est plus précoce au printemps que les autres algues, avec la production de filaments neufs par les zygotes (Collectif, 1997).

5. Présentation du modèle biologique animal :

Le modèle animal était deux espèces d'insectes : *Tribolium castaneum* et *Drosophila melanogaster*. Notre choix des espèces d'insectes est justifié par leur importance économique et surtout au niveau des stochastiques.

5.1. Présentation de l'espèce *Tribolium castaneum*

La capacité de *Tribolium* rouge de la farine à trouver sa nourriture et à coloniser le milieu infesté et son aptitude à persister dans de petites quantités d'aliment, lui attribuent son statut de ravageur (**Campbell et Hagstrum, 2002**), il est un des insectes des stocks le plus ubiquiste et le plus polyphage. Les adultes et les larves ne s'implantent généralement dans les grains qu'après les attaques de ravageurs primaires qui leur ouvrent la porte (**Camara, 2009**).

Il peut facilement infester les denrées amylacées notamment le blé et les farines de céréales (**Bonneton, 2010 ; Farrell, 2010**). Selon un rapport de la FAO (**1976 Indelobel et tran, 1993**), il s'agit de l'un des deux insectes les plus nuisibles aux produits céréalier usinés. Le choix se justifie par l'importance des dégâts de ce ravageur sur les denrées stockées d'importance économique. Ainsi, son élevage est facilement réalisé au laboratoire.

5.1.1. Taxonomie:

Tableau 05: Systématique de *Triboliumcastaneum* (Herbst) (**Perrier (1961,1964)** et **Weidner et Rack (1984)**).

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous Embranchement	Antennates
Classe	Insecta
Sous Classe	Pteryphages
Ordre	Coléoptère
Sous ordre	Polyphage
Famille	Tenebrionidae
Genre	<i>Tribolium</i>
Espèce	<i>Triboliumcastaneum</i>

5.1.2. Description :

C'est une espèce très prolifique, au cours de leur vie les femelles peuvent pondre plus de 1.000 œufs (2 à 10 œufs/jour) directement dans le substrat alimentaire (**Rees, 2004**). Entre 3 à 12 jours post-oviposition, les œufs vont éclore en petites larves actives, mais qui restent. Entergénéralement cachées à l'intérieur de l'aliment, loin de la lumière (**Abdelsamad et al, 1988; Mason, 2003**). Elles se nourrissent dans le milieu, subissant 5 à 11 mues (fonction des conditions individuelles, environnementales et la disponibilité de source d'alimentation) avant de se métamorphoser en une nymphe nue.

La durée du stade larvaire varie de 22 à plus de 100 jours selon la température ambiante, quant au stade nymphal il dure huit jours, après cela les imagos vont émerger. Les premiers accouplements auront lieu après deux jours de l'émergence des imagos et dureront 3 à 15 minutes (Scotti, 1978). Leur longévité peut atteindre près de trois ans (Mason, 2003). La durée du cycle complet varie généralement entre 7 semaines à 3 mois. La température favorisant le développement de ces insectes est de 20 à 37°C avec 60 à 80% d'humidité relative.

Dans ces conditions, la durée d'une génération peut être de 27 à 35 jours (Shazali et Smith, 1986). *Tribolium castaneum* ne se développe pas au-dessous de 18°C (Bennett, 2003; Khelloul et al, 2020). Egalement, à une d'humidité relative de 10% le développement de cette espèce peut se faire à 25-28°C et il est impossible à 35°-38° (Delobel et Tran, 1993).

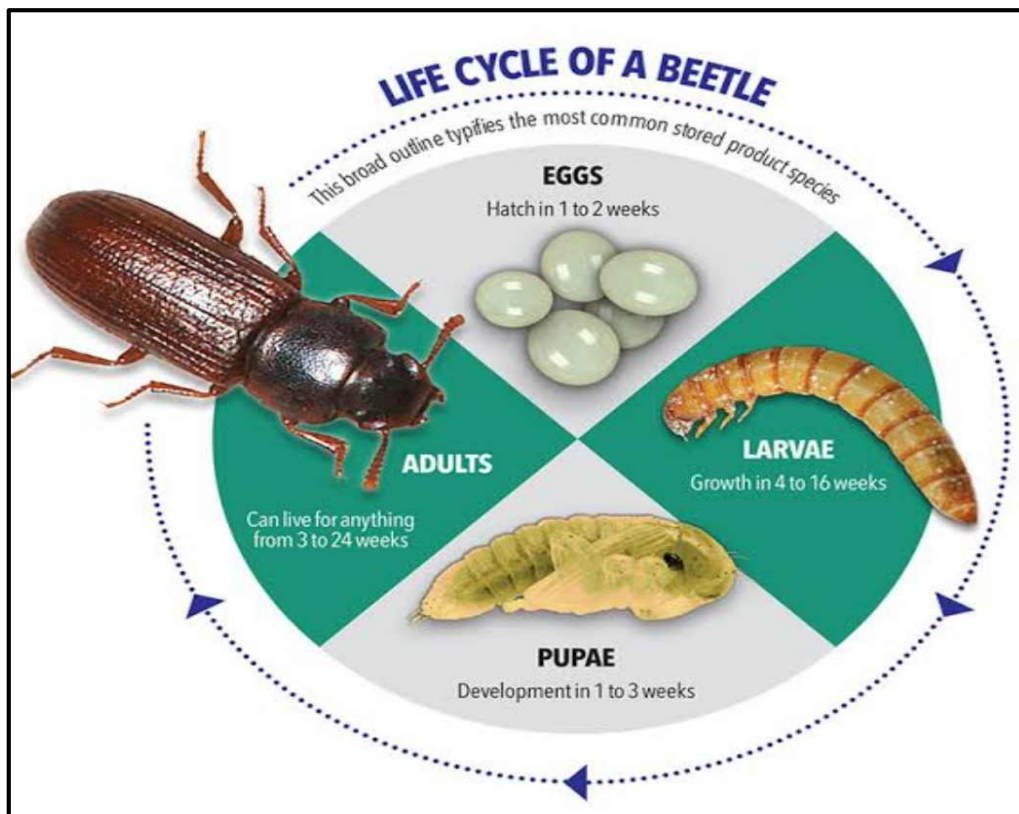


Figure07 : Cycle de vie de *Tribolium castaneum*(Web, 1).

5.1.3. Origine et répartition géographique :

L'origine de cette espèce est à chercher vraisemblablement en Afrique; elle semble avoir été nuisible en Egypte antique dès la 6ème dynastie. C'est un ravageur doté d'une grande faculté d'adaptation, présente actuellement une distribution cosmopolite. Il est plus fréquent sous les climats chauds notamment les tropiques (Delobel et Tran, 1993).

L'habitat originel connu du *Tribolium castaneum*, est sous les écorces des arbres ou les branches en décomposition, ayant pu par la suite infester les structures anthropogéniques utilisées dans les processus d'entreposage des denrées alimentaires (**Good, 1936**).

5.2. Présentation de l'espèce (*Drosophila melanogaster*):

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* apparut 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*.

5.2.1. Taxonomie:

(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 Wilhelm Meigen en 1830, insecte de quelque millimètres de long qui appartient à la grande famille des mouches (**Raven et Johnson, 1999**).

Tableau 06 : Systématique de *Drosophila melanogaster* (**Meigen, 1930**) :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Insecta
Sous-classe	Pterygota

Infra classe	Neoptera
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Brachycera
Infra ordre	Muscomorpha
Famille	Drosophilidae
Sous-famille	Drosophilinae
Genre	<i>Drosophila</i>
Espèce	<i>Drosophila melanogaster</i>

5.2.2. Répartition géographique:

On peut dire que c'est un espèce cosmopolite (**Bensafi, 2010**), 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**).

5.2.3. Description :

Drosophila melanogaster 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**).

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**).

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.

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**).



Figure 08 : *Drosophila melanogaster* (Originale 2024).

5.2.4. Cycle de développement de *Drosophilamelanogaster* :

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, et le passage de l'œuf dont la femelle est issue jusqu'à l'œuf qu'elle pond elle-même est de 8 jours à 29°C de 10 jours à 25°C (optimum) et de 16 jours à 18°C

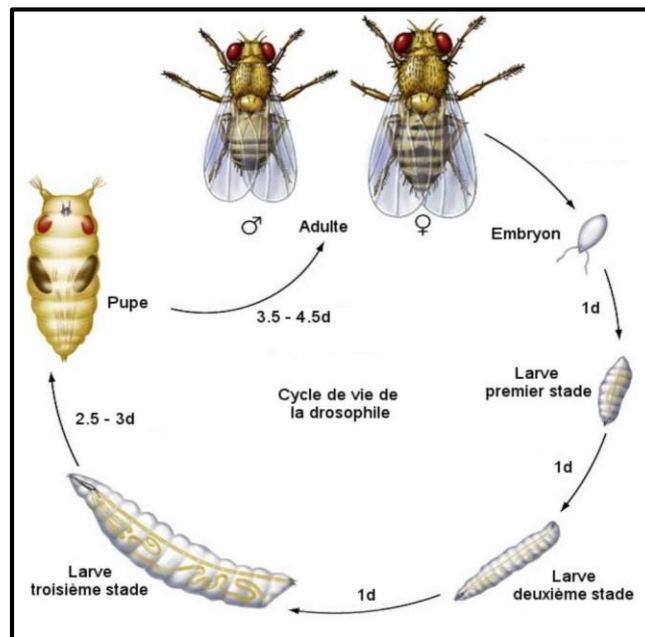


Figure 09 : Cycle de développement de *Drosophilamelanogaster* (Web, 2).

5.2.4.1 Fécondation et ponte :

Les femelles peuvent être fécondées dès la 8^{ième} heure après leur émergence. En général, un 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. Un femelle peut pondre jusqu'à 3000 oeufs au cours de sa vie, - la moyenne se situe entre 1000 et 1500 œufs.

5.2.4.2 Phase embryonnaire :

Les œufs sont blanc et d'une longueur de 0,5 mm. La durée moyenne du stade embryonnaire est, à 25°C de 22 heures.

5.2.4.3 Phase larvaire :

Cette phase dure 4,5 jours à 25°C. Vers la fin de la phase larvaire on voit apparaître l'intestin et les corps gras en transparence à travers l'épiderme, qui tend à jaunir.

5.2.4.4 Phase pupale :

Le début du stade pupal est marqué par l'apparition subite de deux cornes antérieures. La durée moyenne de ce stade est de 3,5 jours à 25°C. Phase adulte :

L'imago, émerge de la pupa vers le 10^{ième} jour du cycle avec un corps mou et peu pigmenté, et les ailes froissées. Cette phase dure environ 50 jours à 25°C. .

Matériel et méthodes

Dans ce chapitre nous présentons les différentes méthodes expérimentales *in-vitro* de production des algues (Spirulina et Spirogyra) et d'élevage des insectes (Tribolium et Drosophila).

1. Production des algues :

Dans ce champ nous présentons uniquement les procédures de production de la spiruline, alors que l'algue Spirogyra a été récupéré in-situ au niveau d'un bassin d'irrigation de la zone de Ben nacer ben chohra.

2. Milieu de la culture d'algue spirulina :

Le milieu de culture retenu est celui de SEGGAI Ali (2008). Le choix est effectué de fait que ce milieu est le plus convenable pour la culture de la spiruline.

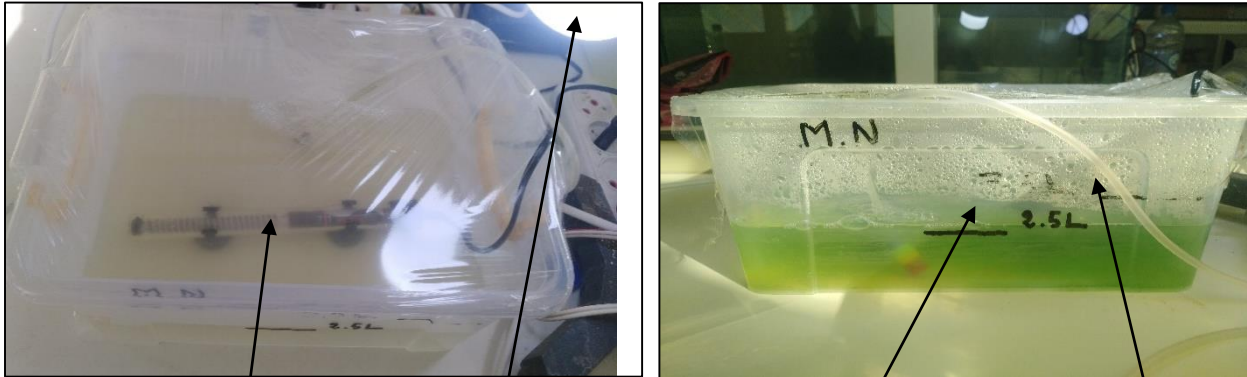
Tableau07 : Composition chimique du milieu de culture de la spiruline selon (Seggai, 2008).

Composant	Quantité 2.5 g/l	Quantité g/l	Quantité 5g/l
Bicarbonate de sodium (NaHCO₃)	20	8	40
Sulfate de Magnésium (Mg SO₄)	0,5	0,2	1
Sulfate de potassium (k₂SO₄)	0,25	0,1	0,5
Sulfate de fer (FeSO₄)	0,025	0,01	0,05
Sulfate d'ammonium (NH₄)₂SO₄	0,5	0,2	1
Urée (CH₄N₂O)	0,5	0,2	1

La souche de la Spiruline utilisée dans notre travail est *Arthrospira platensis* est fournis par Monsieur SAGGAI Ali en fin décembre 2024. Enseignant chercheur à la faculté des sciences de la vie et de la nature, université Kasdi Merbah, Ouargla. Cette souche est originaire de la région de Tamanrasset.

3. Mode opératoire :

3.1. Montage de l'aquarium de la culture :



1- Thermo résistance

2-La lumière

3-Niveau d'eau

4-L'agitation

1- Thermo résistance : appareil capable d'augmenter la T°C de l'aquarium et de la garder stable entre 28 et 35°C.

2-La lumière : une lampe de 40W doit être allumée 16h/24h par jour

3-Niveau d'eau : il faut garder le niveau d'eau à la valeur indiquée

4-L'agitation : le diffuseur d'air doit fonctionner durant toute la période expérimentale

3.2. Mise en culture de la spiruline :

Dans un 2.5 l d'eau on ajoute 50ml de l'échantillon de la souche (*Arthrospira platensis*) Dans des conditions standard (pH =9 à 11 ; température entre 32°C à 35°C ; lumière 16h /24h).

Remarque :

Il faut faire un suivi journalier est de matin jusqu'a le soir pour ces conditions Et ajustée le volume d'eau ces nécessaire.

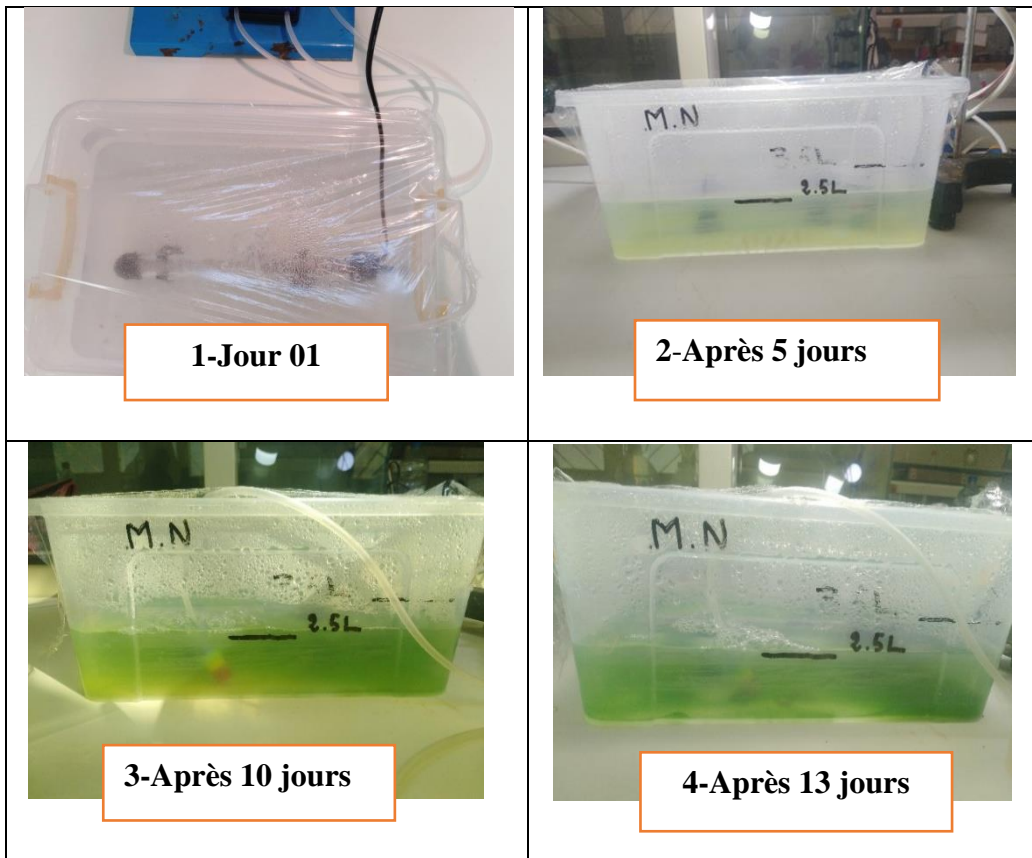
D'autre mesures sont nécessaires lors de la culture de la spiruline c'est :

La température, conductivité électrique, Potentiel hydrogène (pH), salinité, oxygène dissous

4. Processus de culture de la spiruline :

La durée totale de notre expérience était 3 semaines a comptée du 02 /11/2023 jusqu'à 15/05/2024.

4.1. Principales étapes de l'évolution de la culture de spiruline :



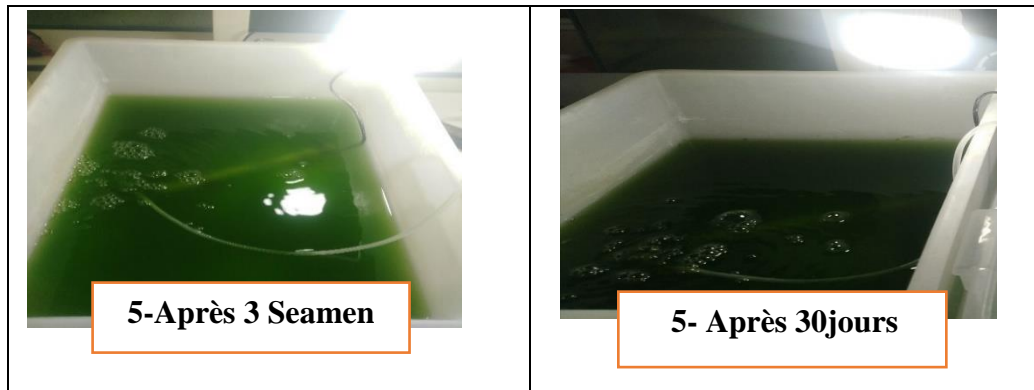


Figure 10 : Étapes de l'évolution de la culture de spiruline (Original, 2024).

4.2. Observation microscopique :

Au cours de période de l'expérimentation, Observer au microscope la morphologie du pendant de spiruline de la période de culture.

La forme et la couleur de la Spiruline varient en fonction du caractère physique et chimique du milieu environnant dans lequel vit la Spiruline. Le Suivi de la morphologie L'observation est réalisée par un microscope optique. Pour la morphologie de spiruline La dominance de la forme droite para port a les formes de fragmentées et spiralées, Une culture contenant beaucoup de Spiruline cassée en petits fragments peut être due à un excès de lumière ou à une agitation trop brutale, ou encore à un manque de Potassium (Jarisoia, 2005).

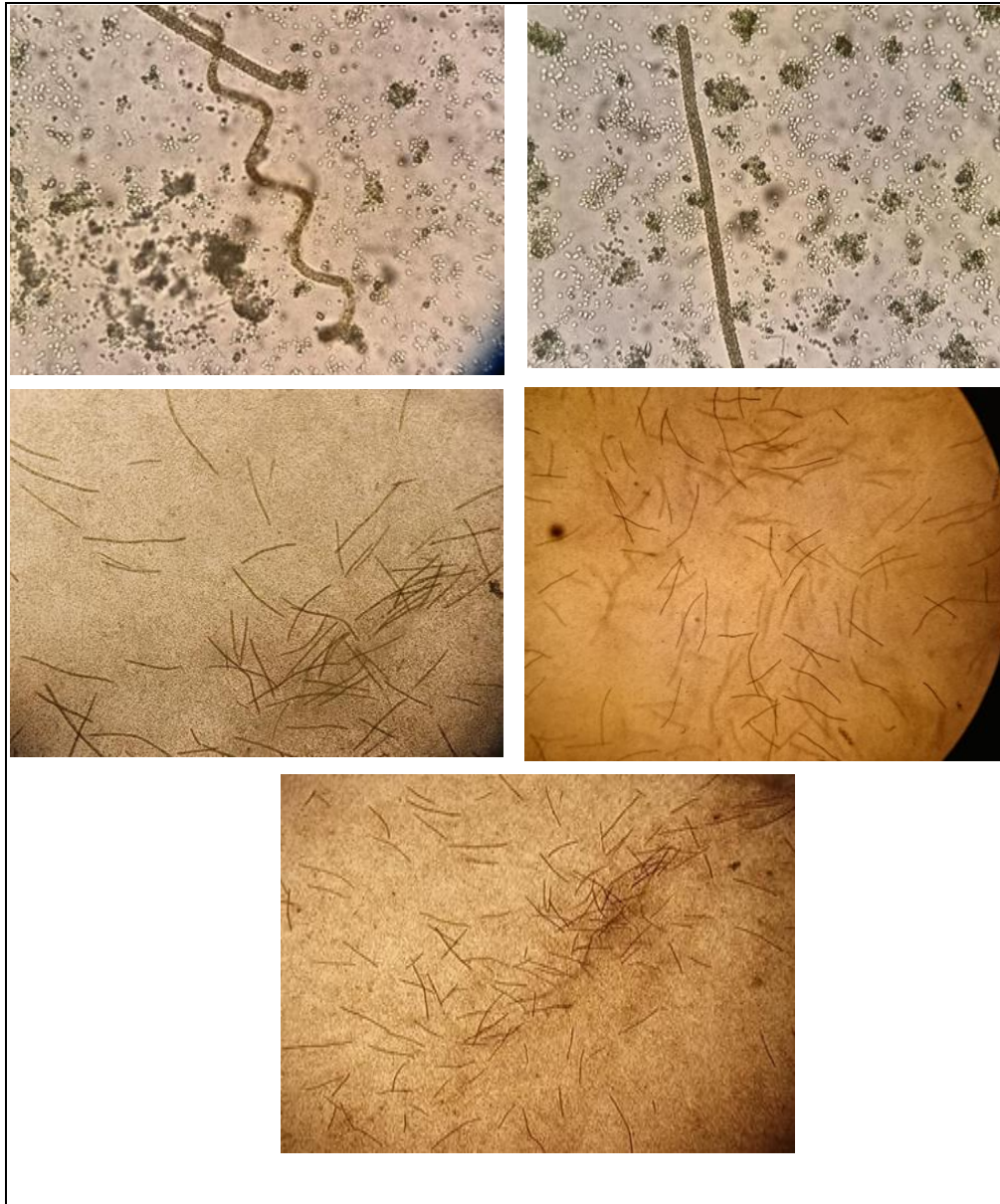


Figure 11 : Observation microscopique de la spiruline (Original, 2024).

5. Processus de La récolte :

La Spiruline cultivée a été récoltée après 2 semaines de culture, cette opération doit passer par les étapes suivantes :

- Filtration : Nous avons filtré la spiruline à travers une passoire
- Essorage : effectué à la main afin d'éliminer de l'eau et de former une biomasse fraîche
- Séchage à l'air libre et à une température ambiante

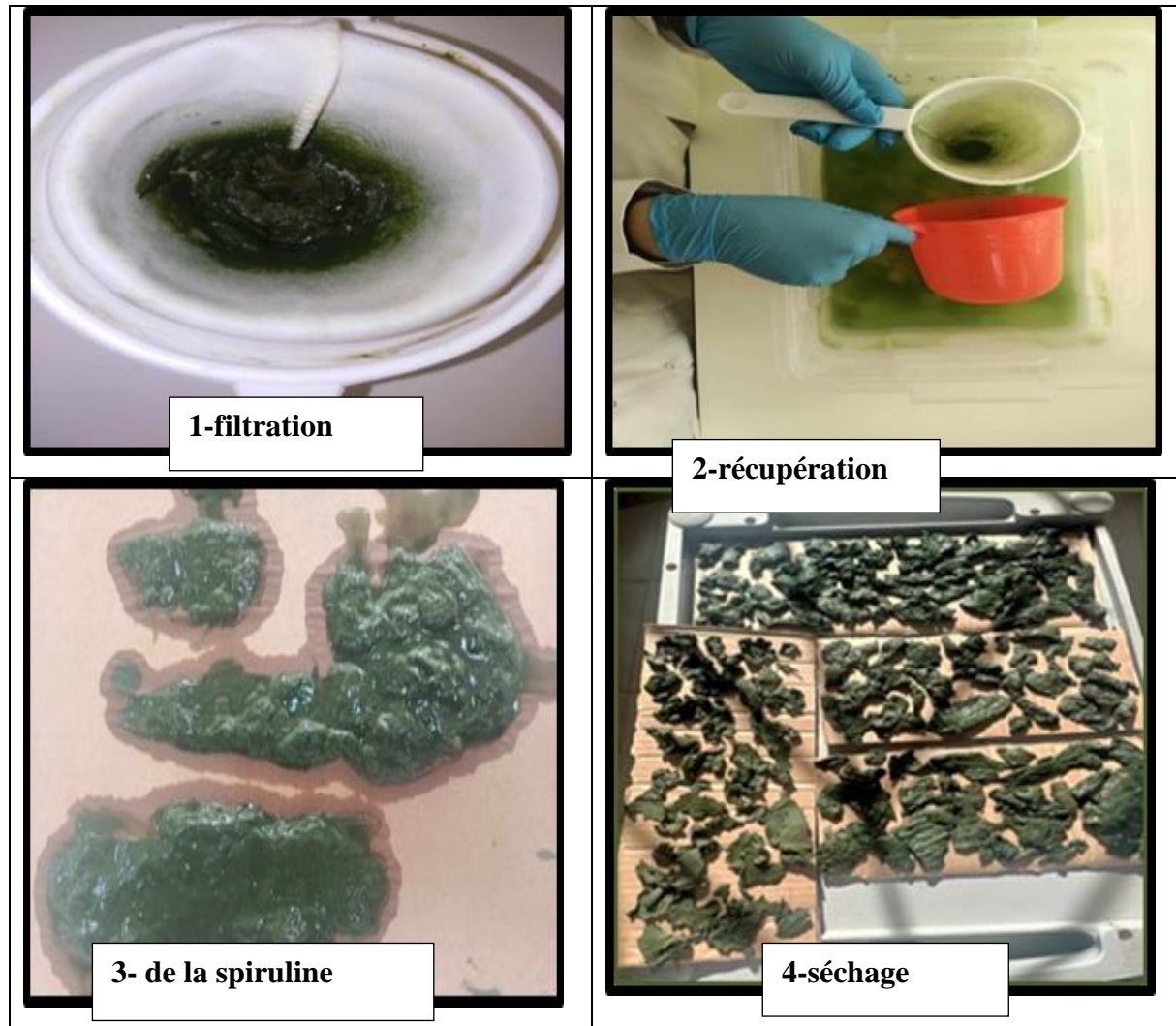


Figure 12 :Les étapes des Processus de La récolte(Original, 2024).

6. Récolte et Préparation de l'algue Spirogyra :

l'algue Spirogyra a été récupéré in-situ au niveau d'un bassin d'irrigation de la zone de Ben nacer ben chohra.



Figure 13 : Préparation de la partie aérienne de la plante (Originale 2024).

7. Méthode d'élevage et de culture de *Tribolium* et *Drosophila* :

7.1. Méthode d'élevage de *Tribolium castaneum* :

Nous avons cherchés durant la période d'avril à mai 2024 des échantillons contaminés par *Tribolium castaneum*. Il s'agit de blé dur vendu auprès des magasins et des superettes.

Dès l'arrivé au laboratoire de biologie, les individus adulte t des larves sont placés rapidement dans des bocaux en verre et plastiques (déjà préparés) contenant un substrat d'élevage composé de 95% de farine commerciale et 5% de levure de bière. Puis, ensuite recouverts par un tissu à mailles fines pour l'aération et maintenue par un élastique. L'élevage a été maintenu dans une étuve à une température de $30\pm 2^{\circ}\text{C}$ et une humidité voisine de 50%, pendant 2 semaines.

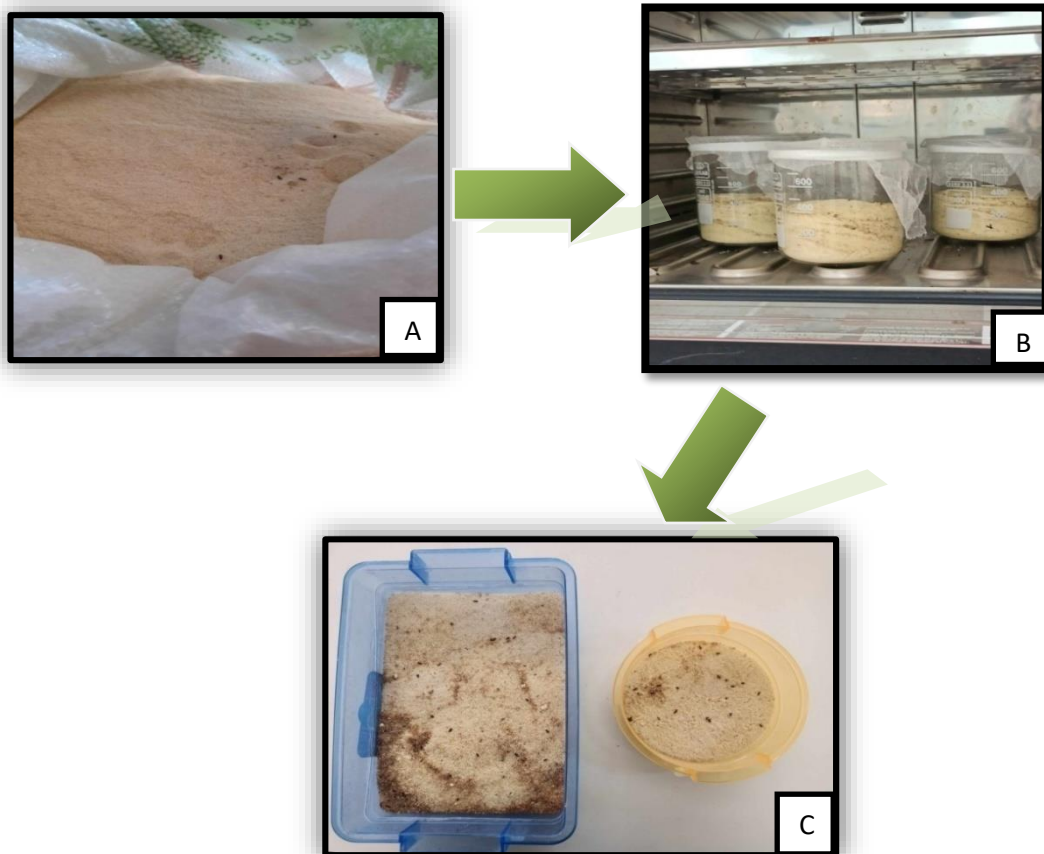


Figure 14 : Elevage de *Tribolium castaneum* (a : recherche et récolte ; b : mise en culture et incubation ; c : observation des larves et adultes) recherche et (Original, 2024).

7.2. Méthode d'élevage de *Drosophila melanogaster* :

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 :

7.2. 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, Banane, fraise et d'Orange) ont été coupés en petits morceaux et mis dans des boîtes en plastiques pour accélérer la fermentation (Fig.15). 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 ,2009**).



Figure15 : Récupération des pupes à partir des fruits mûrs (**Originale, 2024**).

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, 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).



Figure 16 : Préparation du milieu nutritif artificielle pour la culture des pupes de *Drosophila* (Originale, 2024).

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 pendant 3 heures. Puis on ajoute pour chaque milieu une quantité de pupes afin d'assurer une croissance rapide et satisfaisante pour

Les bouteilles doivent fermer a l'aide d'un tissu doublé afin d'évité la sortie des mouches del'expérimentation. Les bouteilles doivent fermer à l'aide d'un tissu doublé afin d'évité la sortie des mouches de petite taille.

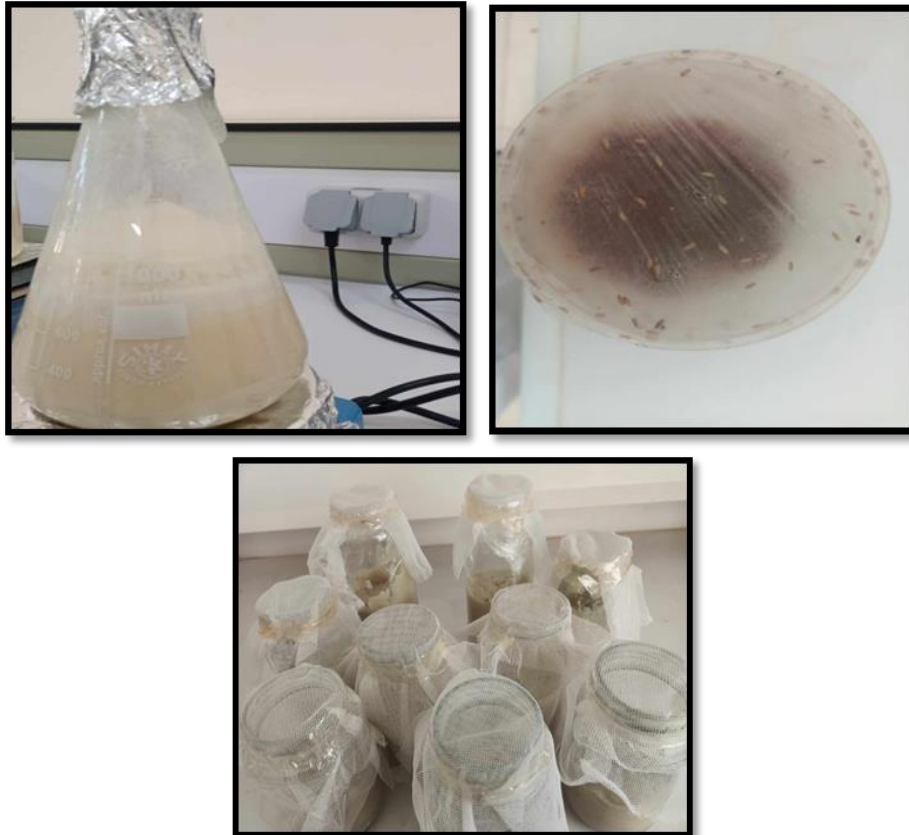


Figure17 : Etapes d'élevage de *Drosophila melanogaster* (Originale, 2024).

8. Préparation des extraits :(Spirulina et Spirugyra) :

8.1. Préparation des extraits :(Spirulina) :

8.1.1. Macération :

Les extraits végétaux utilisés pour les tests de toxicité ont été préparés par l'utilisation de la technique de la macération au froid. Après avoir broyé finement la partie aérienne de la plante, une masse d'environ 5g a été macéré dans 25ml de 3 solvants de polarité croissante : Hexane

(100%), Ethanol (100%), Acétone (100%), pour une durée de 24 heures et à température ambiante sous agitation.



Figure18 : Démarche méthodologique pour macérer l'algues spiruline (**Originale 2024**).

8.1.2.Evaporation (spirulina) :

Ensuite, chaque mélange est filtré dont nous avons obtenu alors 3 extraits différents. Ces derniers ont été évaporés à sec à l'aide d'un évaporateur rotatif jusqu'à obtention d'extrait sec qui a été conservé à 4°C et à l'abri de la lumière pour être utilisés pour les différentes analyses.

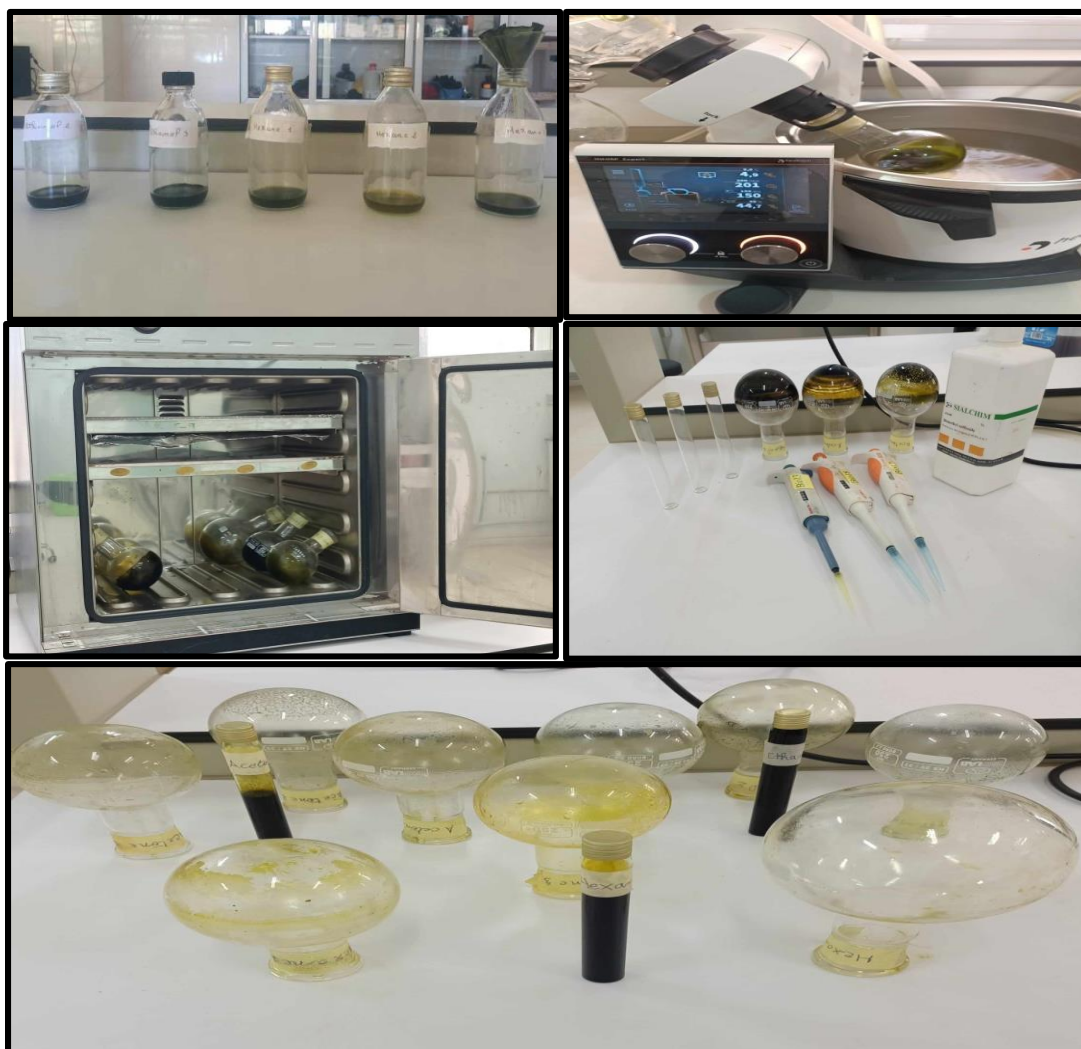


Figure 19 : Différentes étapes de préparation des extraits (Originale 2024).

8.1.3. Rendement d'extraction :

Le rendement des extraits des plantes est exprimé par rapport au pourcentage du principe actif dissout dans le solvant organique utilisé pour l'extraction par rapport au poids du végétal, sont estimés en fonction de la masse du végétal utilisée pour l'extraction. Le rendement d'extraction (%) est déterminé à l'aide de l'équation suivante :

$$R (\%) = \left(\frac{\text{Masse d'extrait sec}}{\text{Masse de matière végétale utilisée}} \right) \times 100$$

Masse d'extrait sec = la masse du ballon avec l'extrait-la masse du ballon vide (Fig.23).

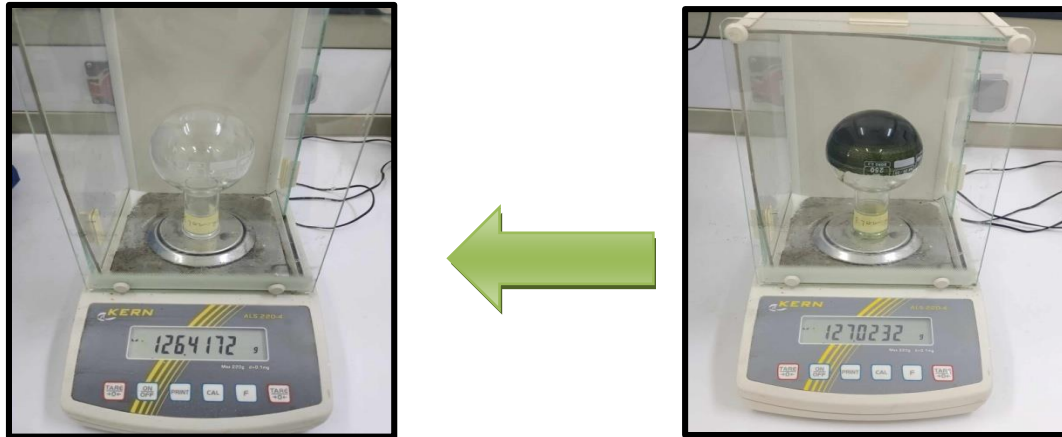


Figure 20 : Calcule de la masse d'extrait sec (Originale 2024).

9. Préparation des extraits :(Spirogira) :

9.1. Macération :

Les extraits végétaux utilisés pour les tests de toxicité ont été préparés par l'utilisation de la technique de la macération au froid. Après avoir broyé finement la partie aérienne de la plante, une masse d'environ 5g a été macéré dans 25 ml de 3 solvants de polarité croissante : Hexane (100%), Ethanol (100%), Acétone (100%), pour une durée de 24 heures et à température ambiante sous agitation.



Figure 21 : Démarche méthodologique pour macérer l'algues Spirogyra (Originale 2024).

9.2. Evaporation(Spirogira) :

Ensuite, chaque mélange est filtré dont nous avons obtenu alors 3 extraits différents. Ces derniers ont été évaporés à sec à l'aide d'un évaporateur rotatif jusqu'à obtention d'extrait sec qui a été conservé à 4°C et à l'abri de la lumière pour être utilisés pour les différentes analyses.

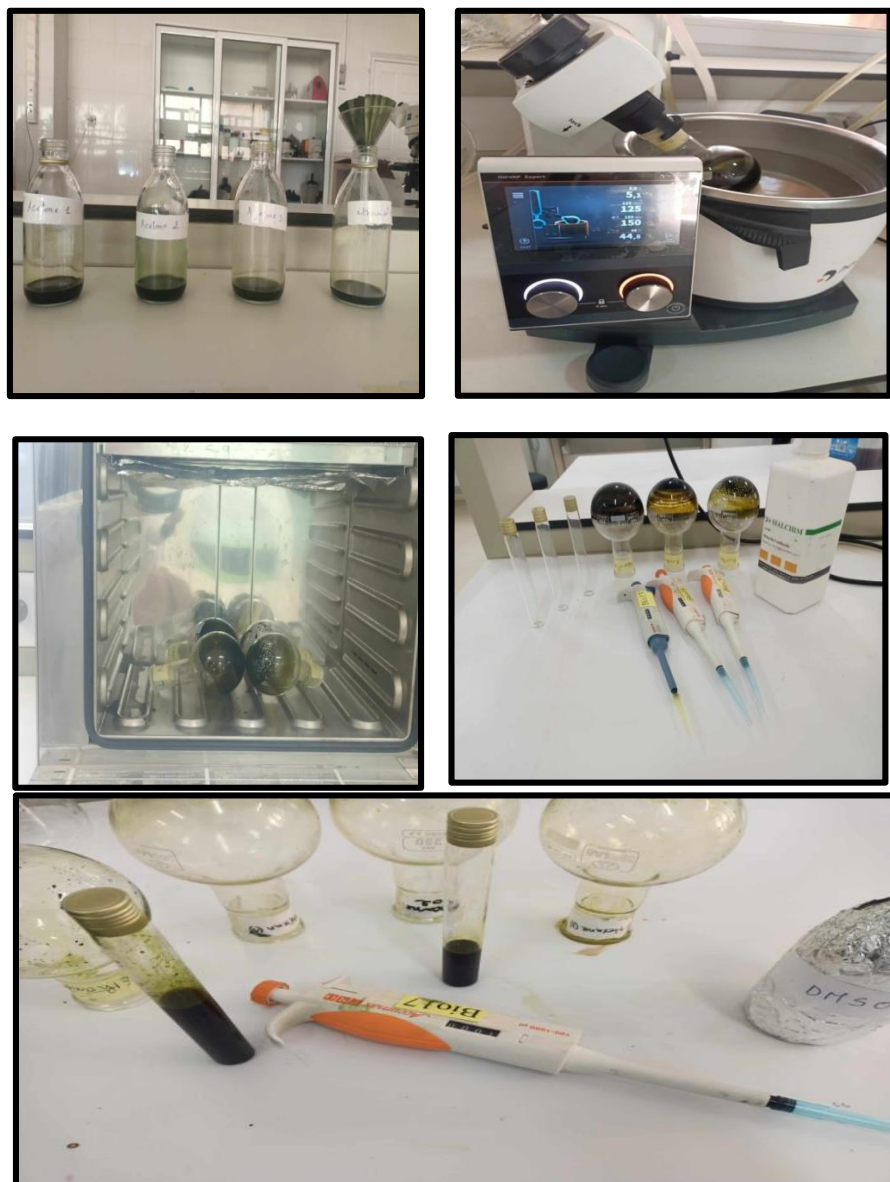
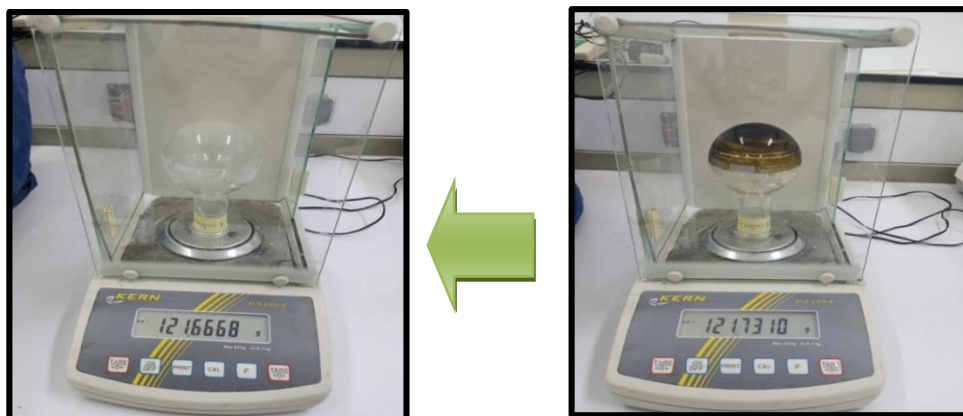


Figure 22 : Différentes étapes de préparation des extraits (**Originale 2024**)**9.3. Rendement d'extraction :**

Le rendement des extraits des plantes est exprimé par rapport au pourcentage du principe actif dissout dans le solvant organique utilisé pour l'extraction par rapport au poids du végétal, sont estimés en fonction de la masse du végétal utilisée pour l'extraction. Le rendement d'extraction (%) est déterminé à l'aide de l'équation suivante :

$$R (\%) = \left(\frac{\text{Masse d'extrait sec}}{\text{Masse de matière végétale utilisée}} \right) \times 100$$

Masse d'extrait sec = la masse du ballon avec l'extrait - la masse du ballon vide (Fig., 20)

**Figure 23** : Calcul de la masse d'extrait sec (**Originale 2024**).

10. Réalisation des tests toxicologique :

Par ingestion Pour objectif de schématiser les tests toxicologique, Le protocole expérimental est résumé dans la figure suivante :

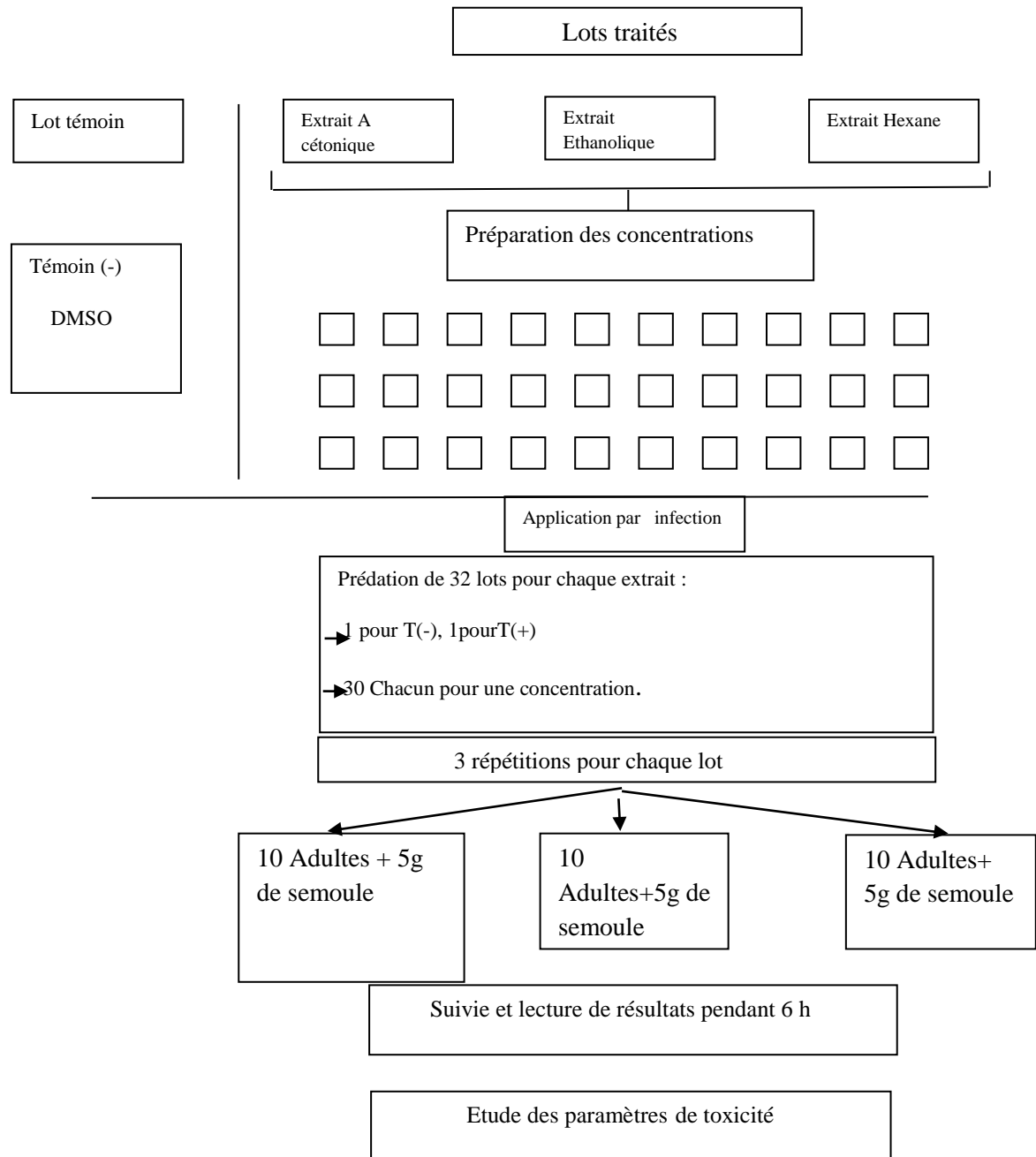


Figure24 : Protocole expérimental de tests toxicologique.

11. Paramètres de toxicité étudiée :

Pour la présente étude, quatre paramètres de toxicité sont étudiés soient :

- Taux de mortalité.
- Cinétique de mortalité.
- Doses létaux.
- Temps létaux.

11.1. Taux de mortalité :

Le premier critère d'étudier de l'efficacité d'un traitement ou biologique est la mortalité (Kemassi, 2014 ; Cherif, 2020 ; Herouini, 2021). Le pourcentage de mortalité observée des adulte des *Tribolium castaneum* témoins et traitées par Rapport aux adultes introduites a été déterminé selon la formule suivante :

$$\text{Mortalité (\%)} = \frac{\text{(Nombre de adulte mortes après traitement)}}{\text{(Nombre de adulte introduites)}} \times 100$$

11.2. Cinétique de mortalité :

Pour mieux représenter l'effet insecticide des extraits végétaux organiques sur les insectes le suivi de l'évolution de mortalité observée de l'adulte traitée a été enregistré avec l'évolution de temps pendant les 24h, 48h et les 72 h d'exposition.

11.3. Doses létales :

Pour un objectif de calcul des doses létales 50 et 90 (DL50 et DL90) qui tuent 50 % et 90 % du nombre d'individus exposés aux extraits, les pourcentages de mortalité corrigés ont été Transformés en probités, et les concentrations tests de toxicité ont été transformées en unlogarithme décimal. Des équations des droites de régression log de dose en fonction des probités ont été établies (Kemassi et al, 2019 ; Herouini, 2021).

11.4. Temps létaux :

Pour un objectif d'estimer des temps létaux 50 et 90 (TL50 et TL90) qui correspondent au temps nécessaire pour tuer 50 % et 90 % des individus exposés aux extraits, les droites de régression probites correspondant au pourcentage de mortalité corrigé des logarithmes de temps de traitement ont été établis (Kemassi, 2014 ; Kemassi et al, 2019 ; Cherif, 2020 ; Herouini, 2021).

11.5. Toxicité comparée :

Le logiciel STATISTICA (Version 2014) est utilisé pour étudier les différences significatives entre les moyennes des résultats de toxicité obtenues par l'utilisation de différents extraits orgiaque des plantes étudiées vis-à-vis les adulte des *Tribolium* testées .

12. Préparation des doses des extraits l'insecticide de : (*Tribolium castaneum* et *Drosophila melanogaster*) :

12.1. Préparation des doses des extraits l'insecticide de *Tribolium castaneum* :

A partir des quatre extraits obtenus de la plante étudiée et l'insecticide chimique, les dilutions sont préparées comme il est indiqué dans le tableau suivant :

Tableau 08 : Différentes doses des extraits préparées.

Méthode	Dose	Extrait
Par ingestion	10 %	On induit 0,05 ml extrait dans un tube eppendorf 0,45 DMSO.
	20 %	On induit 0,1 ml extrait dans un tube eppendorf 0,4 DMSO
	30 %	On induit 0,15 ml extrait dans un tube eppendorf 0,35 DMSO
	40 %	On induit 0,2 ml extrait dans un tube eppendorf 0,3 DMSO
	50 %	On induit 0,25 ml extrait dans un tube eppendorf 0,25 DMSO
	60 %	On induit 0,3 ml extrait dans un tube eppendorf 0,2 DMSO
	70 %	On induit 0,35 ml extrait dans un tube eppendorf 0,15 DMSO

80 %	On induit 0,4 ml extrait dans un tube eppendorf 0,1 DMSO
90 %	On induit 0,45 ml extrait dans un tube eppendorf 0,05 DMSO
100	On induit 0,5 ml extrait dans un tube eppendorf 0 DMSO

12.2. Préparation des doses des extraits l'insecticide de *Drosophila melanogaster* :

A partir des quatre extraits obtenus de la plante étudiée et l'insecticide chimique, les dilutions sont préparées comme il est indiqué dans le tableau suivant :

Tableau 09 : Différentes doses des extraits préparées.

Méthode	Dose	Extrait
Par contacte	20 %	On induit 0,02 ml extrait
	40 %	On induit 0,04 ml extrait
	60 %	On induit 0,06 ml extrait
	80 %	On induit 0,08 ml extrait
	100%	On induit 0,1 ml extrait
	120 %	On induit 0,12 ml extrait
	140 %	On induit 0,14 ml extrait

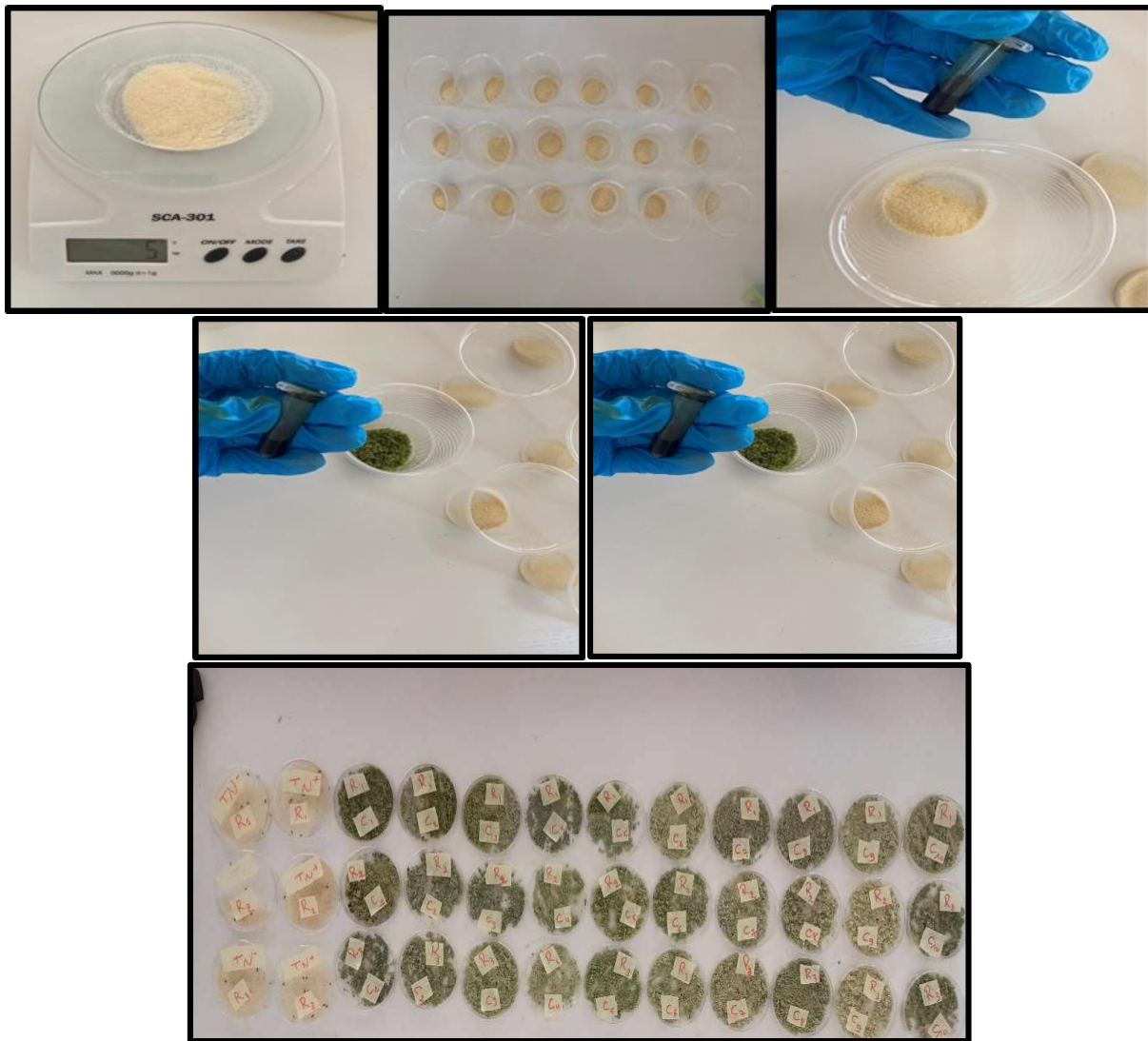
13. Les tests des toxicités :

Figure 25 : Tests de toxicité des extraits vis-à-vis les adultes de *Tribolium*
(Originale 2024).

14. Préparation milieu de culture :

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.



Figure 26 : Milieu nutritif artificielle de la Drosophila (Originale 2024).

15. Les tests des toxicités :



Figure 27 : Tests de toxicité des extraites vis-à-vis les pupes de *Drosophila*

(Originale 2024).

Résultats et discussion

Dans le cadre de l'étude de pouvoir insecticide des extraits de deux algues *Spirogyra sp* et *Arthrospira platensis* d'eau douce de la région de Laghouat sur la mortalité de *Tribolium* adulte et *Drosophila* pupes. L'évaluation de l'effet des extraits poly phénoliques sur la mortalité des insectes est expérimentée *in-vitro*. Les résultats obtenus sont analysés à l'aide du logiciel Microsoft Office Excel et du logiciel xl-stat. Les résultats sont détaillés et présentés dans l'ensemble des figures et tableaux dans ce chapitre.

1. Caractéristiques des extraits :

Le tableau suivant représente les caractéristiques générales des extraits obtenus à partir de deux algues

Tableau 10: Caractéristiques générales des extraits des deux algues.

<i>Arthrospira platensis</i>	Poids de l'extrait	Rendement	Concentration	Couleur	Aspect
Hexane	0,091±0,0772	1,84±1,557	16,39±12,09	Jaune claire	Lourd
Ethanol	0,234±0,011	4,7±0,22	45,54±10,41	Vert	Lourd
Acétone	0,052±0,0349	1,046±0,700	15,003±9,62	Vert claire	Lourd
<i>Spirogyra sp</i>	Poids de l'extrait	Rendement	Concentration	Couleur	Aspect
Hexane	0,2076±0,0139	4,152±0,278	50,96±4,41	Jaune foncé	Visqueuse
Ethanol	0,2692±0,057	5,377±1,143	8,63±4,41	Vert foncé	Visqueuse
Acétone	0,147± 0,088	2,94±1,77	44,62±31,0	Vert	Visqueuse

Il ressort du tableau 1 et des figures 1 et 2 les observations suivantes :

- Pour les deux algues, l'éthanol représente le solvant qui donne le poids d'extrait le plus élevé ; 0,234±0,011 pour *Arthrospira platensis* et 0,2692 ±01057 pour *Spirogyra sp*.

-Toujours l'éthanol représente le solvant qui donne un rendement important pour Les algues *Spirogyra sp* (5,30%) et 4,7% pour l'algue *Arthrospira platensis*.

-la concentration indique le taux de pureté de l'extrait sec de l'algue dans 100 ml du solvant d'extraction.

Nous notons pour l'algue *Arthrospira platensis*, le meilleur solvant d'extraction était l'éthanol qui donne un taux de pureté de l'extrait sec à 100 ml du solvant égale à 45, 54 mg/ml, l'Hexane et l'Acétone donne de faibles concentration, et qui sont respectivement égale à : 16,39 et 15,003 mg/ml.

Pour le cas de l' Algue *Spirogyra sp* et à l'inverse de l'Algue *Arthrospira platensis* l'Hexane et l'Acétone qui donnent les concentrations des solvants les plus important, d'où les valeurs sont respectivement 50,96 mg/ml et 44,62 mg/ml.

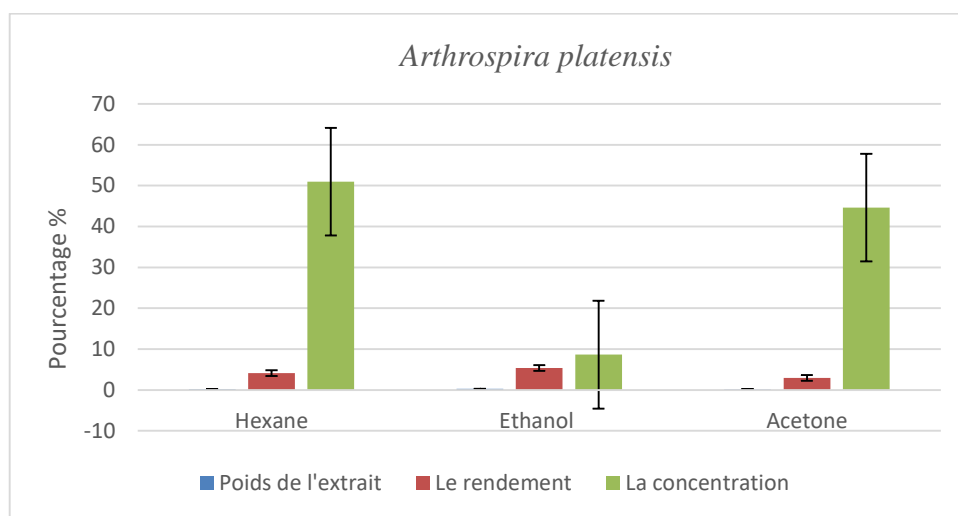


Figure 28 : Poids d'extrait, rendement et concentration par trois solvants de l'algue *Arthrospira platensis*

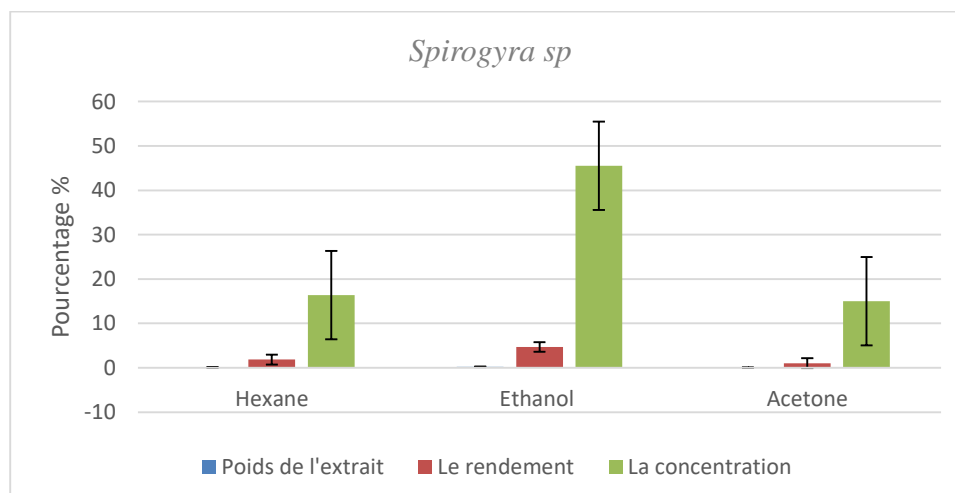


Figure 29: Poids d'extrait, rendement et concentration par trois solvants de l'algue *Spirogyra sp*

Tableau 11 : Mortalité corrigé au niveau de DL50 et DL90 de trois solvants chez *Tribolium castrum*.

2. Les valeurs DL50 et DL90 de différent extrait sur *Tribolium castaneum* :

Algue	Extrait	Heure (h)	(R ²)	DL50%	DL90%
Spirulina	A cétonique	48 h	0,764	95,49 %	ND
		72 h	0,6974	21,87%	ND
		96 h	0,6857	10%	36,30%
	Hexanouque	24 h	0,6817	ND	ND
		48 h	0,6817	33,88%	ND
		72 h	0,6218	13,80%	58,88%
	Ethanoïque	48 h	0,764	95,49 %	36,30 %
		72 h	0,6817	22,38%	ND
		96 h	0,6857	11,22%	36,30%
Spirogyra	A cétonique	48 h	0,764	95,49 %	ND
		72 h	0,6974	21,87 %	ND
		96 h	0,6857	10 %	36,30 %
	Hexanouque	48 h	0,764	95,49 %	36,30 %
		72 h	0,6817	22,38%	ND
		96 h	0,6857	11,22%	36,30%
	Ethanoïque	24 h	0,6817	ND	ND
		48 h	0,6817	33,88%	ND
		72 h	0,6218	13,80%	58,88%

ND : Valeur n'est pas calculé car le nombre de décès n'atteigne pas la valeur critique (DL50 ou DL90).

Ce tableau présente les valeurs de mortalité corrigé au niveau des doses critiques DL50 et DL90 de différent solvant extraction. Le tableau est composé de six colonnes :

-La première porte les noms des substances naturelles dont laquelle, Les extraits sont réalisés.

- 2eme colonne : représente les trois solvants extraction Acétone, Hexane et, Éthanol. -
 3eme colonne : indique les heures dans laquelle les premières mortalités ont été enregistrées
 48, 72 et 96 heures.

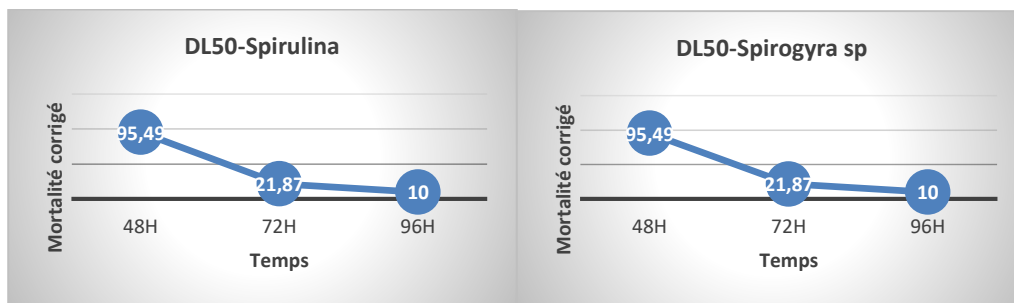
- La 4eme colonne : représentant le coefficient de détermination R^2 de l'équation linéaire. DL 50 : signifie la dose létale qui tue 50% de la population.

- 5eme colonne DL90 : représente la dose l'état qui tue 90% de la population.

2.1 : Effet de l'acétone :

L'extrait acétonique des deux algues *Spirogyra sp* et *Arthrospira platensis* présente des effets sur le *Tribolium*.

Effet de l'acétone :



2.1.1 : Au niveau de DL50 :

-La courbe présente une allure décroissante a partir du premier temps de contact 95.49% à 48h puis 21,87% à 72% et 10% à 96%.

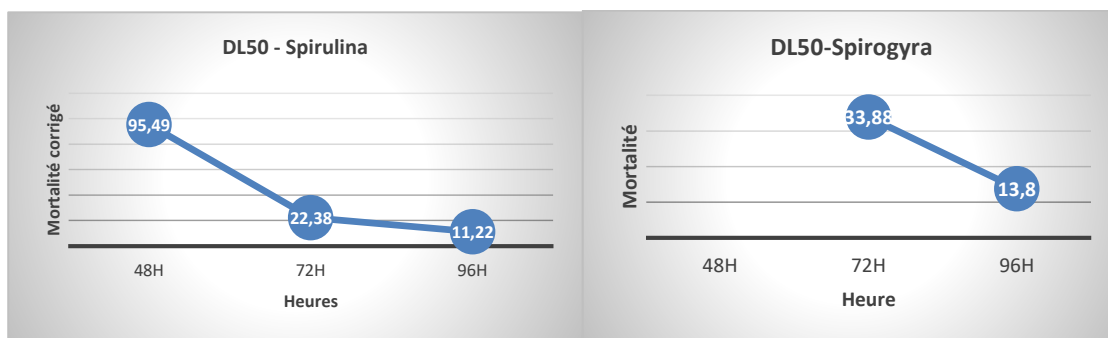
-Une mortalité importante dans les environs de 95,49% dès les premières 48h. puis la mortalité diminuer d'une lapses de temps à une autre ; ceci est expliqué par la résistance acquise par l'animal.

2.1.1 : Au niveau de DL90 :

L'abréviation NE, signifie qu'en ne peut pas estimer la mortalité corrigée au bout de 48h et 72h, parce que le nombre de décès n'atteigne pas le seuil critique de DL90.

-Un taux de mortalité à ce niveau de DL90 égale à 36,30% est constaté après 96h d'exposition aux extraits.

2.2 : Effet de l'éthanol :



D'un point de vue de globalité, les extraits des composés phénoliques de l'Algue *Spirulina* apparaissent plus efficaces que l'Algue *Spirogyra*.

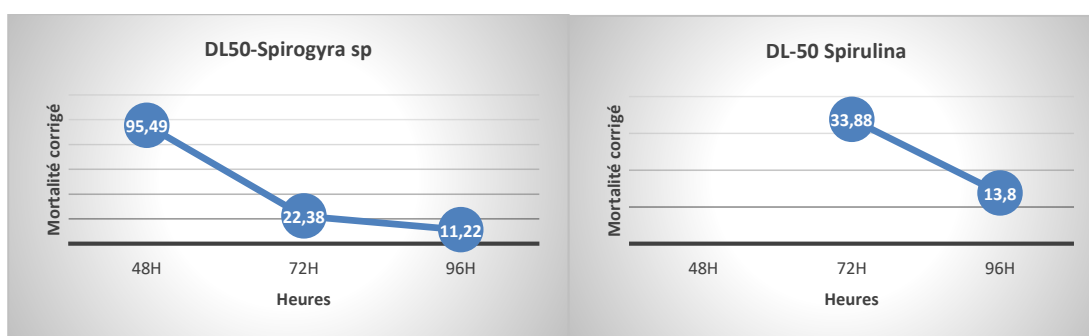
2.2.1 : Au niveau de DL50 :

LES Extraits Ethanoïques de spiruline à des effets de mortalité précoce (au bout de 48h) et un taux de décès égale à 95,49%. Alors, La mortalité de *Spirogyra* deviendra tardive après 72% avec un taux de décès de 33,88%.

2.2. : Au niveau de DL90 :

Pour les deux algues, La valeur estimable de la mortalité corrigée est indéterminée pour les 48h et 72h à cause du faible nombre de décès et qui n'atteigne pas le seuil critique DL90.

2.3 : Effet de l'Hexane :



D'après le tableau, l'efficacité est enregistrée chez les extraits Hexanoïque de l'Algue *spirogyra sp* que ce soit le niveau critique DL50 ou DL90.

2.3.1 : Au niveau de DL50 :

-L'effet mortalité des extraits Hexanouque de l'algue *Spirogyra sp* apparait Après 48h et un Taux de décès de 95,49%. Alors ceux de l'algue spiruline viens tardive et après 72h d'exposition et à faible taux de mortalité de 33,88%.

- Pour l'ensemble des deux algues, Le *Tribolium* présente une résistance acquise A près les première 48h d'exposition.

2.3.2 : Au niveau de DL90 :

-A ce niveau, toujours L'algue *Spirogyra sp* à des effets meilleurs et efficace que ceux de spiruline. Ou remarque mortalité ont été observés après 48h et le taux de décès atteint 36,30%.

- Pour le cas de la spiruline les premières mortalités apparaisse après 96h du temps de l'exposition.

Tableau12 : Mortalité corrigé au niveau de DL50 et DL90 de trois solvants chez *Drosophila melanegastere*

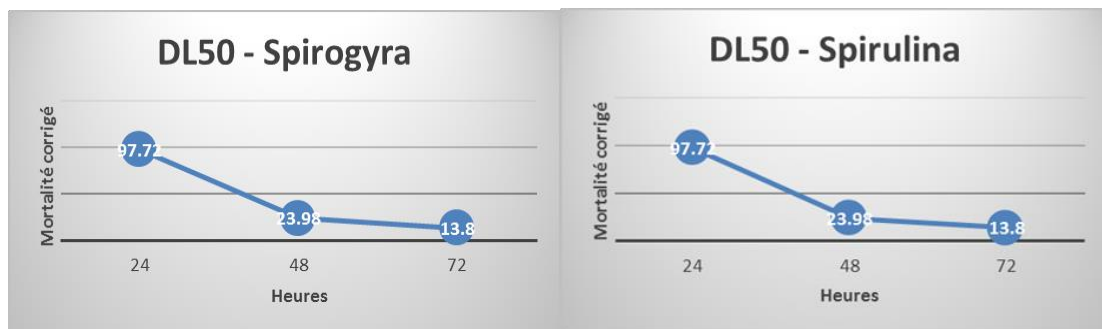
3. Les valeursDL50 et DL90 de différent extrait sur *Drosophila melanegastere*

Algue	Extrait	Heure (h)	(R2)	DL50	DL90
Spiruline	A cétonique	24h	0,9346 %	97,72 %	ND
		48h	0,8101 %	23,98 %	ND
		72h	0,8361 %	13,80 %	ND
	Hexanouque	24h	0,8057	ND	ND
		48h	0,6358	19,49 %	64,56 %
		72h	100	100 %	100 %
	Ethanoïque	24h	0,856	ND	ND
		48h	0,7197	35,48 %	ND
		72h	0,8361	13,80 %	39,81 %
	A cétonique	24h	0,9346	97,72 %	ND

Spirogyre		48h	0,8101	23,98 %	ND
		72h	0,8361	13,80 %	39,81 %
	Hexanouque	24h	0,856	ND	ND
		48h	0,7197	35,48 %	ND
		72h	0,8361	13,80 %	39,81 %
	Ethanoïque	24h	0,8057	ND	ND
		48h	0,6358	19,49 %	64,56 %
		72h	100	100 %	100 %

ND : Valeur n'est pas déterminé car le nombre de décès n'atteigne pas la valeur critique (DL50 ou DL90).

3.1 : Effet de l'acétone :



D'après le tableau ci-après nous remarquons qu'il excite un effet identique au seuil critique DL50.

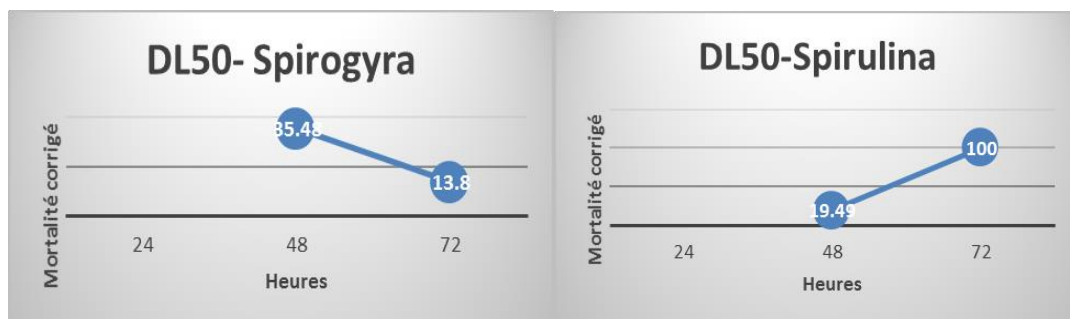
C'est –adire, A cette valeur DL50, la première mortalité apparaisse après 24h d'exposition et tue jusqu'à 97,72 % de *Drosophila*. Néanmoins, et dès le temps de l'exposition deviendra plus long, la mouche *Drosophila* deviennent à son tour plus en plus résistante et le taux de décès diminuer respectivement : 23,98 % et 13.80 %.

3.1.1 : Au niveau de DL90 :

A ce niveau, l'estimation de la mortalité corrigée est indéterminée, car le taux de décès n'atteigne pas 90 %.

Pour les deux algues *Spirulina* et *Spirogyra sp* il exception a été signalé chez l'extraction A cétonique de l'algue *spirogyra sp* après 72h d'exposition là ou en observe une mortalité corrige égale 39,81 %.

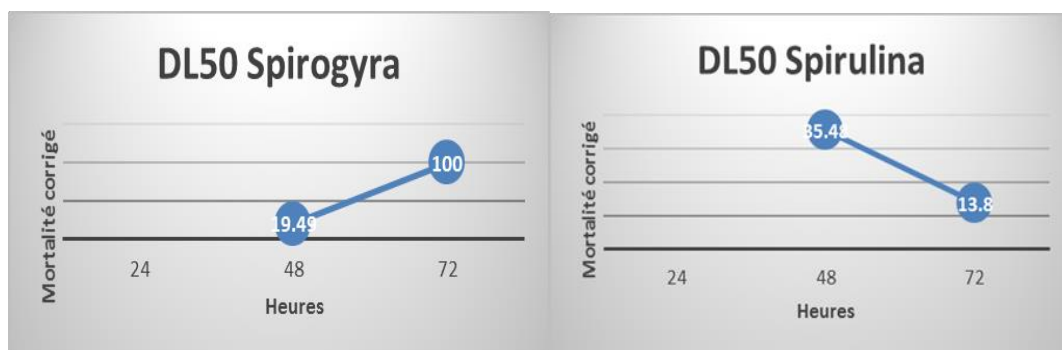
3.2 : Effet de l'extrait Hexanouque :



Les résultats du tableau et les courbes des deux figures fait ressortir les points suivants :

- Le première temps de mortalité au seuil DL50 et DL90 est marqué après 48h d'exposition pour les extraits Hexamériques des deux algues.
- Les extraits de *Spirulina sp* deviendront plus en plus mortalité létale lorsque le temps de l'exposition devient plus longue.

3.3 : Effet des extraits Ethanoïque :



Des mortalités bien marquées après 48h pour la dent algues mais avec des pourcentages différents.

C'est l'extrait éthanolique de *Spirogyra sp* était qualifié comme plus efficace par rapport aux extraits de l'algue *Spirulina sp*.

Tableau13 : Mortalité au niveau de TL50 et TL90 de trois solvants chez Les *Tribolium castaneum* .

Algue	Extrait	Concentrations	(R2)	TL50	TL90
Spirulina	A cétonique	10 %	0,611	60,25%	ND
		20 %	0,867	60,25%	ND
		30 %	0,867	52,23%	ND
		40 %	0,888	50,11%	ND
		50 %	0,881	45,70%	ND
		60 %	0,769	36,30%	60,06%
		70 %	0,767	33,88%	64,56%
		80 %	0,745	32,35%	63,09%
		90 %	0,766	30,90%	61,65%
		100 %	0,889	28,18%	56,23%
	Hexanouque	10 %	0,984	75,85%	ND
		20 %	0,984	75,85%	ND
		30 %	0,984	75,85%	ND
		40 %	0,946	44,66%	ND
		50 %	0,938	40,73%	ND
		60 %	0,928	37,15%	ND
		70 %	0,868	33,11%	81,28%
		80 %	0,756	30,19%	51,28%
		90 %	0,826	27,54%	47,86%
		100 %	0,877	25,70%	45,7%
	Ethanoïque	10 %	0,867	60,25%	ND
		20 %	0,867	60,25%	ND
		30 %	0,867	60,25%	ND
		40 %	0,888	50,11%	ND
		50 %	0,876	45,70%	ND
		60 %	0,794	39,81%	ND
		70 %	0,729	33,88%	64,56%
		80 %	0,745	32,35%	63,09%
		90 %	0,766	30,90%	61,65%
		100 %	0,818	28,84%	57,54%
Spirogyra	A cétonique	10 %	0,611	60,25%	ND
		20 %	0,867	60,25%	ND
		30 %	0,867	52,23%	ND
		40 %	0,888	50,11%	ND
		50 %	0,881	45,70%	ND
		60 %	0,769	36,30%	60,06%
		70 %	0,767	33,88%	64,56%
		80 %	0,745	32,35%	63,09%
		90 %	0,766	30,90%	61,65%
		100 %	0,889	28,18%	56,23%
	Hexanouque	10 %	0,867	60,25%	ND
		20 %	0,867	60,25%	ND
		30 %	0,867	60,25%	ND
		40 %	0,888	50,11%	ND
		50 %	0,876	45,70%	ND
		60 %	0,794	39,81%	ND
		70 %	0,729	33,88%	64,56%
		80 %	0,745	32,35%	63,09%
		90 %	0,766	30,90%	61,65%
		100 %	0,818	28,84%	57,54%

	Ethanoïque	10 %	0,984	75,85%	ND
		20 %	0,984	75,85%	ND
		30 %	0,984	75,85%	ND
		40 %	0,946	44,66%	ND
		50 %	0,938	40,73%	ND
		60 %	0,928	37,15%	ND
		70 %	0,868	33,11%	81,28%
		80 %	0,756	30,19%	51,28%
		90 %	0,826	27,54%	47,86%
		100 %	0,877	25,70%	45,7%

Tableau 14: Mortalité corrigé au niveau de TL50 et TL90 de trois solvants chez Les *Drosophila melanogastere*

Algue	Extrait	Concentrations	(R2)	TL50	TL90
Spirulina	A cétonique	10	0,950	38,01%	ND
		20	0,914	33,11%	ND
		30	0,880	30,90%	81,28%
		40	0,826	27,54%	47,86%
		50	0,840	26,30%	45,70%
		60	0,857	25,11%	44,66%
		70	0,957	22,90%	41,68%
	Hexanouque	10	0,836	28,84%	48,97%
		20	0,826	27,54%	47,86%
		30	0,840	26,30%	45,70%
		40	0,860	25,11%	44,66%
		50	0,957	22,90%	41,68%
		60	0,872	19,49%	33,88%
		70	0,872	15,84%	30,90%
	Ethanoïque	10	0,946	44,66%	ND
		20	0,855	61,65%	57,54%
		30	0,928	34,67%	ND
		40	0,868	33,11%	81,28%
		50	0,756	30,19%	51,28%
		60	0,826	27,54%	47,86%
		70	0,860	25,11%	44,66%

		Solutions			
		Concentration (%)	LD50 (mg)	TL50 (h)	TL90 (h)
Spirogyra	A cétonique	10	0,950	38,01%	ND
		20	0,914	33,11%	ND
		30	0,880	30,90%	81,28%
		40	0,826	27,54%	47,86%
		50	0,840	26,30%	45,70%
		60	0,857	25,11%	44,66%
		70	0,957	22,90%	41,68%
	Hexanouque	10	0,946	44,66%	ND
		20	0,855	61,65%	57,54%
		30	0,928	34,67%	ND
		40	0,868	33,11%	81,28%
		50	0,756	30,19%	51,28%
		60	0,826	27,54%	47,86%
		70	0,860	25,11%	44,66%
	Ethanoïque	10	0,836	28,84%	48,97%
		20	0,826	27,54%	47,86%
		30	0,840	26,30%	45,70%
		40	0,860	25,11%	44,66%
		50	0,957	22,90%	41,68%
		60	0,872	19,49%	33,88%
		70	0,872	15,84%	30,90%

Le cas de la solution Acétone:

✓ L'estimation des résultats par l'approche probité sur des insectes Tribolium à moitrer des résultats similaire Et le mêmes pour les deux algues Spirogyra sp et Spirulina.

Il panait que: Au niveau de la concentration la plus faible 10% on y est besoin de 60,25h pour avoir tué 50% de la population.

✓ Mois à chaque fois, lorsque en segmente La dose létale le temps nécessaire pour TL.50 réduit.

✓ Le même constatons à été enregistré pour la puppe de Drosophila, le TL50 est sensible à l'interaction dose et temps létale.

✓NB/les résultats ils sont similaires et identiques pour le cas de TL90.

Cas des extraits éthanoïques, et Hexanouque d'après les résultats, nous observés que la cinétique de TL.50 et TL90 reste la même et interpréter de la façon suivant :

✓ A une dose standard de 10% de l'extrait on a besoin de 60,25h et pour tue 50% de la population.

✓ Pour une dose de 100 ml/L on y est besoin de 30h. Pour le solvast éthanol. Et 28h pour l'hexane.

Conclusion

Conclusion :

Ce travail portera sur l'évaluation de l'activité larvicide de l'extrait de 2 plants (Spirulina et Spirogyra) on utilisant Ethanol, Hexane, Acétone, comme solvant d'extraction.

L'étude a été dénommée..... Selon N.....Juscan.. Dont on a appliqué plus air teste et méthodes.

Il ressort des résultats obtenus les conditions suivantes :

_les conditions expérimentales d'élevage des insectes et des milieux des algues.... identifiées :

T°C _ PH _ Humidité.

_Tous les solvants Acétone, Hexane, Ethanol ont donné des rendements et des concentrations acceptables mais différentes.

_Les extraits organiques des deux algues ont des extraits insecticides mesurés à des doses différentes.

_Il paraît que les extraits éthanoliques d'algues Spirogyra étaient le meilleur insecticide.

_ Les extraits hexaniques pour l'algue Spirulina étaient le meilleur insecticide.

_Au niveau de DL50 :

- ✓ Une mortalité importante dans les environs de 95,49% dès les premières 48h. puis la mortalité diminue d'une lapse de temps à une autre ; ceci est expliqué par la résistance acquise par l'animal.

_Au niveau de DL90 :

- ✓ Un taux de mortalité à ce niveau de DL90 égale à 36,30% est constaté après 96h d'exposition aux extraits.

_Au niveau de TL50 :

- ✓ L'estimation des résultats par l'approche probit sur des insectes Tribolium a montré des résultats similaires Et les mêmes pour les deux algues Spirogyra sp et Spirulina.

_Au niveau de TL90 :

- ✓ Cas des extraits éthanoïques, et Hexanouque d'après les résultats des tableaux, nous observés que la cinétique de TL50 et TL90 reste la même et interpréter de la façon suivant:
- ✓ A une dose standard de 10% de l'extrait on a besoin de 60,25h et pour tue 50% de la population.
- ✓ Pour une dose de 100 ml/L on y est besoin de 30h. Pour le solvant éthanol. Et 28h pour l'hexane.

_On poux dire que les plants étudié peuvent être considéré comme étant une excellente source naturelle d'anti insecticide très utile dans le domaine agroalimentaire comme conservateur cette étude n'est pas explorée tous les propriétés biologique des plante étudié. Par conséquent il serré intéressant dans un avenir de complété notre étude par la réalisation d'autre activité biologique.

Les perspectives de l'étude :

Ce travail, est original, et riche en résultats mérité d'être valoriser par des travaux de recherches approfondies à savoir :

- 1- _ Optimisation des méthodes d'extraction.
- 2- Évaluation de l'efficacité à long terme.
- 3- Etudes de toxicité et de sécurité.
- 4- Poursuivre les recherches pour élucider les mécanismes d'action des composés bioactifs présents dans les extraites des algues. Une compréhension plus approfondie de ces mécanismes pourrait conduire à l'amélioration des formulations insecticides et à la découverte de nouveaux agents bioactifs.
- 5- Etudier l'acceptabilité sociale et culturelle de l'utilisation des extraites de plantes dans la gestion des nuisibles, en impliquant les communautés locales et les agriculteurs dans les processus de développement et de mise œuvre.

Références Bibliographiques

- **A. Rouari R. Chaibi.(2022).** Première étude de l'activité larvicide des extraits algériens d'Oudneya Africana contre les larves de Culex pipiens. Journal ukrainien d'écologie.Vol 12 N°1. 65-70.
- **Abdelsamad R M. Elhag E A. Eltayeb. (1988).** Etudes sur la phénologie de *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera : Tenebrionidae) dans la Gezira soudanaise. Journal de recherche sur les produits stockés. Vol 24 N° 2.101-105.
- **Anonyme ,2012 :** Une nouvelle drosophile (*Drosophila suzukii*) en vignoble bordelais .Union girondine des vins de Bordeaux .36p
- **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 du 12/07/2012.
- **Anonyme, 2013 :** http://fr.wikipedia.org/wiki/Drosophila_melanogaster du 12/07/2012 .
- **Antenna technologies. Malnutrition:** Spiruline données scientifiques 2009. Disponible sur https://www.antenna-france.org/wp-content/uploads/2014/06/spiruline_donneesscientifiques.pdf (dernière consultation Novembre 2017).
- **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.
- **Bennett J M. Bennett M J.(2003).** Développer la sensibilité interculturelle. Manuel de formation interculturelle. pp : 147-165.
- **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 .
- **Bernard C.** Les cyanobactéries et leurs toxines. Rev Francoph Lab 2014;2014:53–68.
- **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, 2010 Bonneton F., 2010.** Le coléoptère du nom de *Tribolium* Typologie et étymologie de *Tribolium castaneum* Herbst, 1797. Biochimie des insectes et biologie moléculaire. Vol 38.377– 379.
- **Bugnon. F. (1971),** *Les Algues. Éléments de botanique systématique*, C.R.D.P., Dijon, 51971).
- **C.D.F.L, (2022).** Conservation du foret de la wilayat des Laghouat 2022.
- **Camara. (2009).** Lutte contre *Sitophilus oryzae* L. (colioptere : curculionidae) et *Tribolium castaneum* herbest (coleoptera : tenebrionidae) dans les stocks de riz par la technique d'étuvage traditionnelle pratiquée en basse-guinée et l'utilisation des huiles essentielles végétale. Université québec à montréal, thèse de doctorat en sciences de l'environnement. Page 2-27.
- **Campbell et Hagstrum. (2002).** Exploitation des patchs par *Tribolium castaneum*: schémas de déplacement, distribution et oviposition. Journal de recherche sur les produits stockés. Vol 38. 5568
- **Castenholz R.W.,(2001). Subsection III,Order Oscillatoriales .In Stanley ,J.T.**
- **Charpy L, 2008.** Colloque International « la Spiruline et le développement », formation et transfert de thechnologie, en matière de culture de Spiruline : 28 - 29 et 30 avril 2008.Toliara - SUD-OUEST MADAGASCAR : 8, 9, 89, 91, 131-134. Ciferri, O. (1983). Spirulina, the Edible Microorganism. Microbial. Rev. Vol. 47:551- 578.
- **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.
- **Corolla Jean-Pierre et Michel Kupfer (2009),** Engelhardt W., 1998, LA VIE DANS LES ETANGS, LES RUISSEAUX ET LES MARES, ed. Vigot, 316p.
- **Delobel A. et Tran M. (1993).** Les Coléoptères des denrées alimentaires entreposées dans les régions chaudes. IRD Editions. Page : 275-280 et 345-346.
- **Falquet J., Hurni J.P., (2006).**The nutritional aspect of Spirulina . Antenna technologies . www.antenna.ch/documents/1-25p.
- **Faurie C., Farra C. et Medori P., (2003).** Écologie. Éd. Baillière J.-B. Paris, 168 p.

- **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.
- **Fox R.D.** Spiruline, Technique pratique et promesse. Aix en Provence: Edi sud; 199
- **Garon-Ladiere S. 2004.** Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). :332.
- **Good N E. (1936).** Les coléoptères de la farine du genre *Tribolium*. Bulletin technique de l'USDA. Vol 5. Page : 27-28.
- **Goulamabasse Tessine Raza** : « la spiruline : activité thérapeutique et son intérêt dans la lutte contre la malnutrition à Madagascar ». Thèse pour le diplôme d'état de docteur en VICENETE.N., 2008.Spiruline et développement in international symposium 'spirulina and developement' page 07.pharmacie 20/06/2018.
- **Goulamabasse Tessine Raza** : « la spiruline : activité thérapeutique et son intérêt dans la lutte contre la malnutrition à Madagascar ». Thèse pour le diplôme d'état de docteur en VICENETE.N., 2008.Spiruline et développement in international symposium 'spirulina and developement' page 07.pharmacie 20/06/2018.
- **Goulambasse T.R.(2018)** : la spiruline : activité thérapeutique et son intérêt dans la lutte contre la malnutrition à Madagascar Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie 20/06/2018.
- **Hélène Cruchot 2008**La Spiruline, Bilan et Perspective. Thèse docteur en pharmacie. université de France-Comite.
- <https://sites.uclouvain.be/gena/genedactic/NewGenedactic/1MediaCommuns/document%20pdf/Cycle%20de%20Vie%20et%20morphologie.pdf>
- **ILTIS, A.1970.** Les algues d'eau douce initiation à la systématique. Tome1 : les algues vertes, Edition N. Boubée et Cie 3. Place Saint-André-Des-ART, part, PARIS-6 e .Pb. 9-10.
- **Iltis. A, (1970):** Tolérance de salinité de *Spirulina platensis* (Gom.) Geitl., (Cyanophyta).
- **Jean-Yves , Floc'h et véronique ,véto-Leclerc (2010).** Les secrets des algues p 11.
- **L Rouari.H Gouzi. M Ghermaoui F. Benaceur A. Kemassi B. MerabtiI. Messahli A. Rezzoug A. Rouari R. Chaibi.(2022).** Première étude de l'activité larvicide des extraits

algériens d'Oudneya Africana contre les larves de Culex pipiens. Journal ukrainien d'écologie. Vol 12 N°1. 65-70.

- **Lee Robert. Edward (1989)** ; Phycology chapitre I, page 3-.combridge, fourth edition.534.
- **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 Santos., 1963- Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales.Ed. C.N.R.S. Paris,1 et 2, p1770.
- **Mason L J.(2003)**. Fiche d'information sur les insectes des céréales E-224-W : Tribolium rouge et confus de la farine, *Tribolium castaneum* (Bhst.) et *Tribolium confusum* Duval. Université Purdue, Département d'entomologie.
- **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
- **O.N.M.** Office National de la Météorologie 2022.
- **Perrier R. (1961)**. La faune de la France, coléoptères. Ed. Delagrave, Paris. Tome VI. Page: 215
- **Powell, 1997** in anonyme 2012 .
- **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.
- **Sall, M.G., Dankoko, B., Badiane, M., Ehua, E. et Kuakuwi, N. (1999)**. La spiruline : une source alimentaire à promouvoir. Médecine d'Afrique Noire. Vol. 46 (3): 140- 141.
- **Scotti G.(1978)**. Les insectes et les acariens des céréales stockées. AFNOR-I.T.F.C .Page:238
- **Seltzer, (1946)** le climat de l'Algérie 120p.
- **Siguera, S. (2008)**. Spirulina Platensis et ses Constituants, Intérêts Nutritionnels et Activités Thérapeutiques, Thèse pour obtenir le Diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie, Université Henri Poincaré - Nancy 1, Faculté de Pharmacie, p 15.
- **Sirnoval C. (1993)**. La spiruline, une arme contre la malnutrition, histoire et perspectives. Bulletin de l'institut océanographique, Monaco, 12 :203-222.

- **Terhzaz ,.S. (2003)** - Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster* : la leucokinine et l'IFamide. Thèse de doctorat en neurosciences et neuropharmacologie 182p.
- **(Seggai, 2008)**. *Spirulina Platensis* et ses Constituants, Intérêts Nutritionnels et Activités Thérapeutiques p 17.
- **Traccqui. P, Demongeot. J, 2003**. Eléments de biologie à l'usage d'autres disciplines de la structure aux fonctions, EDP sciences Edition, 94-95.
- **Tsacas et Bocquet, 1976** in anonyme 2012)
- **Usharani, G. Srinivasan, S. Sivasakthi and P. Saranraj**, Antimicrobial Activity of *Spirulina platensis* Solvent Extracts Against Pathogenic Bacteria and Fungi, *Advances in Biological Research* 9 (5): 292-298, 2015.
- **Vonshak A., (2000)**.*spirulina platensis* (arthrospira) Physiology, cell-biology and biotechnology .Copyright Taylor & Francis Ltd.252p.
- **Wolfgang Pierl&Werner Ring, 1992**. Guides des insectes, délachaux et niestlé, Paris, pp 42-198.

Annexes

90h	0	0	90	90	100	100	100	100	100	100	100	100
96h	0	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100

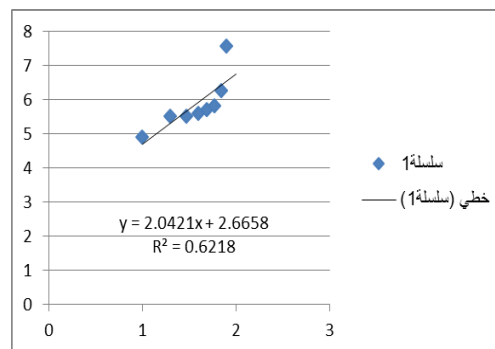
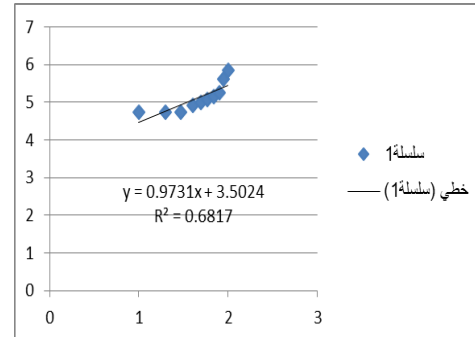
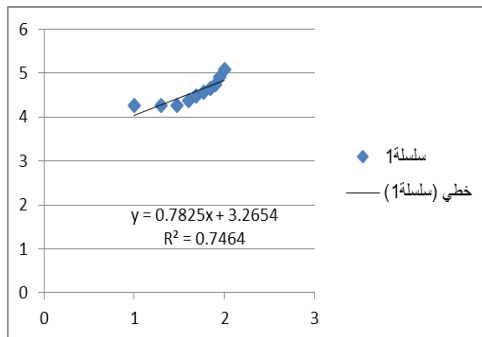
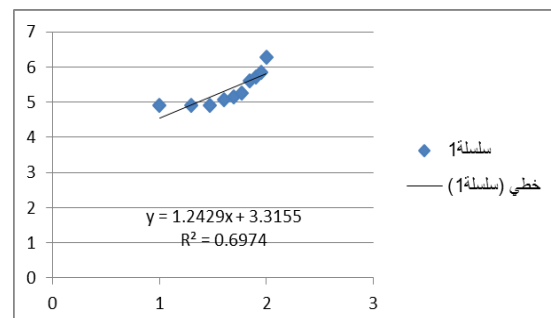
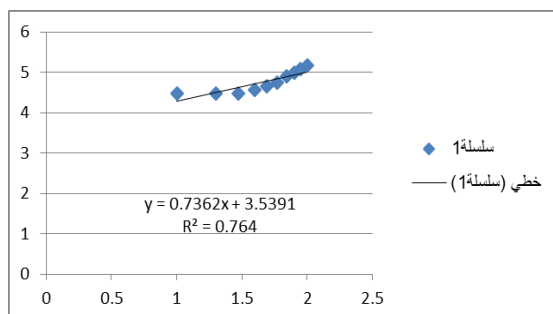


Figure 29 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Arthrospira platensis*.



Ethanol	N10	spirulina										
heures	TN-	TN +sans DMSO	10%	20%	30%	40%	50%	60%	70%	80%	90%	100%
6h	0	0	0	0	0	0	3.3	6.66	10	13.33	16.66	20
12h	0	0	0	3.3	3.3	3.3	6.6	10	13.3	16.6	20	26.6
18h	0	0	3.3	3.3	3.3	6.6	10	13.3	16.6	20	26.6	30
24h	0	0	6.6	6.6	6.6	10	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3
30h	0	0	10	10	10	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3	40
36h	0	0	13.3	13.3	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3	36.6	40
42h	0	0	23.3	23.3	23.3	26.6	30	33.3	36.6	40	50	53.3
48h	0	0	30	30	30	33.3	36.6	40	46.6	50	53.6	56.6
54h	0	0	33.3	33.3	33.3	36.6	40	46.6	50	53.3	56.6	60
60h	0	0	36.6	36.6	36.6	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
66h	0	0	40	40	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
72h	0	0	46.6	46.6	46.6	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	85
78h	0	0	46.6	46.6	53.3	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
84h	0	0	46.6	60	60	70	73.3	76.6	80	90	100	100
90h	0	0	46.6	70	70	73.3	76.6	80	90	100	100	100
96h	0	0	70	73.3	73.3	76.6	80	90	100	100	100	100
102h	0	0	76.6	76.6	76.6	80	90	100	100	100	100	100
108h	0	0	80	80	80	90	100	100	100	100	100	100
114h	0	0	90	90	100	100	100	100	100	100	100	100
120h	0	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100

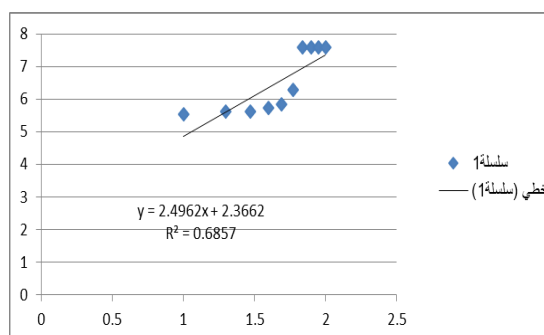
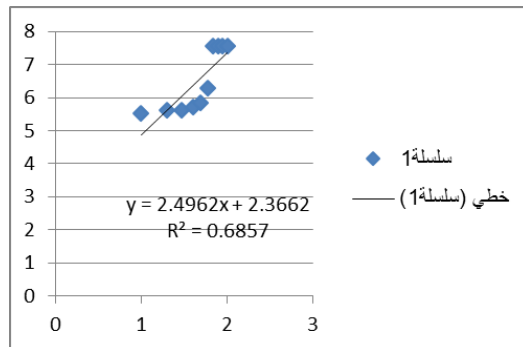
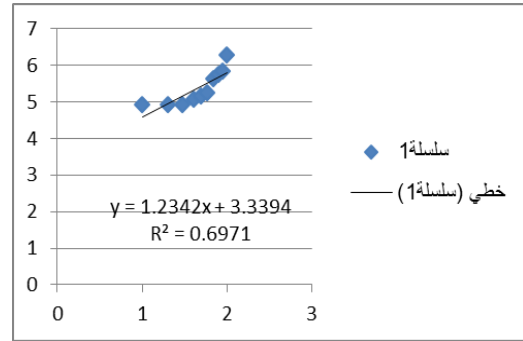
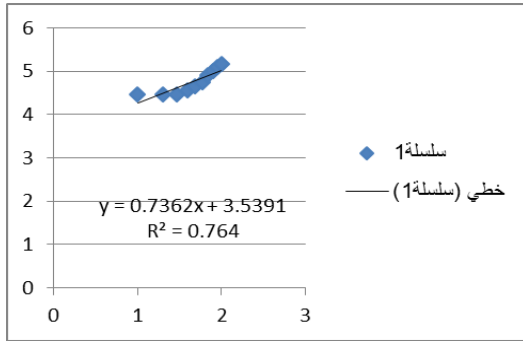


Figure30 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 48h, 72h, 96h d'exposition pour *Arthrospira platensis*.



Hexane	spirogyra											
Heures	TN-	TN+ sans DMSO	10%	20%	30%	40%	50%	60%	70%	80%	90%	100%
6h	0	0	0	0	0	3.33	6.66	10	13.33	16.66	20	26.66
12h	0	0	0	0	3.33	6.66	10	13.33	16.66	20	26.6	30
18h	0	0	0	3.33	6.66	10	13.33	16.66	20	26.6	30	33.3
24h	0	0	3.33	6.66	10	13.33	16.66	20	26.6	30	33.3	36.66
30h	0	0	6.66	10	13.3	16.66	20	26.66	30	33.3	36.6	40
36h	0	0	10	13.3	16.66	20	26.66	30	33.33	36.6	40	46.66
42h	0	0	13.3	16.66	20	26.66	30	33.33	36.6	40	43.33	50
48h	0	0	16.66	20	26.66	30	33.33	36.66	40	43.33	50	56.6
54h	0	0	20	26.66	30	33.3	36.66	40	43.3	50	56.6	60
60h	0	0	26.66	30	33.3	36.66	40	43.3	50	56.6	60	66.66
66h	0	0	30	33.3	36.66	40	43.3	50	56.6	60	66.66	70
72h	0	0	33.3	36.66	40	43.3	50	56.6	60	66.66	70	86.66
78h	0	0	36.6	40	43.3	50	56.6	60	66.66	70	86.66	90
84h	0	0	40	43.3	50	56.6	60	66.6	70	86.66	90	100
90h	0	0	43.3	50	56.6	60	66.6	70	86.66	90	100	100
96h	0	0	50	56.6	60	66.6	70	86.66	90	100	100	100
102h	0	0	56.6	60	66.6	70	86.66	90	100	100	100	100
108h	0	0	60	66.6	70	86.66	90	100	100	100	100	100

114h	0	0	66.6	70	86.66	90	100	100	100	100	100	100
120h	0	0	70	86.66	90	100	100	100	100	100	100	100
126h	0	0	86.66	90	100	100	100	100	100	100	100	100
132h	0	0	90	100	100	100	100	100	100	100	100	100
138h	0	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100

Figure 31 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 48h, 72h, 96h d'exposition pour *Tribolium castaneum*.

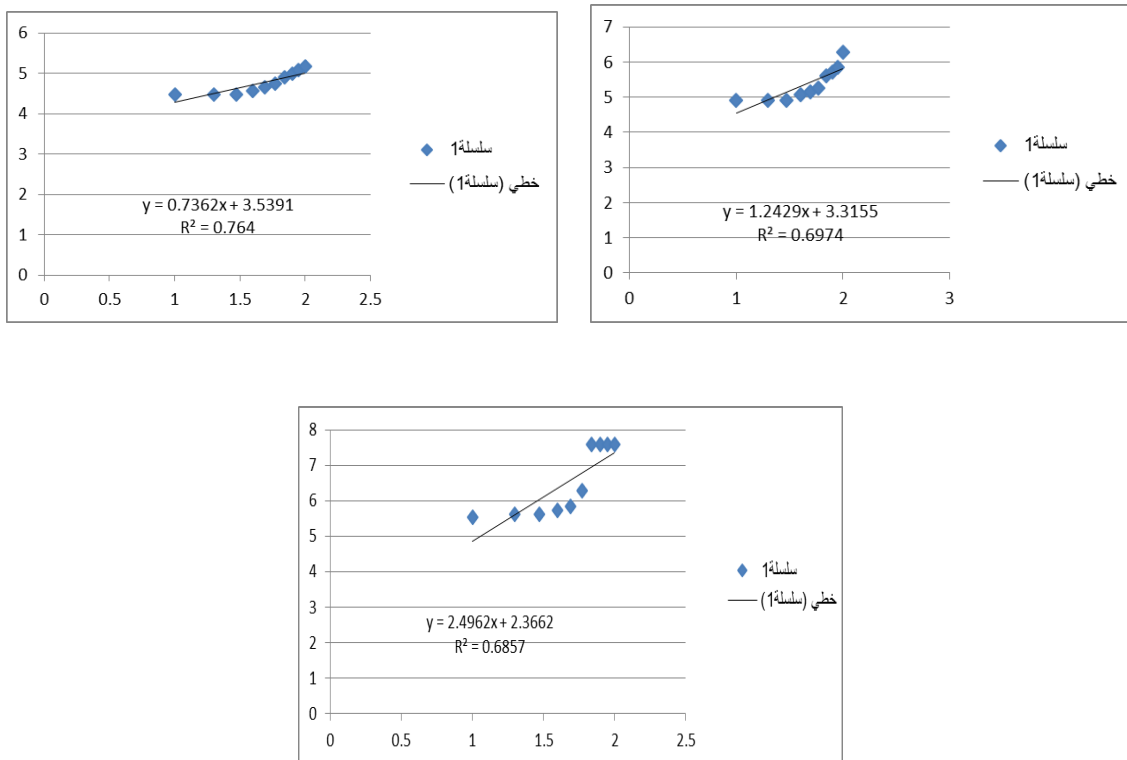


Figure 32: Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 48h, 72h, 96h d'exposition pour *Spirogyra sp.*

Ethanol	N=10	Spirogira										
Heures	TN6	TN+ sans DMSO	10%	20%	30%	40%	50%	60%	70%	80%	90%	100%
6h	0	0	3.3	3.3	3.3	6.6	10	13.33	16.66	20	23.33	26.66
12h			6.6	6.6	6.6	10	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3
18h	0	0	13.3	13.3	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3	36.6	40
24h	0	0	23.3	23.3	23.3	26.6	30	33.3	36.6	40	46.6	49.7
30h	0	0	30	30	30	33.3	36.6	40	46.6	46.6	50	56.6
36h	0	0	33.3	33.3	33.3	36.6	40	46.6	50	50	56.6	60
42h	0	0	36.6	36.6	36.6	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
48h	0	0	40	40	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
54h	0	0	46.6	46.6	46.6	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	90
60h	0	0	46.6	46.6	53.3	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
66h	0	0	46.6	60	60	70	73.3	76.6	80	90	100	100
72h	0	0	46.6	70	70	73.3	76.6	80	90	100	100	100
78h	0	0	70	73.3	73.3	76.6	80	90	100	100	100	100
84h	0	0	80	80	80	90	100	100	100	100	100	100
90h	0	0	90	90	100	100	100	100	100	100	100	100
96h	0	0	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100

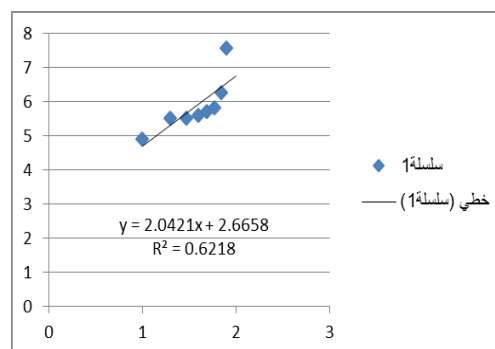
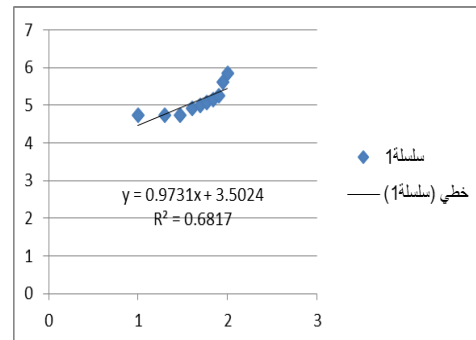
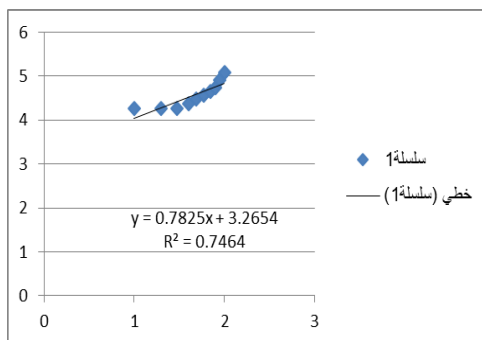
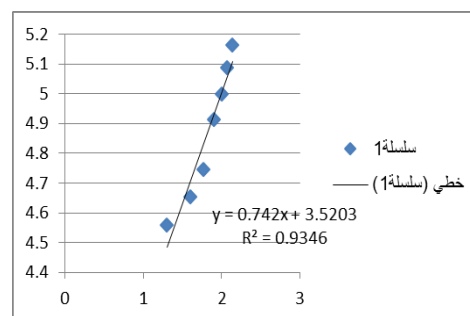
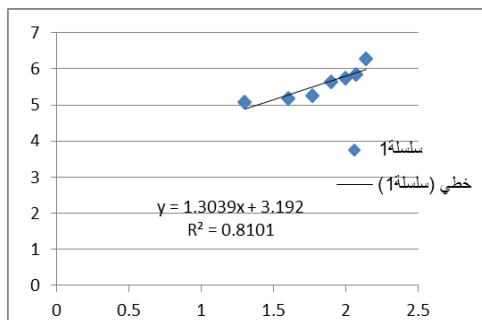


Figure 33 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Spirogyra* sp

Drosophila melanogaster :

Acetone	N=10	Spirogyra							
Heures	TN-	TN +sans DMSO	20%	40%	60%	80%	100%	120%	140%
6h	0	0	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3	40
12h	0	0	16.6	20	26.6	30	33.3	36.6	40
18h	0	0	26.6	30	33.3	36.6	40	50	53.3
24h	0	0	33.3	36.6	40	46.6	50	53.6	56.6
30h	0	0	36.6	40	46.6	50	53.3	56.6	60
36h	0	0	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
42h	0	0	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
48h	0	0	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	90
54h	0	0	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
60h	0	0	70	73.3	76.6	80	90	100	100
66h	0	0	73.3	76.6	80	90	100	100	100
72h	0	0	76.6	80	90	100	100	100	100
78h	0	0	100	100	100	100	100	100	100



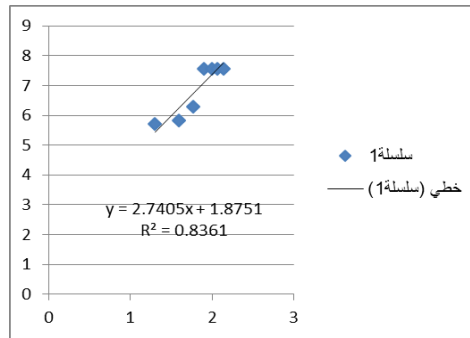
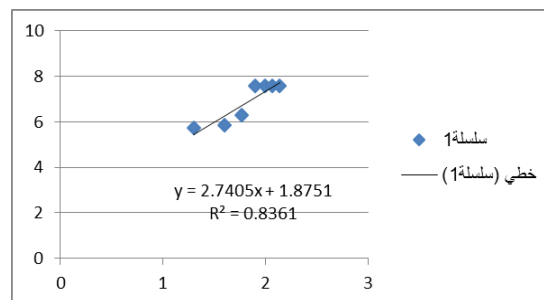
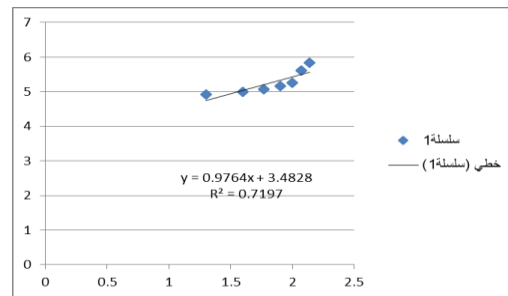
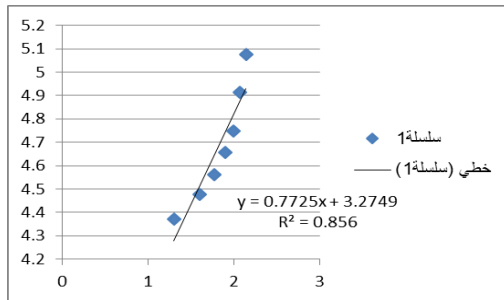


Figure 34 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Drosophila melanogaster*.

Hexane	N10	spirogyra							
Heures	TN-	TN+ sans DMSO	20%	40%	60%	80%	100%	120%	140%
6h	0	0	6.6	10	13.33	16.66	20	23.33	26.66
12h			10	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3
18h	0	0	16.6	20	26.6	30	33.3	36.6	40
24h	0	0	26.6	30	33.3	36.6	40	46.6	53.3
30h	0	0	33.3	36.6	40	46.6	46.6	50	56.6
36h	0	0	36.6	40	46.6	50	50	56.6	60
42h	0	0	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
48h	0	0	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
54h	0	0	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	90
60h	0	0	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
66h	0	0	70	73.3	76.6	80	90	100	100
72h	0	0	73.3	76.6	80	90	100	100	100
78h	0	0	76.6	80	90	100	100	100	100
84h	0	0	90	100	100	100	100	100	100
90h	0	0	100	100	100	100	100	100	100
96h	0	0	100	100	100	100	100	100	100



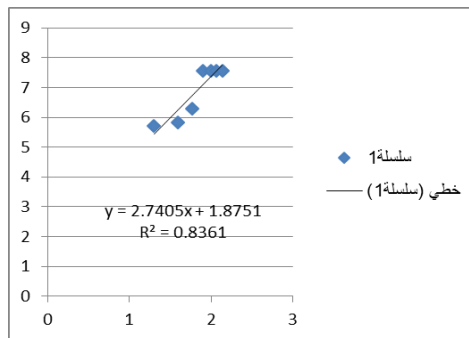
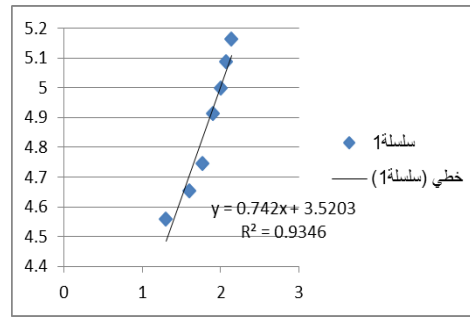
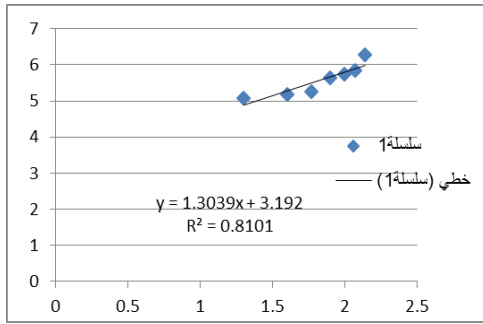


Figure 37: Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Drosophila melanogaster*.

Ethanol	N10	spirulina							
Heures	TN-	TN+ sans DMSO	20%	40%	60%	80%	100%	120%	140%
6h	0	0	6.6	10	13.33	16.66	20	23.33	26.66
12h			10	13.3	16.6	20	26.6	30	33.3
18h	0	0	16.6	20	26.6	30	33.3	36.6	40
24h	0	0	26.6	30	33.3	36.6	40	46.6	53.3
30h	0	0	33.3	36.6	40	46.6	46.6	50	56.6
36h	0	0	36.6	40	46.6	50	50	56.6	60
42h	0	0	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
48h	0	0	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
54h	0	0	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	90
60h	0	0	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
66h	0	0	70	73.3	76.6	80	90	100	100
72h	0	0	73.3	76.6	80	90	100	100	100
78h	0	0	76.6	80	90	100	100	100	100
84h	0	0	90	100	100	100	100	100	100
90h	0	0	100	100	100	100	100	100	100
96h	0	0	100	100	100	100	100	100	100

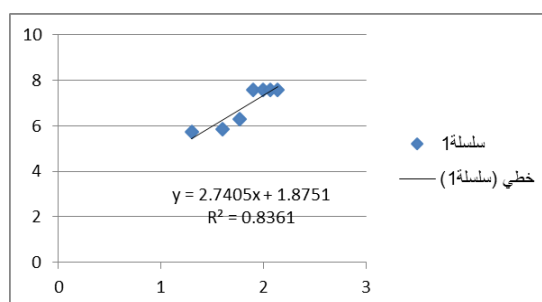
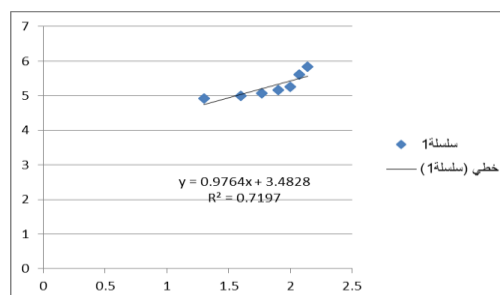
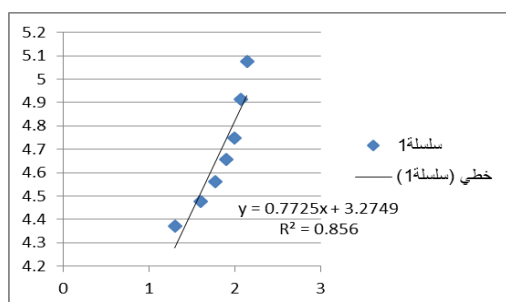


Figure 38: Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Drosophila melanogaster*.

Hexane	N10	spirulina							
Heures	TN-	TN+ sans DMSO	20%	40%	60%	80%	100%	120%	140%
6h	0	0	26.6	30	33.3	36.6	40	46.6	53.3
12h			33.3	36.6	40	46.6	46.6	50	56.6
18h	0	0	36.6	40	46.6	50	50	56.6	60
24h	0	0	40	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3
30h	0	0	46.6	50	53.3	56.6	60	73.3	80
36h	0	0	53.3	56.66	60	73.3	76.6	80	90
42h	0	0	56.6	60	73.3	76.6	80	90	100
48h	0	0	70	73.3	76.6	80	90	100	100
54h	0	0	73.3	76.6	80	90	100	100	100
60h	0	0	76.6	80	90	100	100	100	100
66h	0	0	90	100	100	100	100	100	100
72h	0	0	100	100	100	100	100	100	100

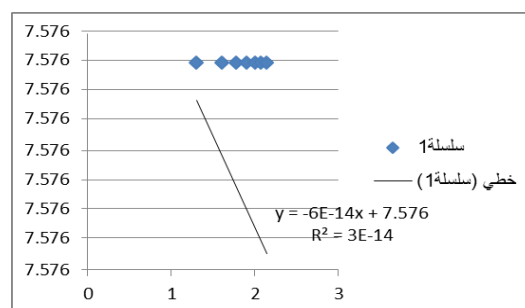
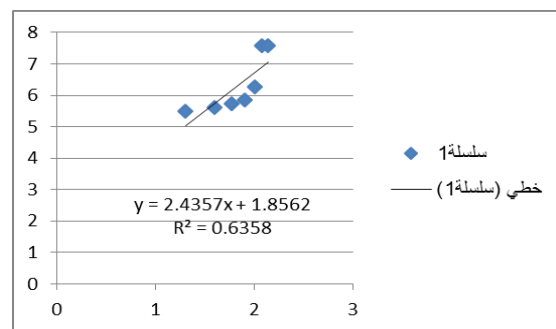
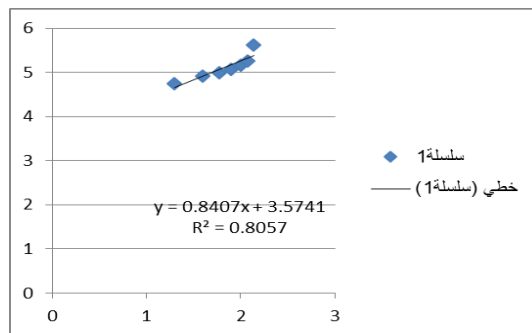
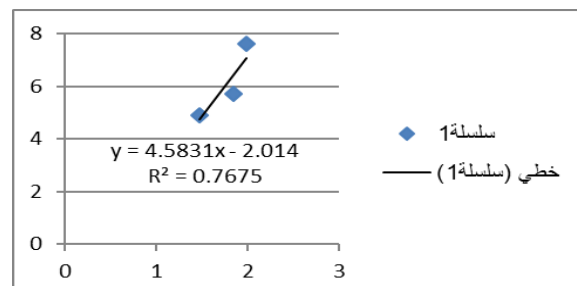
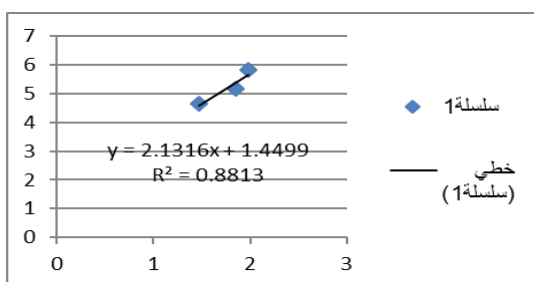
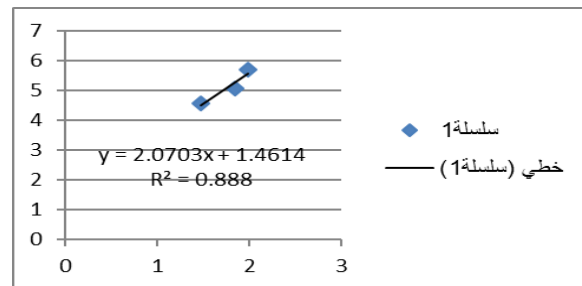
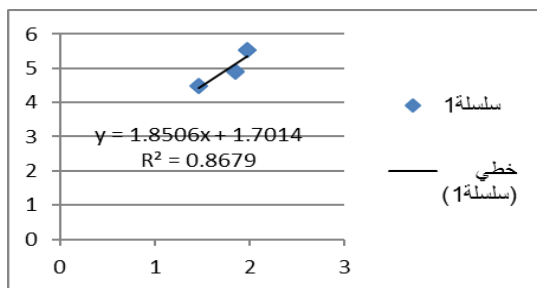
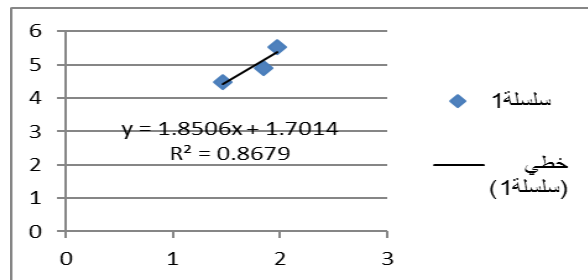
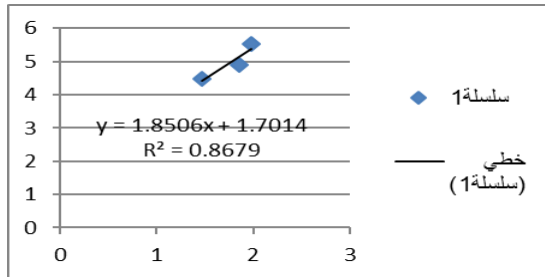


Figure39 : Les courbes des références exprimant logarithmes décimaux des doses en fonction des logarithmes décimaux de taux de mortalité (R^2 : coefficient de corrélation) après 24h, 48h, 72h d'exposition pour *Drosophila melanogaster*.

TL : *Tribulium casturum*



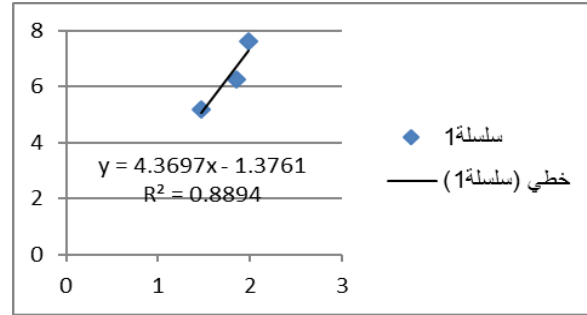
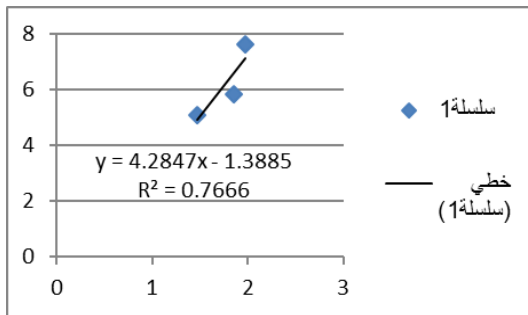
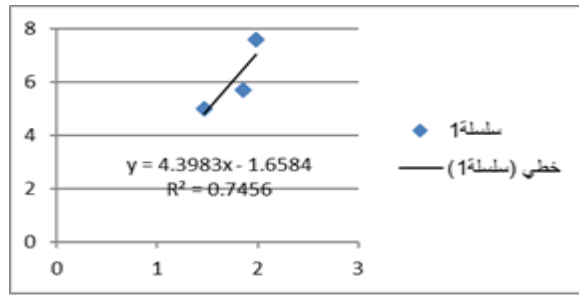
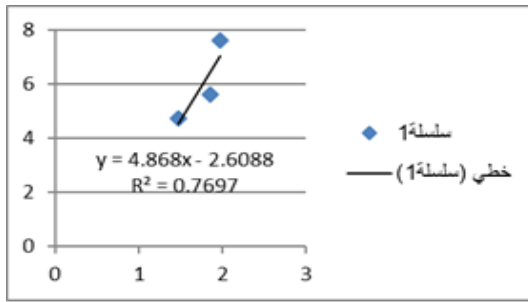
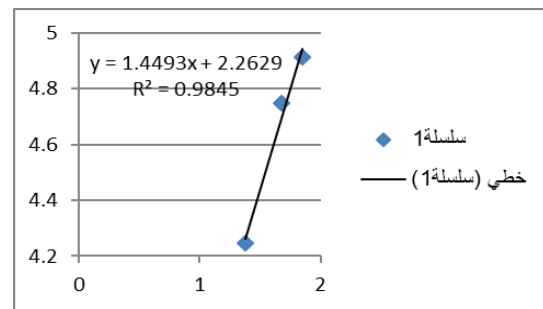
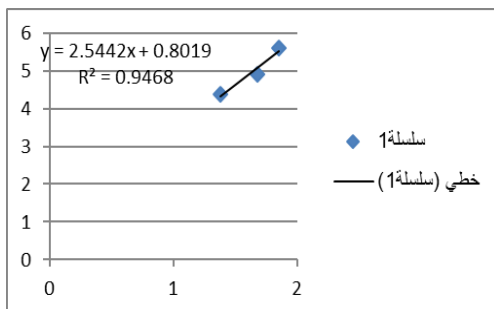
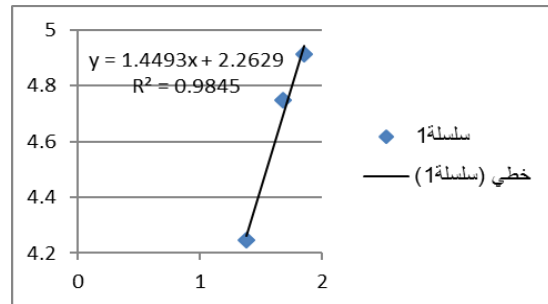
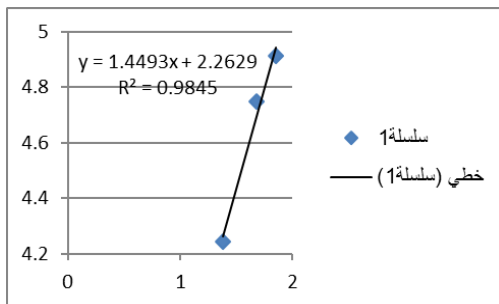


Figure 40: Corrélacion établie pour l'extrait acetonique d'*Arthrospira platensis*.



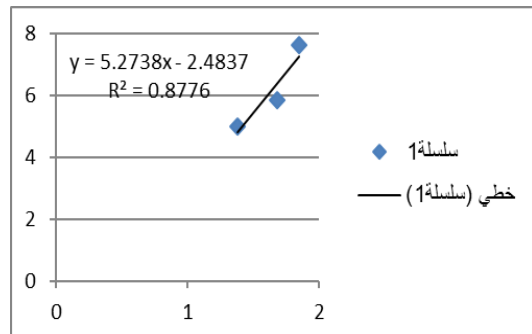
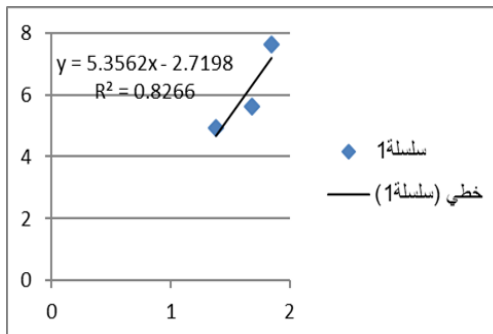
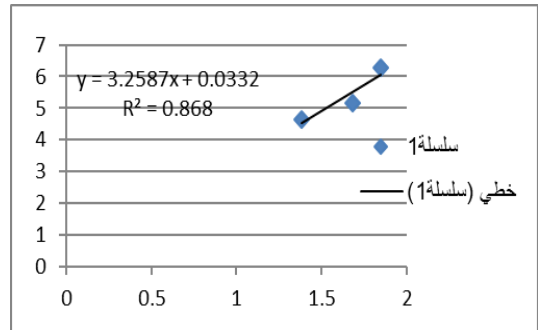
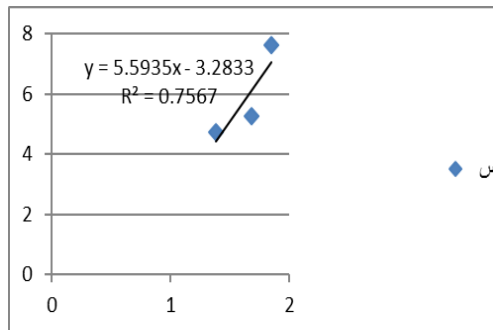
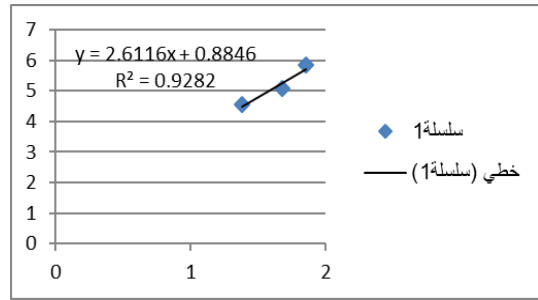
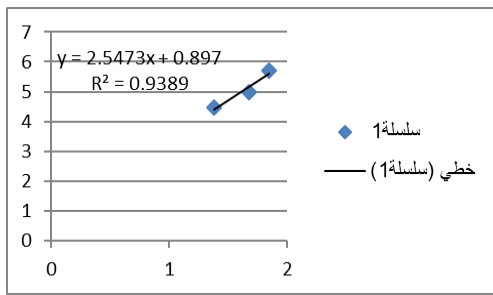
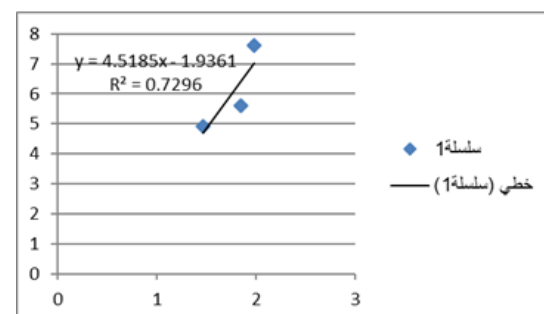
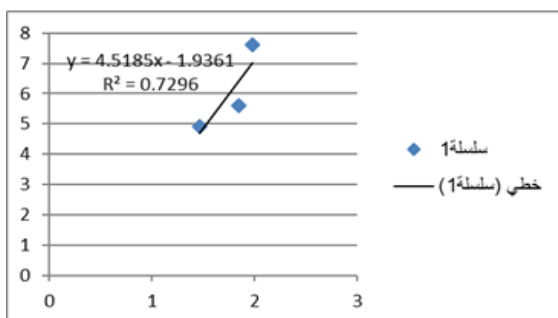
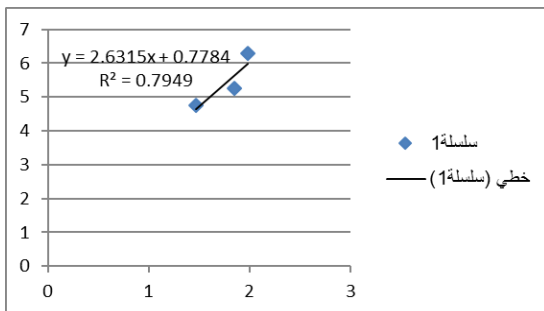
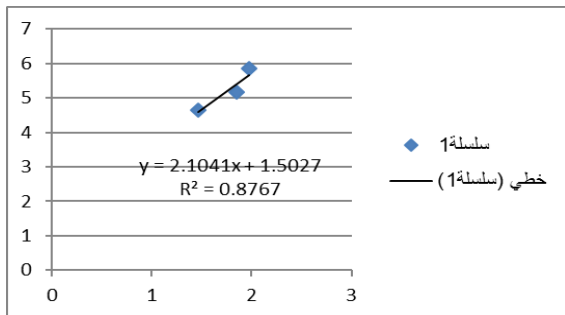
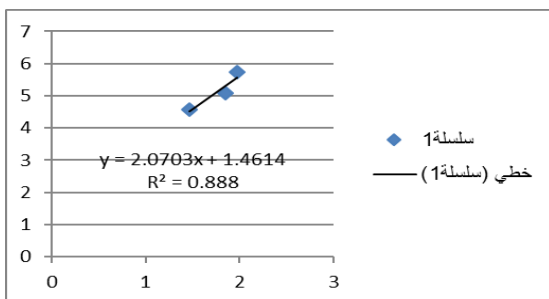
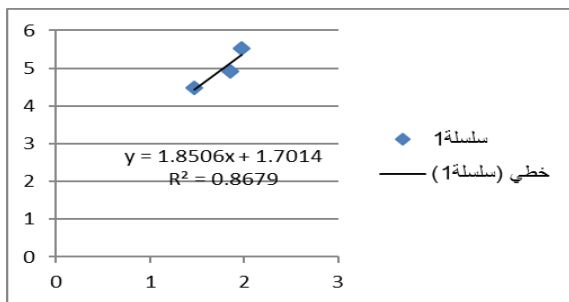
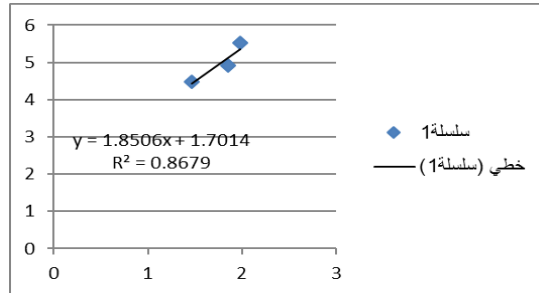
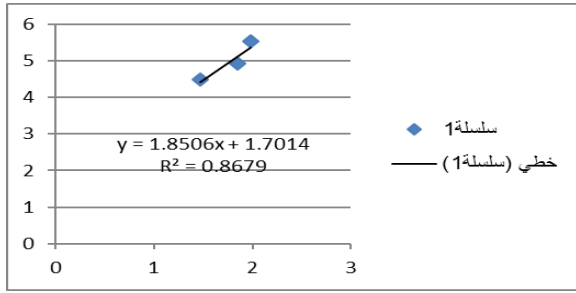


Figure 41: Corrélation établie pour l'extrait Hexanouque d'*Arthrospira platensis*.



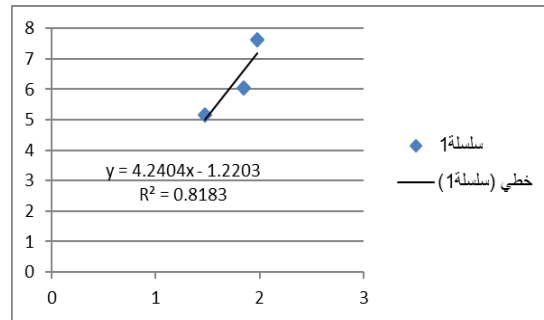
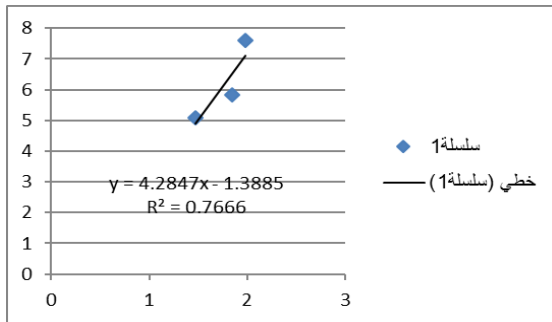
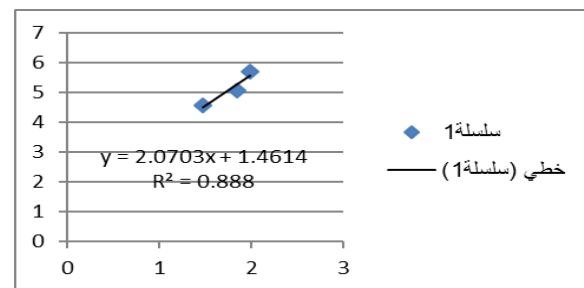
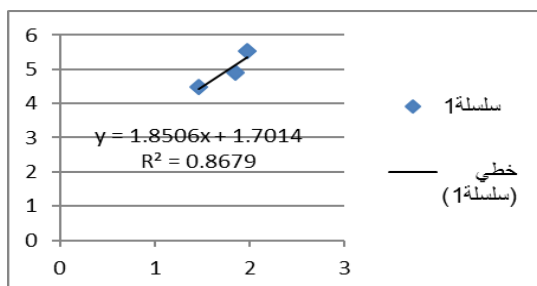
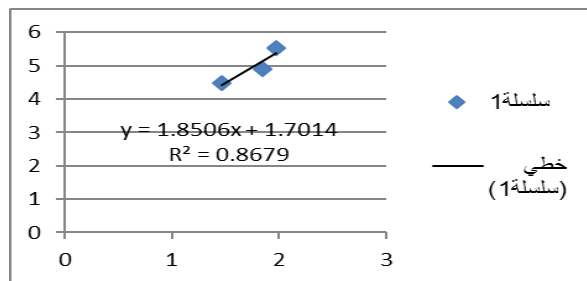
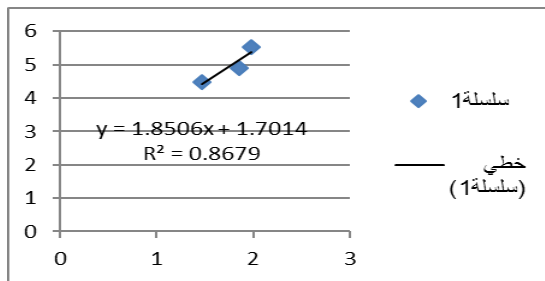


Figure42 : Corrélation établie pour l'extrait Ethanoïque d'*Arthrospira platensis*.



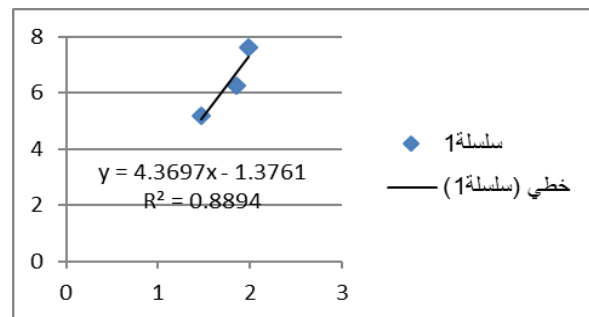
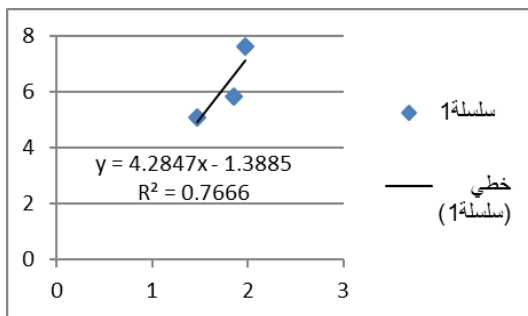
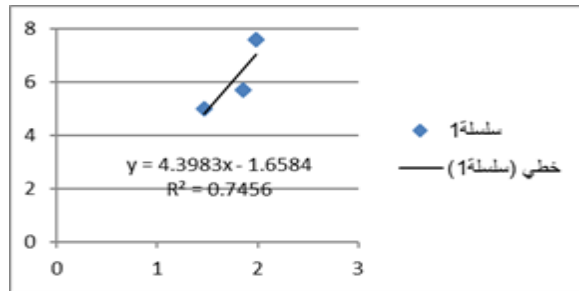
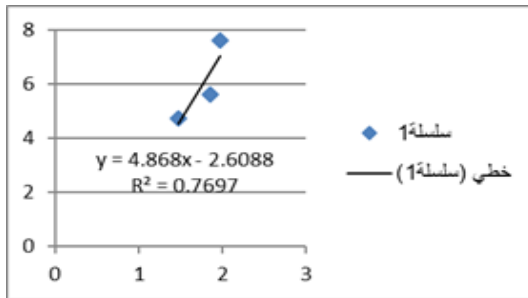
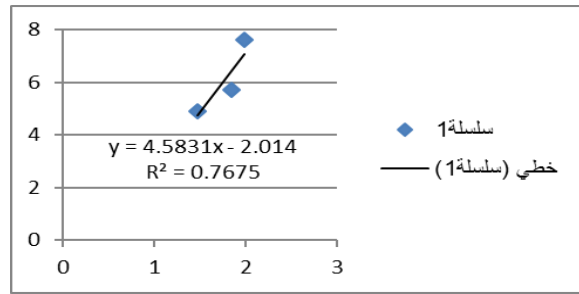
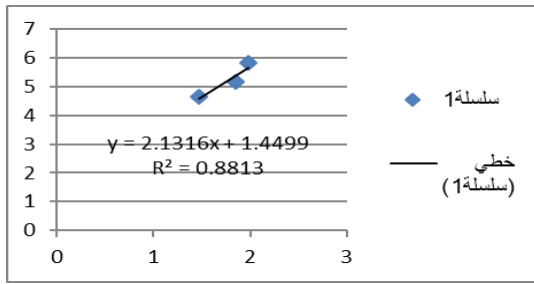
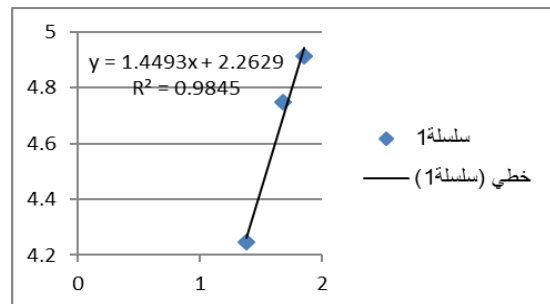
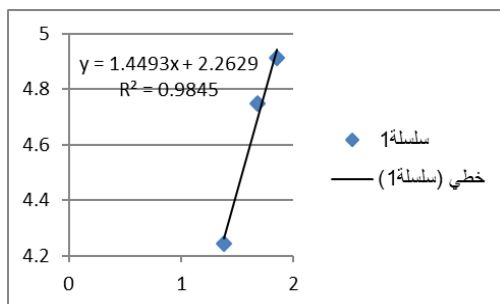
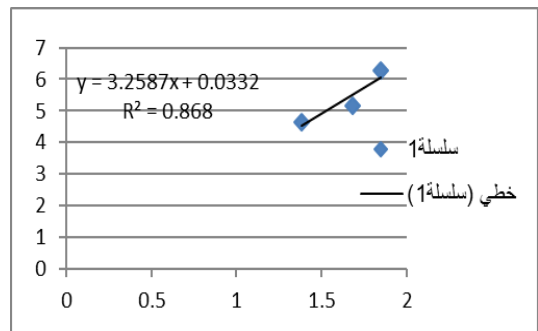
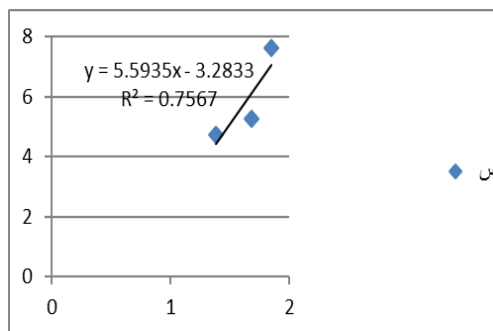
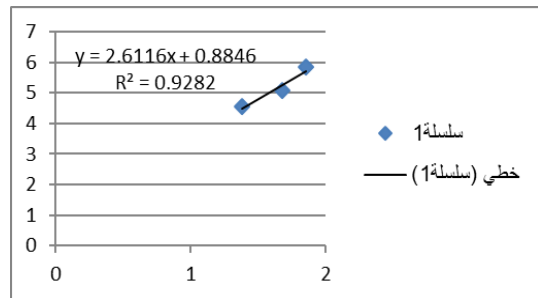
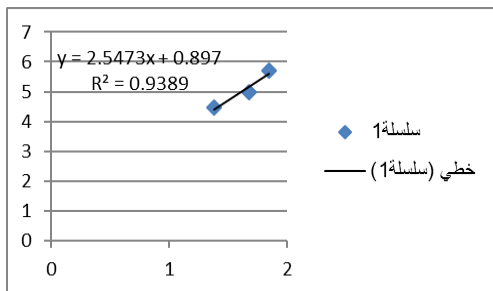
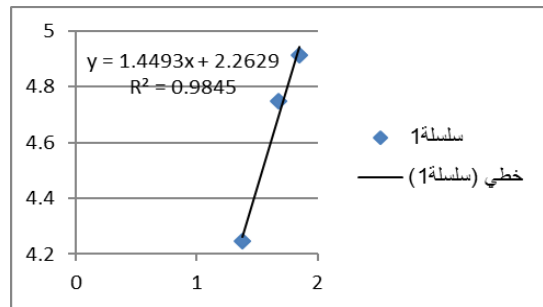
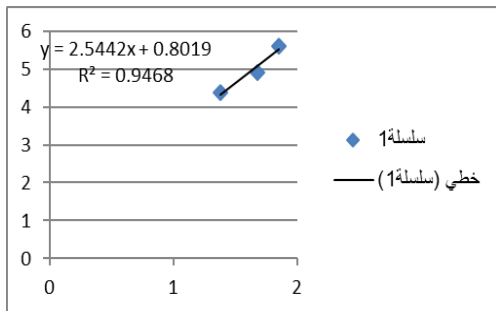


Figure 43: Corrélation établie pour l'extrait acétonique de *Spirogyra sp.*





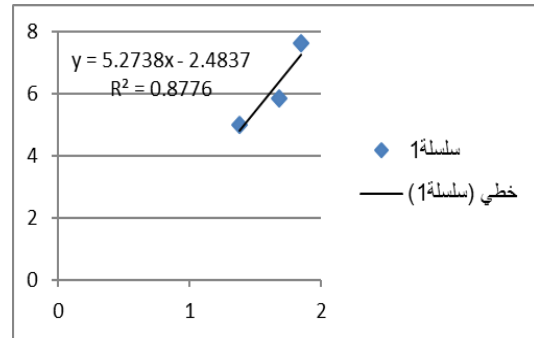
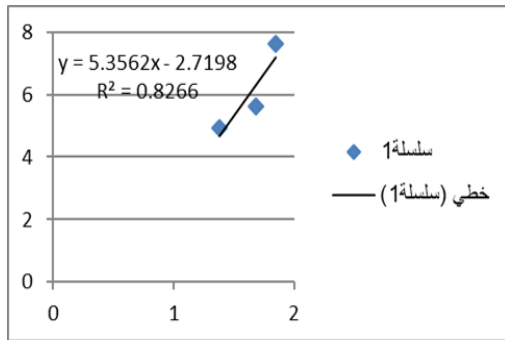
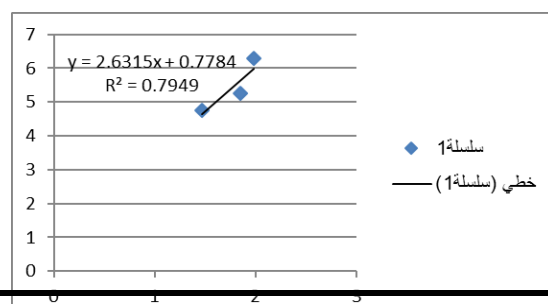
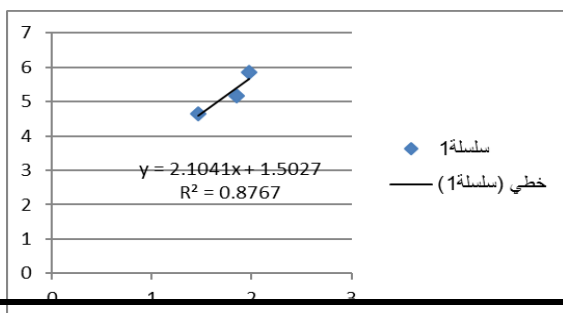
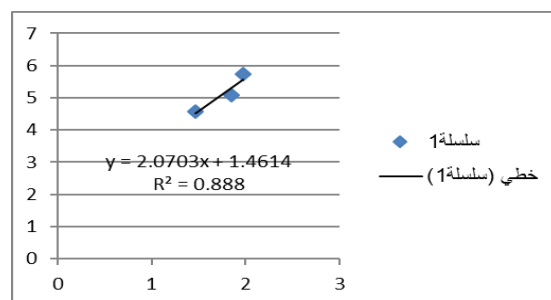
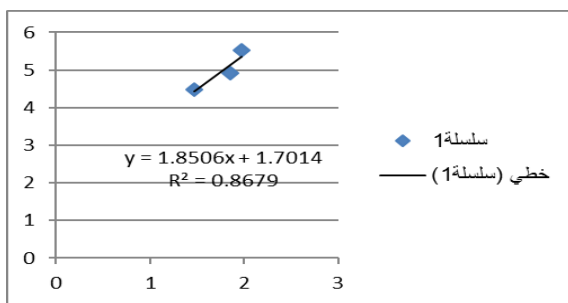
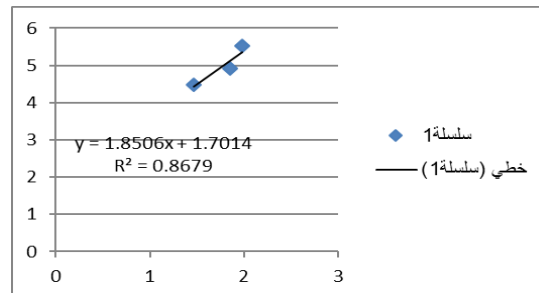
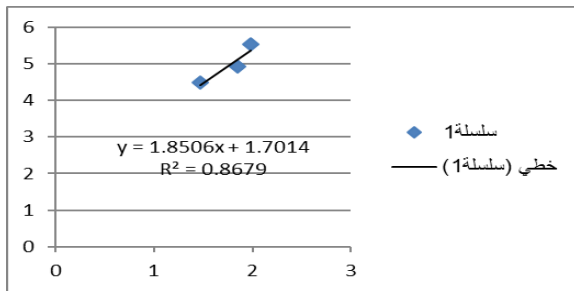


Figure 44: Corrélation établie pour l'extrait éthanoïque de *Spirogyra sp.*



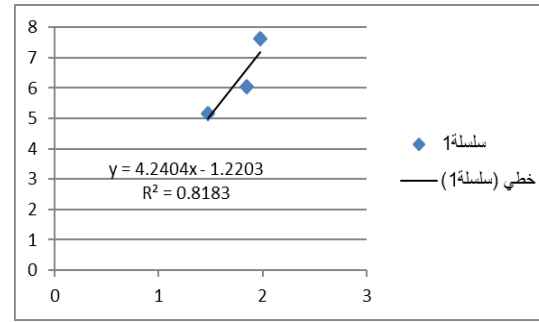
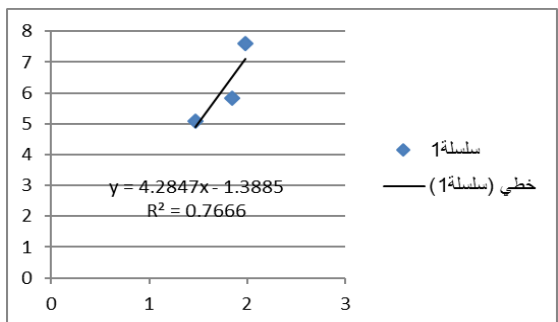
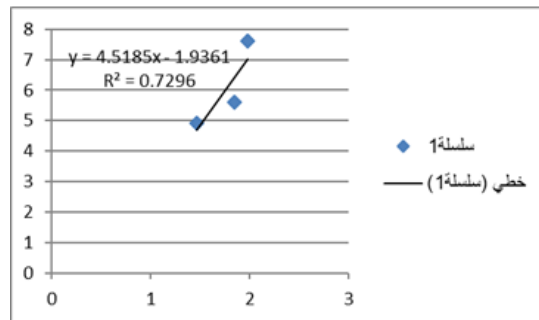
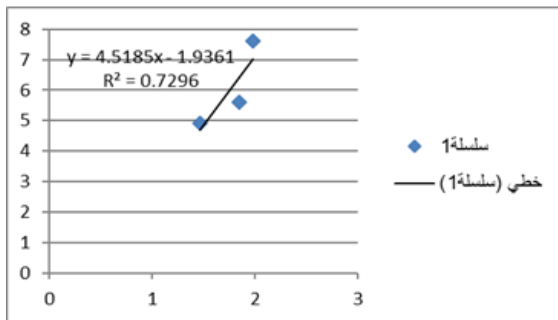
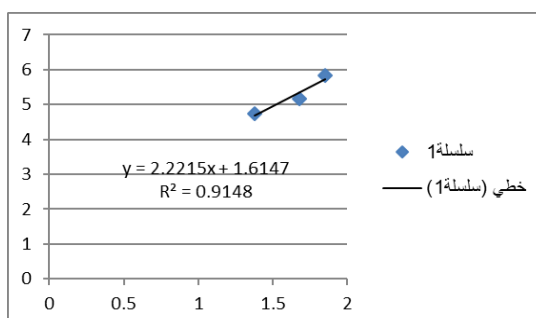
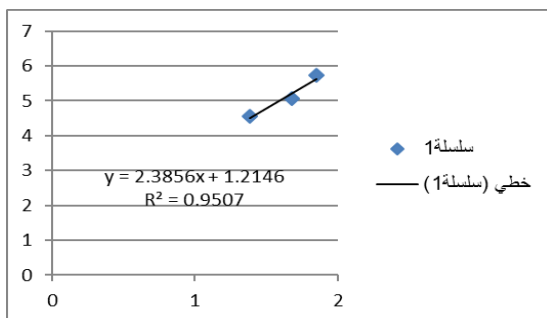


Figure 45: Corrélation établie pour l'extrait Hexanouque de *Spirogyra sp.*

TL *Drosophila melanogaster* :



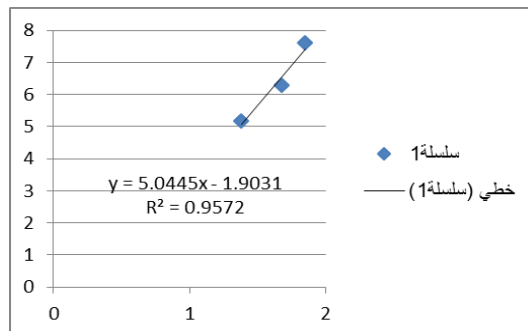
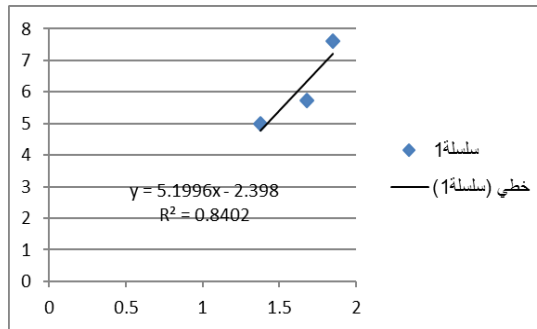
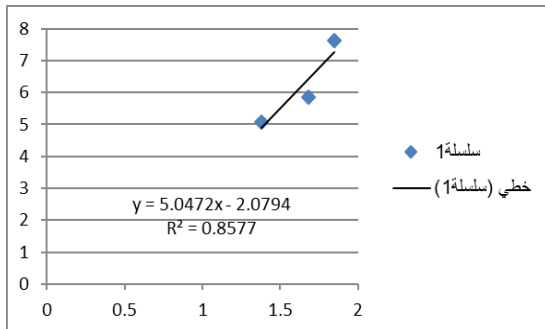
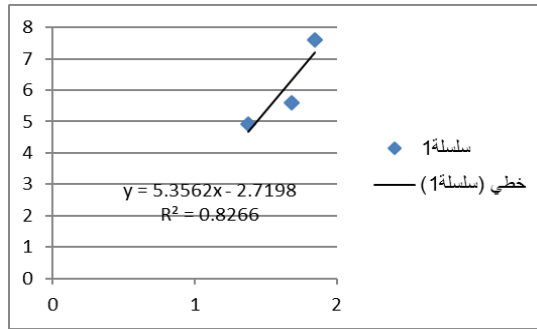
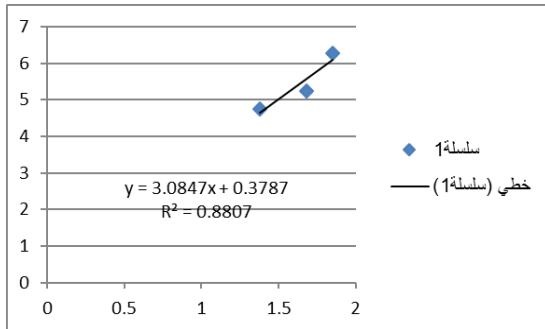


Figure 46: Corrélation établie pour l'extrait acetonique d'*Arthrospira platensis*.

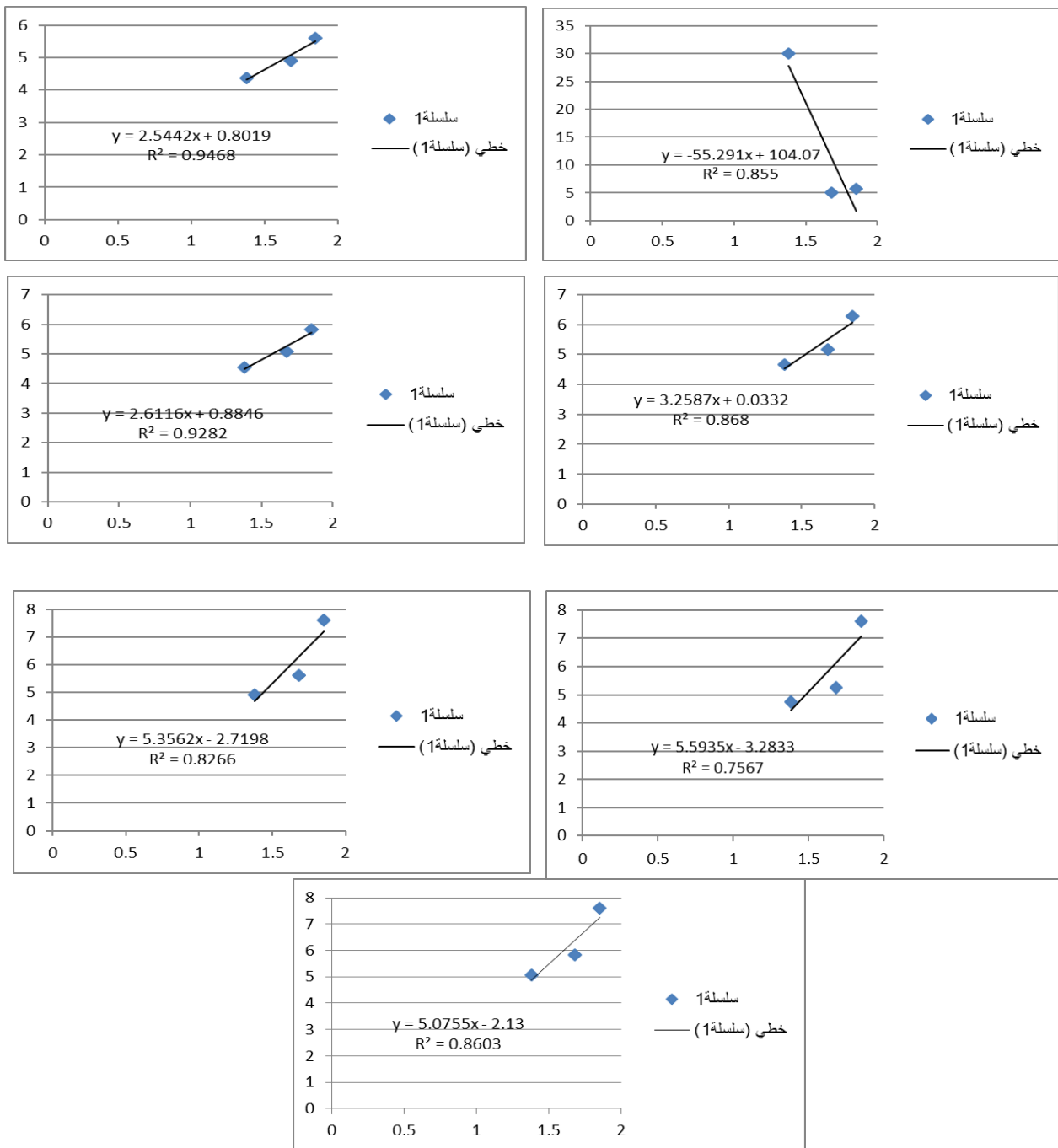


Figure 47 : Corrélation établie pour l'extrait Hexanouque d'*Arthrospira platensis*.

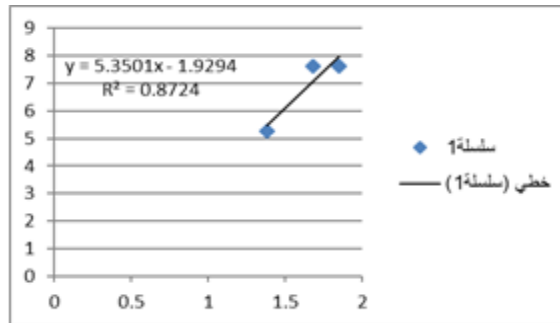
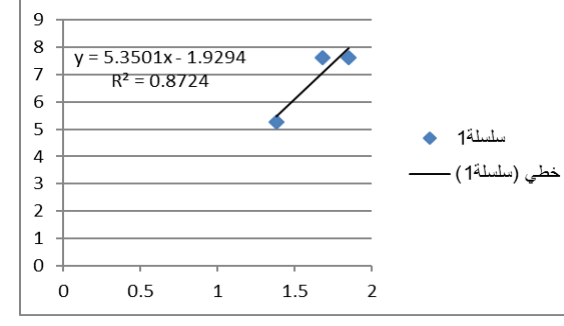
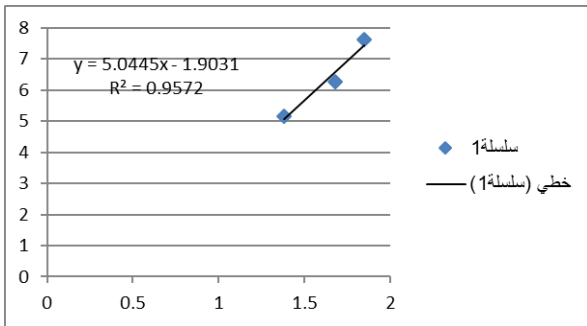
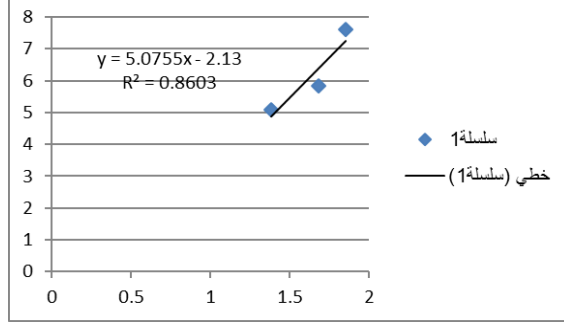
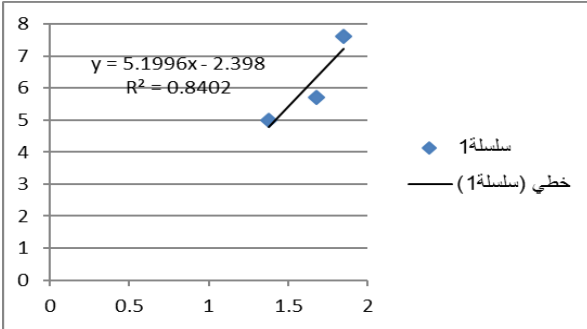
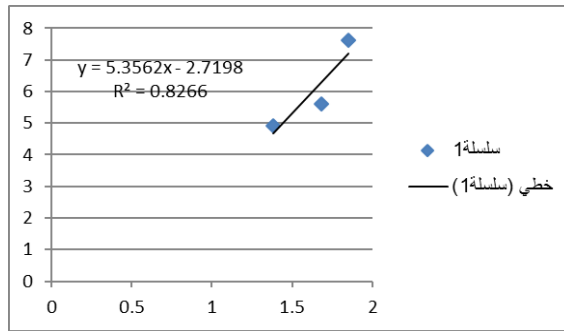
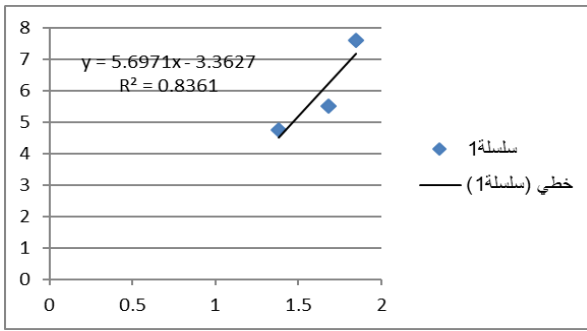


Figure 48: Corrélation établie pour l'extrait éthanoïque de d'*Arthrospira platensis*.

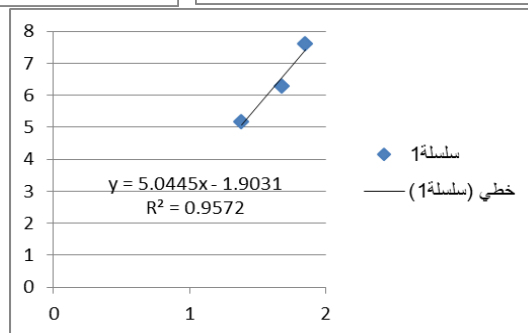
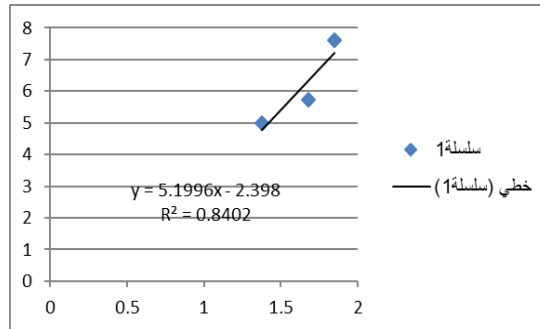
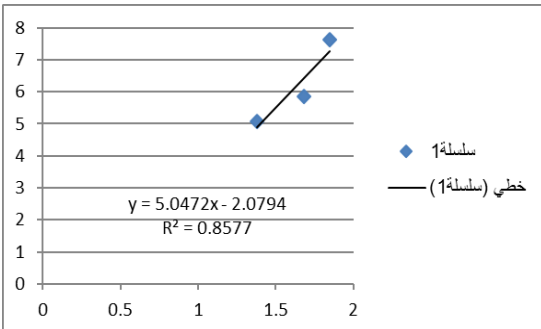
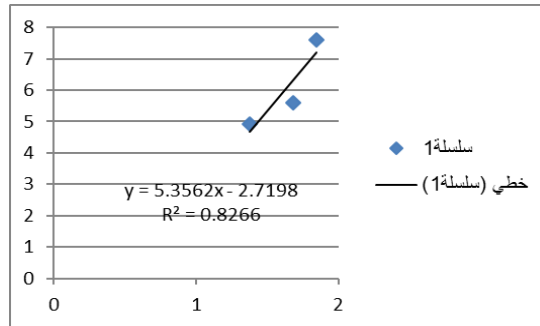
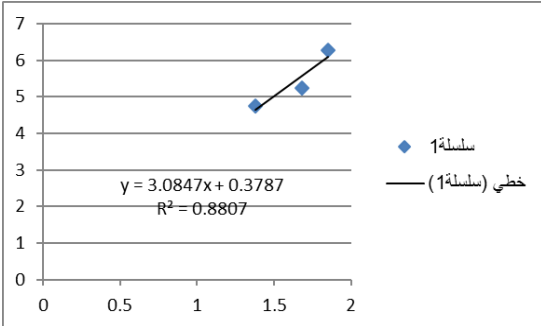
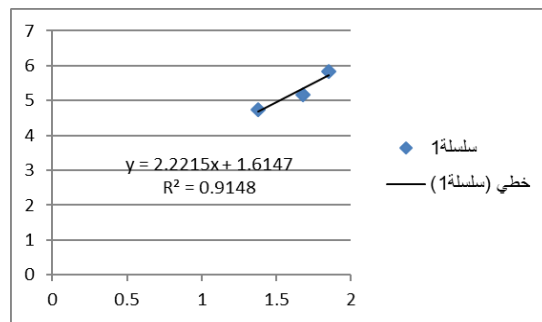
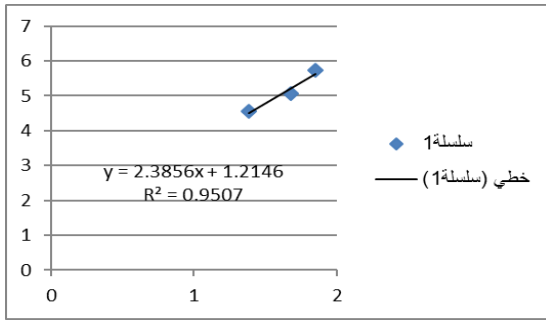


Figure 49: Acétoniques de *Spirogyra sp.*

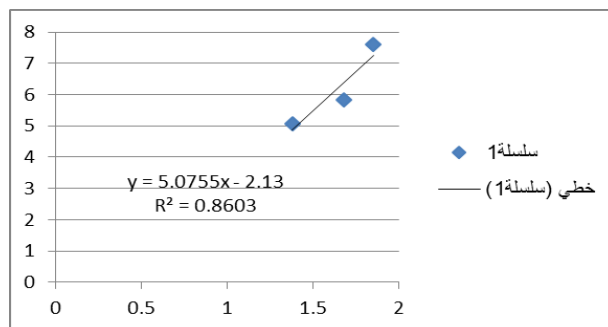
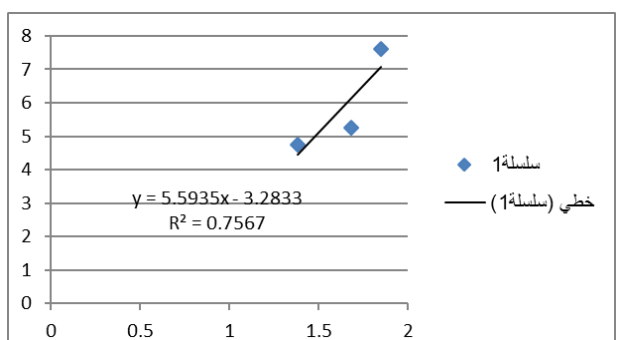
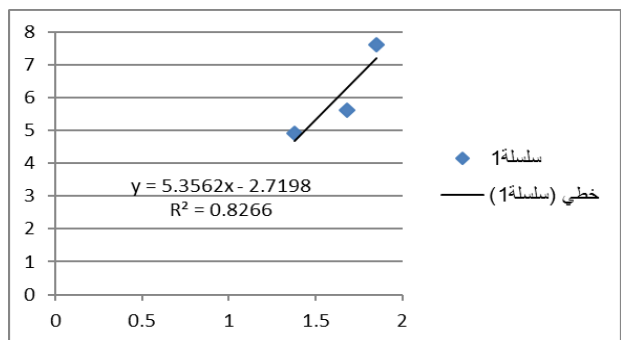
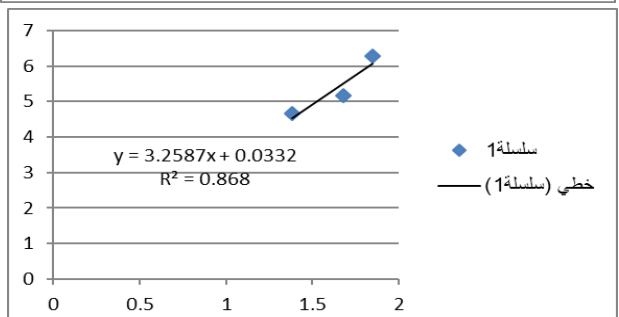
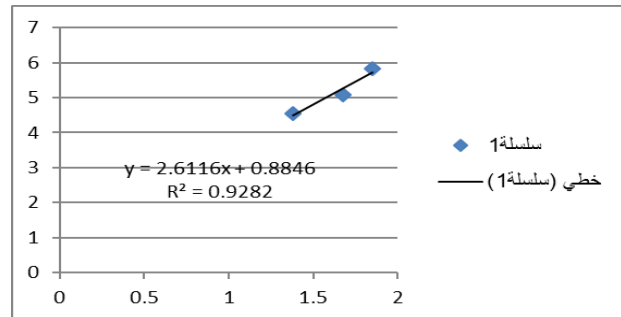
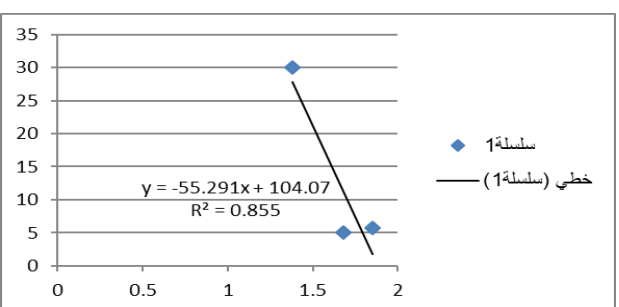
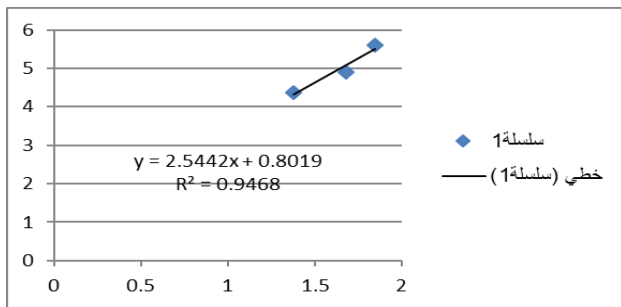
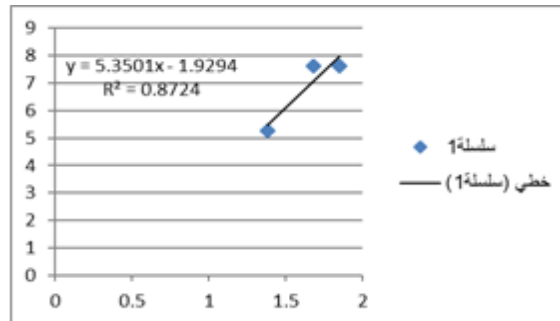
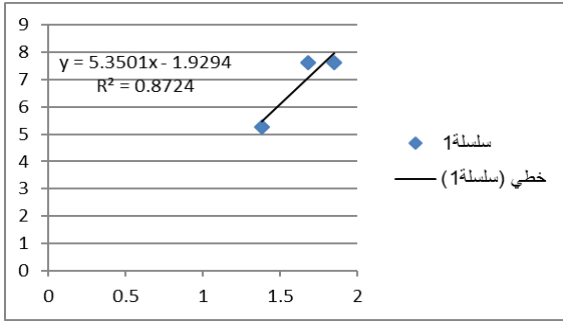
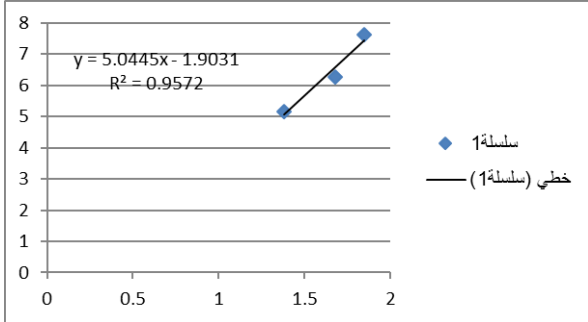
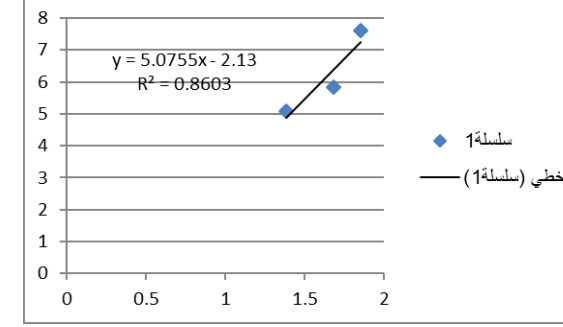
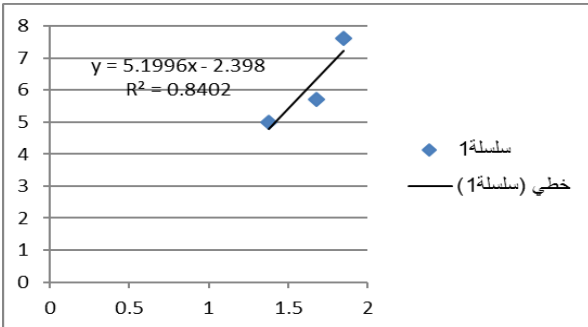
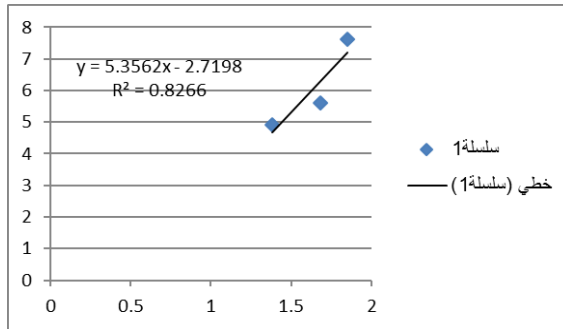
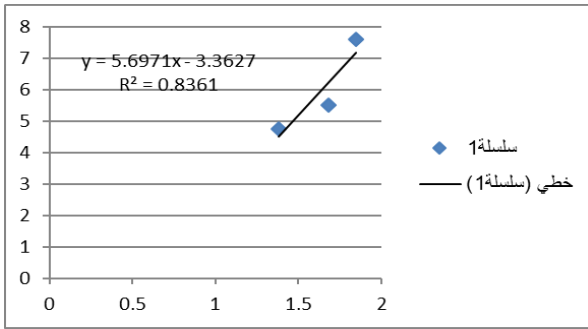


Figure50 : Ethanol *Spirogyra* sp.









Figur51 : Hexane de *Spirogyra sp.*

Matériel utilisé dans cette étude :


1-Consommables :



Spatule			Boîtes de conservation
Portoir			Papier filtre
Filme transparent			Scotch (Ruban adhésif)
Aluminium			Micropipette
Ciseaux			Tubes à essai
Embouts			Eppendorf

2-Appareillages :

Etuve		Bain mariée	
Rota vapeur		Balances	
Agitateur		L'hôte chimique	

3-Verreries :

Eprouvette	
Flacon	
Mortier et pilon	

Entonnoir	
Bécher	

5.2.4.1 Fécondation et ponte :

Les femelles peuvent être fécondées dès la 8^{ème} heure après leur émergence. En général, un 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. Une femelle peut pondre jusqu'à 3000 œufs au cours de sa vie, - la moyenne se situe entre 1000 et 1500 œufs.

5.2.4.2 Phase embryonnaire :

Les œufs sont blancs et d'une longueur de 0,5 mm. La durée moyenne du stade embryonnaire est, à 25°C de 22 heures.

5.2.4.3 Phase larvaire :

Cette phase dure 4,5 jours à 25°C. Vers la fin de la phase larvaire on voit apparaître l'intestin et les corps gras en transparence à travers l'épiderme, qui tend à jaunir.

5.2.4.4 Phase pupale :

Le début du stade pupal est marqué par l'apparition subite de deux cornes antérieures. La durée moyenne de ce stade est de 3,5 jours à 25°C. Phase adulte :

L'**imago**, émerge de la pupa vers le 10^{ème} jour du cycle avec un corps mou et peu pigmenté, et les ailes froissées. Cette phase dure environ 50 jours à 25°C.

Résumé :

Ce travail portera sur l'évaluation de l'activité larvicide de l'extrait de 2 plants (Spirulina et Spirogyra) en utilisant l'Ethanol, Hexane, Acétone, comme solvant d'extraction. Tous les solvants Acétone, Hexane, Ethanol ont donné des rendements et des concentrations acceptables mais différentes. On peut dire que les plantes étudiées peuvent être considérées comme étant une excellente source naturelle d'anti-insecticide très utile dans le domaine agroalimentaire comme conservateur. Cette étude n'est pas explorée toutes les propriétés biologiques des plantes étudiées. Par conséquent il sera intéressant dans un avenir de compléter notre étude par la réalisation d'autres activités biologiques.

Les mots principaux : Milieu de culture. Spirulina, Spirogyra, Bio-insecticides. *Drosophila melanogaster*.

Abstract:

This work will focus on the evaluation of the larvicidal activity of the extract of 2 plants (Spirulina and Spirogyra) using Ethanol, Hexane, Acetone, as extraction solvent. All the solvents Acetone, Hexane, Ethanol gave acceptable but different yields and concentrations. We can say that the plants studied can be considered as an excellent natural source of anti-insecticide very useful in the agri-food sector as a preservative. This study is not exploring all the biological properties of the plants studied. Therefore it will be interesting in the future to complete our study by carrying out other biological activity.

The main words: Culture medium. Spirulina, Spirogyra, Bio-insecticides. *Drosophila melanogaster*.

ملخص :

ركز هذا العمل على دراسة نشاط مبيد اليرقات لمستخلص نباتين (سبيرولينا وسبيروجيرا) باستخدام الإيثانول والهكسان والأسيتون كمذيب للاستخلاص. جميع المذيبات مثل الأسيتون والهكسان والإيثانول أعطت نتائج وتراكيز مقبولة ولكن مختلفة. يمكننا القول أن النباتات التي تمت دراستها يمكن اعتبارها مصدرًا طبيعيًا ممتازًا لمضادات الحشرات المفيدة جدًا في مجال الأغذية الزراعية كمادة حافظة. ولم تستكشف هذه الدراسة جميع الخصائص البيولوجية للنباتات التي تمت دراستها. ولذلك سيكون من المثير للاهتمام في المستقبل استكمال دراستنا من خلال القيام بأنشطة بيولوجية أخرى.

الكلمات الأساسية : البيئة الثقافية. سبيرولينا، سبيروجيرا، المبيدات الحشرية الحيوية. ذبابة الفاكهة.