

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Béjaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Microbiologie
Spécialité : Microbiologie Fondamentale



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Etude de l'activité antibactérienne et
antifongique des extraits de larves de
calliphoridae**

Présenté par :

AISSANI Celia et GHERSA Yasmina

Soutenu le :

Devant le jury composé de :

Mr BELHADI Djillali	MCB	Président
Mr AMIR Nadir	MCA	Encadreur
Mme TAFOUKT Rima	MCB	Examinatrice
Mlle ABDOUN Ahlam	Doctorante	Co-promotrice

Année universitaire : 2021 / 2022

Remerciements

Tout d'abord, nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir donné la force et le courage d'accomplir ce travail.

*Nous adressons nos profonds respects et notre reconnaissance à notre professeur et promoteur monsieur **AMIR NADIR** qui n'a ménagé aucun effort pour nous diriger, nous orienter et nous guider sur le chemin du savoir et de la recherche en nous donnant les conseils les plus précieux avec beaucoup de patience et de perspicacité.*

Nous avons eu l'honneur d'être parmi vos étudiants et de bénéficier de votre riche enseignement. Votre gentillesse, et votre disponibilité permanente ont toujours suscité nos admirations. Veuillez Monsieur recevoir nos remerciements pour le grand honneur que vous nous avez fait d'accepter l'encadrement de ce travail. Veuillez trouver ici, l'expression de notre gratitude et de notre grande estime.

*Nous remercions tout particulièrement Mlle **ABDOUN AHLAM** notre Co-promotrice pour son soutien inconditionnel, elle a été toujours disponible et à l'écoute pendant la préparation de notre mémoire et jusqu'à sa finalisation. Elle est un exemple de dévouement et de générosité. C'est un honneur de vous avoir connu.*

*Nous remercions aussi Mr **Nabti El-hafid**, de nous avoir permis de mener ce travail dans son laboratoire.*

*Nous remercions énormément Mr **BELHADI DJILLALI** pour nous avoir fait l'honneur de présider ce jury, ainsi que Madame **TAFUKT RIMA**, d'avoir accepté de lire, corriger et examiner ce modeste travail.*

Nous remercions nos familles pour leurs aides, leurs soutiens et leurs encouragements durant nos études.

Enfin, nos remerciements s'adressent à toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.



DÉDICACE

« Louange à dieu tout puissant, qui m'a permis de voir ce jour tant attendu ». Du plus profond de mon cœur, je dédie ce travail :

A la lumière de ma vie, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma très chère mère, autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. Tu n'as cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours été présent à mes côtés pour me consoler quand il fallait. En ce jour mémorable, pour moi ainsi que pour toi, reçois ce travail en signe de ma vive reconnaissance et de ma profonde estime.

A mon cher père, autant de phrases et d'expressions aussi éloquentes sont-elles ne sauraient exprimer ma gratitude et ma reconnaissance. Je voudrais te remercier pour ton amour, ta générosité, ta compréhension, ta patience sans fin, ton soutien fut une lumière dans mon parcours, tes précieux conseils ainsi que ta confiance en moi ont été pour beaucoup dans ma réussite. Je suis fière d'être votre fille et de pouvoir enfin réaliser ce que vous avez tant espéré et attendu de moi ; ce modeste travail est le fruit de tous les sacrifices que tu as déployés pour mon éducation et ma formation. J'implore le tout-puissant pour qu'ils vous accordent une bonne santé et une vie longue et heureuse et vous protèges de tout mal.

A mon cher frère SALIM en France source d'espoir et de motivation ; à mon adorable sœur HASSIBA qui est source de courage et de force, à tous les moments d'enfance passés avec vous, en gage de ma profonde estime pour l'aide que vous m'avez apporté et qui m'avez toujours soutenu et encouragé durant ces années d'études, je vous aime plus que tout, je vous souhaite tout le bonheur et la réussite. Mes chers neveux ACHRAF EDDINE ; ANNAS qui sont source de joie et de bonheur.

A mon cher binôme YASMINA, et sa famille avec laquelle j'ai partagé de bons moments pleins de complicité avec mes sincères amitiés, j'ai eu vraiment l'honneur de travailler avec elle. A tous les membres de ma famille, mes amis et à tous ceux qui sont dans ma mémoire et qui n'ont pas souscrit dans ce mémoire.

Célia.



DÉDICACE

De plus profond de mon cœur, je dédie humblement ce travail : A Allah. Il n'y a d'autre divinité qu'Allah Unique, sans associé. A Lui la royauté, à Lui la louange et la puissance. Nous n'adorons que Lui, la grâce et la générosité sont à Lui. Merci pour cette vie, ma famille, la santé merci de m'avoir aidé à réaliser mes ambitions.

A mon père GHERSA Makhlouf. Tu es mon univers, mon héros, mon pilier, tu es le plus courageux et le plus fort homme au monde. Je te remercie pour tes sacrifices, et de nous avoir offert ce que tu as jamais eu. Je suis fière d'être ta fille, aussi. Fière des valeurs que tu m'as transmises, fière des combats que j'ai menés à tes côtés. Mon père, je t'aime, je rêve d'effacer tes cicatrices, pour ton sourire, je donnerais ma vie et même ma place au paradis.

A ma mère TIGHREMT Rahima. Tu es mon soleil. La femme de ma vie, la seule, éternelle, absolue, immortelle. J'ai vu le jour grâce à toi et ma vie a pris un sens via tout ce que tu m'as appris, apporté, offert, donné.

A mes sœurs, mes étoiles filantes, Souad, Samia, Salima, Liza. A mes frères, mes champions, Saddek, Younes, Ilyes.

À la mémoire de mes grands-parents, Ibrahim et Khokha, qu'Allah les accueille en son vaste paradis. Votre souvenir sera éternellement présent dans mon esprit, on ne vous oubliera jamais. Ma sincère gratitude va également à mon pays, l'Algérie, demeure de majesté, beauté, splendeur. Que Dieu ait pitié de ses saints martyrs.

A mon binôme Célia, ainsi qu'à toute ta famille AISSANI. A mes grands- parents Larbi et Baya, mes oncles, et mes tantes. A toutes les grandes familles GHERSA, TIGHREMT, BEHLOULI, MEKDOUD.

A mes copines Linda, Amina, Leila, Nesrine, Thiziri, Sonia. A mes amis Aghilas, Riadh, Massinissa, Mokrane, Billal, Anis Abdelghani. A mes enseignants de primaire jusqu'à ce dernier examen. A tous ceux qui bossent sans

cesse pour un avenir sain, afin de préserver notre environnement.

Yasmina.

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Cycle de développement d'un diptère.....	06
Figure 2 : Le stade frais.....	20
Figure 3 : Photographies des larves collectées.....	21
Figure 4 : Rendement d'extraction des extraits de larve séchée à l'aire libre.....	25
Figure 5 : Rendement d'extraction des extraits de larve lyophilisée.....	26
Figure 6 : Rendement d'extraction des extraits de larve lyophilisées délipidées.....	26
Figure 7 : Résultats du témoin positif et du témoin négatif.....	27
Figure 8 : Activité antibactérienne des extraits éthanolique 100%.....	29
Figure 9 : Activité antibactérienne des extraits éthanolique 50%.....	29
Figure 10 : Activité antifongique sur le champignon <i>Botrytis sp</i> (extraits de larve séchée à l'aire libre).....	32
Figure 11 : Activité antifongique sur le champignon <i>Botrytis sp</i> et <i>fusarium sp</i> (extraits de larve lyophilisée délipidée).....	32
Figure 12 : Effet bactéricide ou bactériostatique.....	33

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Résultats des activités antibactériennes.....28

Tableau 2 : Résultats des activités antifongiques.....31

LISTE DES ABREVIATIONS

A 100% : Extrait aqueux.

AD : Extrait aqueux délipidée.

BN : Bouillon nutritif.

B. subtilis : *Bacillus subtilis*.

D 50% : Extrait éthanolique délipidée 50%.

D 70% : Extrait éthanolique délipidée 70%.

DMSO : Diméthylsulfoxyde.

EM : Extrait de malt.

E. Coli : *Escherichia coli*.

E 100% : Extrait éthanolique pur.

EA 50% : Extrait éthanolique 50%.

EA 70% : Extrait éthanolique 70%.

ED : Extrait éthanolique délipidée.

GN : Gélose nutritive.

G : Gramme.

MSN : Mouche soldats noir.

S. aureus : *Staphylococcus aureus*

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

LISTE DES ABREVIATION

INTRODUCTION.....01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Les insectes nécrophages.....03

I.1. Les diptères.....04

I.2. cycle de développement des diptères.....05

II.les larves des diptères.....06

II.1. comportement des larves de diptères.....06

II.2. Conditions de développement des larves de diptères.....07

II.3. Elevage des larves de mouche (diptères) dans le monde.....07

II.3.1. Utilisation des larves dans le domaine d'élevage des animaux.....08

II.3.2. Utilisation des larves dans l'alimentation humaines.....08

II.3.3. Utilisation des larves dans le recyclage des déchets.....08

II.3.4. Utilisation des larves dans la thérapie (Larvothérapie).....09

II.3.5. Utilisation des larves pour dater la mort.....09

II.4. Valeurs nutritionnelle des larves.....09

II.5. Activité biologique et action des larves sur les bactéries.....10

III. Élevages de la volaille.....11

IV. Les souches bactériennes et les champignons testés.....11

IV.1. Les souches bactériennes.....	11
IV.1.1.1. <i>Salmonelloses</i>	11
IV.1.1.2. <i>Escherichia coli</i>	13
IV.1.1.3 <i>Staphylococcus aureus</i>	14
IV.1.1.4. <i>Klebsiella</i>	15
IV.1.1.5. <i>Bacillus subtilis</i>	16
IV.2. Les champignons testés.....	16
IV.2.1. <i>Fusarium sp.</i>	16
IV.2.2. <i>Aspergillus sp.</i>	17
IV.2.3. <i>Botrytis</i>	17
V. Risque d'antibiorésistance.....	17

PARTIE PRATIQUE

II. Matériel et méthode.....	20
II.1. Préparation de la poudre des larves.....	20
II.1.1. Elevage et collecte des larves.....	20
II.1.2. Récolte des larves, lavages, et congélation.....	20
II.1.3. Préparation de la poudre.....	21
1. Séchages à l'aire libre.....	21
2. Lyophilisation.....	21
II.2. Préparation des extraits.....	21
II.2.1. A partir de la poudre séchée.....	21
II.2.2. A partir de la poudre lyophilisée.....	22
II.2.3. Par écrasement.....	22
II.4. Détermination du rendement de l'extraction.....	22
II.5. Etude de l'activité antibactérienne et antifongique.....	23

II.5.1. Activités antibactérienne.....	23
II.5.1.1.Préparation des suspensions bactériennes.....	23
II.5.1.2.Ensemencement et chargement des extraits.....	23
II.5.2. Activités antifongique.....	24
II.5.2.1.Préparation de la suspension sporale.....	24
II.5.2.2.Test d'activité antifongique.....	24
II.5.3.Activité bactéricide ou bactériostatique.....	24
III. Résultats et discussion.....	25
I.Taux d'extraction.....	25
II. Activités antibactériennes et antifongique des extraits de larve.....	27
II.1. Activité antibactérienne.....	27
II.2. Activité antifongique des extraits de larve.....	31
II.3.Détermination de l'activité bactéricide ou bactériostatique.....	33
Conclusion.....	34
Références bibliographiques.....	37

Introduction

Quand une espèce animale meurt, de nombreux organismes tels que des bactéries, les arthropodes, y compris des insectes et des vertébrés (mammifère et oiseaux) le visitent et le colonisent rapidement (**Carter, 2007**).

Après la mort, les insectes sont attirés par le corps dans une séquence prévisible (**Payne, 1965 ; Tullis et Goff, 1987 ; Catts et Goff, 1992**) et les insectes souvent se déposent sur le corps dans les minutes suivant la mort (**Anderson et Hobischak, 2004**). Selon Smith (1986), les insectes peuvent être classés en quatre catégories écologiques différentes comprenant : parasites et prédateurs des espèces nécrophages ; omnivores et accessoires (**Smith, 1986; Catts et Goff, 1992**). Les insectes nécrophages sont majoritairement représentés par certaines familles de mouches (Diptera) et de coléoptères (Coleoptera) (**Souza et Linhares 1997, Michaud et al., 2012**).

Les diptères sont remarquables par une extraordinaire diversité de conception anatomiques, de spécialisations écologiques et de nombreuses origines de phytophage, de prédation et de parasitisme (**Kitching et al., 2005; Kutty et al., 2007, 2010; Courtney et al., 2009; Pape et al., 2009; Wiegmann et al., 2011**).

Les mouches couvrent un large éventail de spécialisation biologique (**Merritt et al., 2003**), elles ne représentent pas moins d'un dixième de toutes les espèces sur terre (**Wiegmann et al., 2011**). Différents groupes en sont distingués, notamment les mouches domestique (**Burton M et al., 1973**), et les mouches à viande (**Forey P et al., 1992**), appartenant respectivement à la famille des Muscidae et celle des Calliphoridae. Ces espèces ont en effet un système olfactif particulièrement développé qui leur permet de détecter la présence d'un corps à très grande distance (**Braack 1987 a; Kelling et al., 2003**). Parmi ces espèces pionnières on trouve majoritairement des diptères calliphoridae (**Rognes 1997; Khoob Del et Davari, 2011**).

Les calliphoridae sont de couleur métallique bleu, verte ou grise à grande lobe de chaque aile (**Encyclopédie du millenium, 1998**), leur cycle de développement comprennent quatre stades (œufs, larve, ou asticot, nymphe ou puppe et imago ou adulte dont la durée varie avec la température (**Meyer J.A et al., 1983**) et l'alimentation (**Chinery M, 1992**).

L'usage abusif des antibiotiques dans plusieurs secteurs est à l'origine de l'apparition de bactéries multi résistantes, ce qui pourrait entraver l'usage de certains antibiotiques pour

traiter certaines maladies, d'où la nécessité de se tourner vers d'autres sources de préférence naturelles pour la recherche de nouveaux antibiotiques.

Les larves de mouches en particuliers les Diptères sont une source potentielle de nutriment mais également une source potentielle d'antibiotiques naturels. Ces propriétés ont été observées au cours de la dégradation cadavérique lors de contacts de ces larves avec les différents micro-organismes du milieu.

C'est dans cet objectif, que notre travail s'inscrit. Il se base essentiellement sur l'étude de l'activité antibactérienne et antifongique des extraits de larves de calliphoridae récoltées dans les montagnes de la région de Tamokra à la commune d'Aokas, wilaya de Bejaia. A cet effet, ce travail sera subdivisé en deux parties ; la première sera consacrée aux données bibliographiques en lien direct avec ce sujet. La seconde concerne le travail expérimental sur l'évaluation de l'activité antibactérienne des larves sur plusieurs bactéries gram positifs et gram négatifs ainsi que l'activité antifongique sur des champignons différents, en mettant l'accent sur le matériel et les méthodes utilisés dans les différents tests, et les principaux résultats obtenus.

I. Les insectes nécrophages

Dans l'écosystème terrestre tempéré, les insectes nécrophages participent à la minéralisation des substances organiques, ils agissent comme des " éboueurs entomologiques " et jouent un rôle important dans l'élimination des déchets (**Leclercq et Verstraeten, 1992 ; Marchenko, 2001**). Les espèces nécrophages se nourrissent des tissus cadavériques et plus spécifiquement des liquides. On peut citer parmi cette catégorie, les Diptères appartenant aux familles des Calliphoridae et des Sarcophagidae, mais également des Coléoptères des familles des Silphidae et des Dermestidae (**Dekeirsschieter et al., 2012**). Les insectes nécrophages (charognes) peuvent jouer un rôle important dans la décomposition des carcasses (**Payne, 1965 ; Carvalho et Linhares, 2001**).

Selon les stades de putréfaction, certains insectes seront attirés très tôt sur le corps et d'autres plus tard. La décomposition de l'organisme entraîne des changements biochimique et physique importants, qui seront plus odorantes pour certains et moins attractifs pour d'autres (**Leclercq, 1978 ; Anderson, 2001 ; Dekeirsschieter et al., 2009**) ; la décomposition étant fortement liée aux caractéristiques de l'écosystème cadavérique. La succession des insectes est donc très variable (**Wells et Lamotte, 2001**). Les insectes utilisent le micro-habitat créé par le cadavre comme substrat pour se nourrir, un endroit pour pondre des œufs (reproduction), abri et même un terrain de chasse. Selon leur caractéristique écologique on distingue quatre groupes écologiques autour d'un cadavre : les espèces nécrophages ; les espèces nécrophiles ; Les espèces omnivores ; Les espèces opportunistes (**Leclercq, 1978 ; Smith, 1986 ; Wyss et Cherix, 2006**) ; la cinquième catégorie est parfois mentionnée comme étant des espèces dites accidentelles qui sont présentes sur l'organisme par hasard (**Arnaldos et al., 2005**).

Une variété d'espèces d'insectes nécrophages se retrouve sur ou autour d'un cadavre selon leur préférence pour un stade de décomposition donné, une certaine séquence chronologique de colonisation est supposée donc avoir lieu (**Byrd et Castner, 2010**). Les quatre ordres d'insectes sont : les diptères, les coléoptères, les lépidoptères et les hyménoptères représentent approximativement 50% des espèces animales décrites et les diptères comprennent actuellement plus de 10 % des espèces décrites (**Pape et Thompson, 2010**). Les insectes nécrophages sont majoritairement représentés par certaines familles de mouches (Diptera) et de coléoptères (Coleoptera) (**Souza et Linhares, 1997 ; Michaud et al., 2012**). Les diptères et les

coléoptères représentent les principaux groupes impliqués dans les processus de décomposition (Greenberg, 1991 ; Carvalho et Linhares, 2001).

Les diptères sont les principaux décomposeurs à arriver sur la charogne, et les plus courants étant les espèces de la famille des mouches à viande (Les Calliphoridae), de la famille des Sarcophagidae (mouche à chair) et de la famille des Muscidae (mouche domestique). Ce n'est que bien plus tard, lorsque le cadavre s'est en grande partie desséché que les espèces d'autres groupes d'insectes notamment les Coléoptères s'installent et poursuivent le processus, il est courant de rencontrer des coléoptères dans les dernières étapes de la décomposition (Kökdener, 2012).

I.1. Les diptères

Les diptères, ou « vraies mouches », sont l'un des ordres d'insectes les plus grands, et les plus riches en espèces, les plus diversifiés sur le plan anatomique et les plus exploitants sur le plan écologique (Yeates *et al.*, 2007). Les diptères ont colonisé avec succès tous les continents, y compris l'antarctique, et sont diversifiés non seulement dans la richesse des espèces, mais aussi dans leur structure, l'exploitation de l'habitat, les habitudes de vie et les interactions avec l'humanité (Skevington JH ; Dang PT, 2002) ; Environ 150 000 espèces de diptères ont été décrites (Groombridge, 1992 ; Thompson, 2005), cependant, le nombre total réel de les espèces de mouches existantes sont plusieurs fois ce nombre. Actuellement, l'ordre est classé en environ 10 000 genres, 150 familles, 22 à 32 superfamilles, huit à 10 infra ordres et deux sous-ordres (Yeates et Wiegmann, 1999).

Les diptères sont des mouches à seule paire d'ailes ; les ailes méta thoraciques sont très réduites et transformées en une paire d'organes en forme d'haltère, nommés balanciers. La monophylie des diptères est bien établie sur la base de synapomorphies morphologiques, y compris la modification des ailes postérieures en haltères et les spécialisations des pièces buccales adultes et des organes locomoteurs larvaires (Hennig, 1973). L'ordre des diptères est divisé en deux ou trois sous-ordres : Nématocères et Brachycères avec des brachycères subdivisés en Orthorrhapha et Cyclorrhapha (Bommarco et Vaissière, 2012). Cette division reposait principalement sur les caractères des antennes adultes et de la calotte larvaire seule (D.K. Yeates *et al.*, 1999 ; D.K. Yeates *et al.*, 2005 ; D.M. Wood *et al.*, 1989).

I.2. Cycle de développement des diptères

Les diptères sont des insectes holométaboles, ce qui signifie qu'ils ont un cycle de vie métamorphique complet ; ils ont 4 stades dans leur cycle de vie « adulte, œuf, larve et pupa » (Figure 1). Les larves de mouches (asticots) sont responsables de la consommation des organes et des tissus du cadavre. Les larves de diptères nécrotiques sont des animaux à sang chaud, ce qui signifie que leur temps de développement dépend de la température de l'air extérieur. Ainsi, plus la température est élevée, plus le temps de développement est court, donc plus la température est élevée, plus le développement est rapide (**Boulkenafet Fouzi, 2016**). La femelle pond ses œufs, préférentiellement au niveau des orifices naturels du corps. Ces œufs sont pondus en paquets d'environ 200 et sont généralement agrégés avec ceux d'autres femelles. Cette agrégation des pontes est la résultante de signaux attractifs comme la présence d'œufs, de larves et/ou d'adultes. Les femelles vont chercher un site de ponte à la fois humide, évitant ainsi la dessiccation des larves, et permettant pour leur progéniture un accès facile à la nourriture. Après l'éclosion, Les asticotes passent par trois stades larvaires (L1, L2 et L3) entrecoupés par deux mues, ensuite migrent et s'éloignent du corps pour effectuer leur métamorphose (puparium) (**Byrd et Castner, 2001**). Puis, le stade pré-pupa, qui est un stade intermédiaire entre L3 et pupa, et qui correspond, chez la plupart des espèces, à la phase d'éloignement du corps (**Boulay, 2015**). Lorsque la métamorphose est achevée, l'imago (insecte-parfait) s'extrait du puparium pour s'envoler vers un nouveau cycle de vie, une fois ses ailes séchées (**Gaudry et al., 2007**).

Les diptères de la plupart des charognards modifient également leur comportement, provoquant la nymphose du cadavre. Ensuite, ils recherchent un endroit abrité sous terre ou sous un objet pour se protéger des prédateurs. Les insectes se nymphosent par le processus de durcissement de leur cuticule, qui rétrécit et durcit pour produire une pupa ouverte pour s'extraire de cette enveloppe (**Aubernon et al., 2014**).

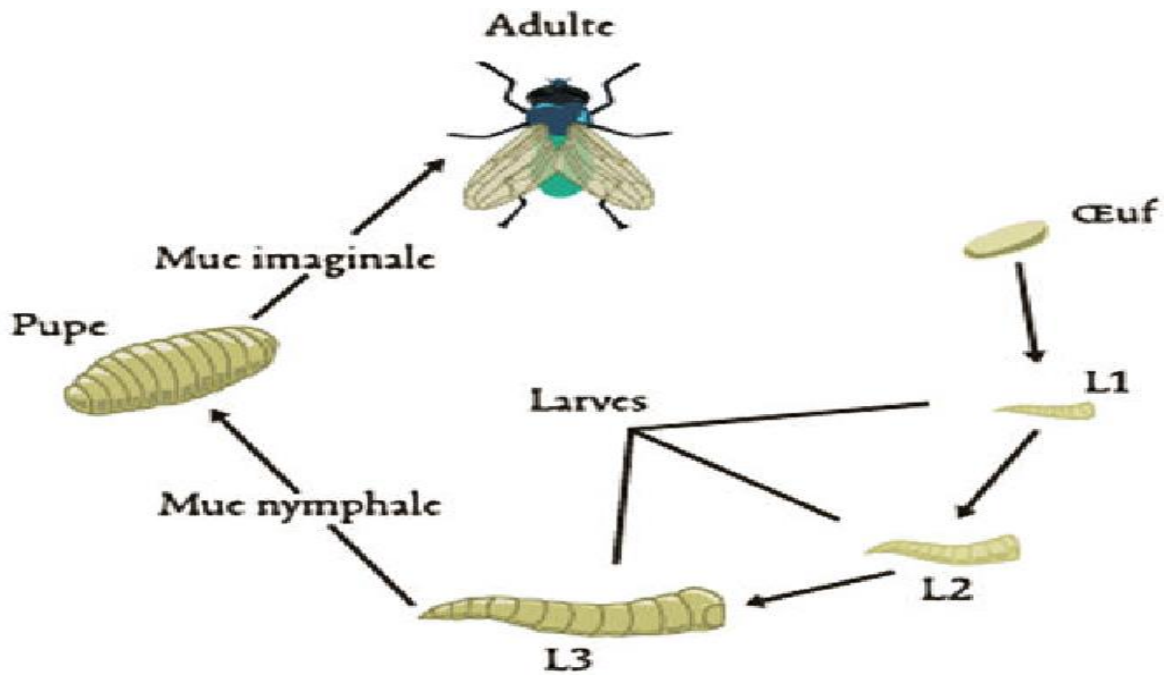


Figure 1 : Cycle de développement d'un diptère (AUBERNON *et al.*, 2012).

II. Les larves des diptères

II.1. Comportement des larves de Diptères

Sur un organisme, une matière organique ou un liquide biologique en décomposition, il est fréquent d'observer des larves de diptères pouvant compter plusieurs centaines à plusieurs milliers d'individus. Les larves vont rester en contact physique (agrégat) et s'alimenter au même endroit sur le cadavre (Rivers *et al.*, 2011). Du fait de ce comportement grégaire très prononcé, un dégagement de chaleur métabolique pouvant atteindre plusieurs dizaines de degrés est généré. Plus la masse de larves est importante, plus le dégagement de chaleur est élevé (Charabidze *et al.*, 2011). Cette accélération de température est favorable à la croissance des larves puisqu'elle permet d'abaisser sa durée et de ce fait, le temps passé sur le cadavre, limitant ainsi les risques de prédation.

Outre le dégagement de chaleur mettent en avant plusieurs bienfaits liés à l'agrégation ; le premier est une coopération pour la digestion. En effet, les larves ont une digestion dite extracorporelle, elles élaborent une salive riche en antibiotiques et en enzymes protéolytiques qui permettent de dissoudre les tissus (Sandeman *et al.*, 1990 ; Padilha *et al.*, 2009). Plus il y a de larves, plus la quantité d'élaboration salivaires est considérable, aboutissant ainsi à une

dissolution facilitée des tissus et donc une meilleure assimilation (**Rivers et al., 2011**). Un autre bienfait fréquemment cité est l'affaiblissement du risque de prédation. Il est enfin probable que l'agrégation allège les pertes d'eau des individus et les protège contre la lyophilisation.

II.2. Conditions de développement des larves de Diptères

Les larves évoluent en trois stades. De couleur blanche à blanc crème, les larves passent par ces différents stades tout en s'alimentant de matière organique en décomposition. La durée des stades larvaires baisse quand la température s'accroît. Les asticots comportent des capteurs sensoriels qui leur permettent de connaître leur environnement (odeur, température, humidité, composants chimiques et lumière) et de se déplacer vers les sites les plus avantageux à leur survie. Les larves de stade 1 préfèrent les endroits humides et tendent à être lucifuges. De leur côté les larves de stade 3, fuient vers un lieu plus sec et plus lumineux. Les asticots peuvent survivre plusieurs jours à 2°C.

En hiver, les asticots sont capables de se déplacer vers des zones plus chaudes pour poursuivre leur développement. Les jeunes larves traquent des températures élevées (30 à 37°C), alors qu'une larve plus âgée préférera des températures très basses afin d'accomplir son optimum de pupaison. La température maximale fatale de l'asticot n'est pas précisément connue mais avoisine 46°C et diffère en fonction du stade de développement (**Lubac, 2006**).

II.3. Elevage des Larves de mouches (Diptères) dans le monde

Actuellement, uniquement quelques espèces d'insectes (grillons, vers de farine, super vers et mouches soldats noires) seraient exploités pour l'élevage de masse en raison de la maîtrise actuelle de leur cycle de vie, des taux de conversion accélérés requis (aliments/protéines), de la valeur nutritionnelle ciblée, de leur résistance au stress, de leur taux de croissance, et de leur capacité à se nourrir sur des substrats alimentaires différents (**Kok, 2012 ; Cabrera et al., 2015**). Parmi ces espèces, les mouches nécrophages sont incontestablement très désirables pour répondre aux besoins en protéines et limiter le gaspillage alimentaire (**Van Huis et al., 2014**).

L'option d'application d'asticots pour le nettoyage de plaies désire sûrement d'autres conditions de production (**Thomas et al., 1996 ; Sherman et al., 2000**). Il s'agit en effet d'élevages en laboratoire dans des conditions de stérilité absolue pour les mouches produites, et donc pour les larves qui en naîtront, puisque celles-là seront placées sur les plaies où elles

s'alimentent des chairs vives en cours de décomposition. Il est donc exclu que ces larves d'élevage puissent inclure des germes infectieux résultant des milieux nutritifs utilisés pour les élevages.

II.3.1. Utilisation des larves dans le domaine d'élevage des animaux

Parmi les difficultés fondamentales auxquelles est opposée la progression de l'aviculture villageoise est l'alimentation déséquilibrée des oiseaux, en l'occurrence celle des canards de barbarie, des pintades locales et des poules pondeuses ou de chaires. L'une des ressources est les asticots qui peuvent être produites par substrats variés disponibles en abondance (**Mensah et al., 2007**). En effet, les asticots peuvent être élevés pour alimenter des animaux d'élevage ayant besoin de protéines animales dans leur nutrition. C'est le cas des monogastriques, tels que les poules, pintades, les canards, voire les porcs et les poissons, cette action permet d'optimiser à très basse coût les production d'animaux soumis à une nutrition déséquilibrée, comme c'est souvent le cas en élevage villageois (**Hardouin et al., 2000 ; Hardouin et Mahoux, 2003**). Une fois les asticots produits, ils peuvent être utilisés sous différentes formes. Certains auteurs suggèrent de les administrer directement, c'est-à-dire à l'état frais, aux volailles et/ou aux poissons (**Hardouin et al., 2000**), d'autres préconisent que les asticots sont séchés, réduits en poudre avant d'être employés dans la nutrition des monogastriques (**Bouafou et al., 2011**). **Mensah et al., (2007)** et **Ndadi (2010)**, conseillent plutôt une application de la farine d'asticots séchés dans la formulation des rations nutritionnelles pour volailles.

II.3.2. Utilisation des larves dans l'alimentation humaine

D'après **Hardouin et al., (2000)**, les larves sont successible d'être appliqués dans l'alimentation humaine. **Sonaiya et Swan (2004)** ont rapporté également que les asticots constituent des fortunes de protéines qui peuvent être appliquées comme supplément d'une nutrition faible en protéines ou de qualité médiocre comme le manioc et les patates douces.

II.3.3. Utilisation des larves dans le recyclage des déchets

Les larves de mouches ont une grande puissance d'adaptation à tous les milieux de production, de ce fait leur capacité à recycler les déchets solutionne d'ailleurs de nombreux soucis environnementaux liés particulièrement aux fumiers et à d'autres déchets organiques comme l'abaissement du volume de fumier, le taux d'humidité et les odeurs nauséabondes et

donnerait des ratios nutritionnelles riches pour les animaux (Newton *et al.*, 2005). Le recyclage de déchets de porcheries par l'élevage de mouches à quelquefois été étudié (Popov, 1998), sans atteindre un grand succès.

II.3.4. Utilisation des larves dans la thérapie (Larvothérapie)

Grâce à leur pouvoir antimicrobien les larves sont utilisées en thérapie appelé de nos jours *lucilia* thérapie, asticothérapie, larvothérapie ou « maggot therapy » en anglais. C'est une technique thérapeutique basée sur l'application des larves de la mouche *Lucilia sericata* à des fins thérapeutiques. Les asticots peuvent être employés pour le nettoyage de plaies si ceux-ci ont été développés dans des conditions convenables de stérilité absolue (Thomas *et al.*, 1996 ; Sherman *et al.*, 2000).

II.3.5. Utilisation des larves pour dater la mort

La détermination de l'intervalle post-mortem (IPM) présente le point de départ souvent obligatoire à la reconnaissance de la victime et des conditions du décès. En conséquence, l'estimation de l'IPM a été énormément étudiée dans le cadre de la médecine légale, mais pareillement en entomologie médico-légale, l'anthropologie, la bactériologie, l'écologie, etc. Sont autant de techniques aidant chacune, dans leurs domaines d'application, à estimer la date de la mort (Beauthier, 2007).

Parmi les méthodes indispensables pour la détermination de l'IPM, la première méthode basée sur le développement des larves de Diptères concerne presque uniquement les larves de Calliphoridae. Cette technique permet en principe une évaluation spécifiée, dès la ponte des premières mouches jusqu'à l'émergence des mouches adultes de la première génération. Le facteur basal est la température locale. Cette méthode permet, en se basant sur la connaissance de la durée de développement des mouches, de calculer l'IPM minimum (Wyss et Cherix, 2006).

II.4. Valeur nutritionnelle des larves

Parmi les larves les plus appliquées en alimentation animales ; les larves de mouche soldat noir (MSN), elles assurent une source alimentaire de grande valeur nutritive, très riche en protéines et en lipides. Toutefois, la teneur en lipides et en protéines est variable et résulte du type de régime alimentaire. Elles peuvent apporter environ 35-75 % de protéines de qualité

élevée, 35% de matières grasses et 227 kg de chitine, les larves de mouches soldats noires sont une ressource importante d'acides gras principales, dont les acides linoléiques et alpha-linoléniques soit 42 % (Finke, 2013 ; Bukkens, 1997 ; Bukkens et Paoletti, 2005). Elles assurent une haute contribution calorique (De Foliart, 1992 ; Buckens, 1997 ; Buckens et Paoletti, 2005 ; Finke, 2013 ; Gaukhar, 2011).

La composition en cendre est comparativement grande. Elles sont pareillement riches en calcium et phosphore (Arango Gutiérrez et al., 2004 ; St-Hilaire et al., 2007; Yu et al., 2009).

Les larves de MSN comportent des acides aminés variés, dont la plus appréciable proportion est la lysine avec 6 à 8%. La richesse nutritionnelle fait d'*Hermetia illucens* (MSN) un insecte prometteur pour l'alimentation animale (Barragán-Fonseca et al., 2018b ; Gold et al., 2018), bien que les larves ne possèdent pas tous les nutriments indispensables à la croissance des animaux d'élevage. Conséquemment, elles doivent être complétées par d'autres sources telles que la farine de poisson.

II.5. Activité biologique et action des larves sur les bactéries

Bien qu'il y ait nécessairement des bactéries défavorables (pathogènes) dans l'environnement dans lequel les larves croient, il existe des indices expressifs proposant que l'existence de bactéries dans ou sur le cadavre semble collaborer au développement larvaire et à la pupaison, ce qui pourrait être dû à une modification dans la nutrition des larves. En effet, les bactéries sont considérées elles-mêmes comme source de nourriture ou rendant les nutriments plus assimilables aux larves. Les asticots composent et sécrètent ou excrètent régulièrement des molécules antimicrobiennes qui sont actives sur certaines bactéries (Thompson et al., 2013).

De multiples espèces bactériennes deviennent de plus en plus résistantes aux antibiotiques, obligeant une recherche constante d'autres substances antimicrobiennes. Dans la littérature, diverses élaborations suggèrent l'impact désinfectant des larves basé sur certains mécanismes, tels que l'excrétion de substances antibactériennes par les larves. Ce concept avait déjà été exposé au monde dès 1935 par Simmons, puis par Thomas (Merabia et Merzougui, 2016). Ces substances paraissent plus bactériostatiques que bactéricides, mais l'incertitude du degré d'inhibition serait peut-être liée aux plusieurs méthodes d'assemblages des sécrétions larvaires. Néanmoins, les sources de l'activité antibactérienne de ces dernières sont mal connues

; certaines auraient une action antibactérienne, d'autres rendraient le milieu moins propice à la prolifération microbienne par un accroissement du pH. Les bactéries absorbées ne persistent pas dans l'appareil et voies digestives des larves (**Mumcuoglu et al., 2001**).

III- Elevage de la volaille

La volaille constitue une source de protéines animales appréciable et économique, notamment pour les pays en voie de développement, ce qui a justifié son développement très rapide sur l'ensemble du globe depuis une trentaine d'années (**Sanofi, 1999**). Pour l'essentiel de la production, la consommation mondiale de viande des volailles, en particulier celle des poulets, est plus élevée que celle des autres viandes au cours des dernières décennies (**Belova AV et al., 2013, Pandurevic T et al., 2014**). En Algérie, l'aviculture reste la spéculation la plus intensive, qu'elle soit pour la viande ou pour l'œuf de consommation. Totalement "artificialisée «depuis les années 80, elle est pratiquée de manière industrielle dans toutes les régions du pays avec cependant une plus grande concentration autour des grandes villes du Nord » (**MADRA., 2003a**).

IV. les souches bactériennes et les champignons testés

Dans l'étude des activités antibactériennes et antifongiques, les souches bactériennes pathogènes et les champignons phytopathogènes ciblées sont :

IV.1. Les souches bactériennes

IV.1.1. *Salmonella* AB(I) 27N

Les salmonelloses sont des maladies contagieuses, transmissibles à l'homme, due à la multiplication dans l'organisme des oiseaux d'un germe du genre *salmonella* (**Didier, 2001**).

Salmonella est un genre de la famille des enterobacteriaceae qui sont des bâtonnets gram négatifs, oxydase négative, catalase positifs, non sporulés ; ce sont aussi des anaérobies facultatifs ; presque toutes les espèces de *salmonella* sont mobiles via la flagelle péritriche avec l'agent pathogène de la volaille *salmonella enterica* ser-Gallinarum étant une exception notable (**P. D. Lopes et al., 2016 ; F. W. Schofield, 1945**), et qui se développe bien sur vert brillant et gélose Mac-Conkey, et isolement de l'agent est souvent amélioré en incubant des échantillons dans un milieu d'enrichissement sélectif avant la culture (**Quinn et al., 1994b**). La température

de croissance optimale des salmonelles est de 37°C cependant la croissance a été enregistrée entre 2 et 4°C et jusqu'à 54°C (C. C. Adley et al., 2016).

Salmonella a été une cause majeure d'intoxication alimentaire dans certains pays au cours des 100 dernières années (Lee et al., 2015). Elle affecte à la fois les humains et les animaux et est la principale cause de gastro-entérite humaine (Almeida et al., 2017); en raison de sa nature inhérente, de sa forte prévalence et surtout de la difficulté d'appliquer des mesures de gestion et de précaution, la salmonellose est caractérisée comme une maladie zoonotique de grande importance dans certains contextes (Shinohara et al., 2008). Les sérotypes de salmonella sont responsables de maladies humaines allant de la gastro-entérite aux infections systémiques (Blaser, et al., 1982).

Les maladies liées à la salmonella enterica peuvent être divisées en trois groupes : la fièvre typhoïde, causée par S. typhi, fièvre entérique causée par S. paratyphi A, B et C ; et l'entérocolite ou les salmonelloses, causée par les autres sérotypes (Shinohara et al., 2008). Les fièvres typhoïde et paratyphoïde sont les principales causes de morbidité et de mortalité dans le monde, avec environ 21,7 millions de cas et 217 000 décès chaque année (World Health Organization, 2014 ; Crump et al., 2004). Les symptômes sont caractérisés par des douleurs abdominales, des maux de tête, de la fièvre et de la diarrhée qui peuvent apparaître dans la semaine suivant l'incubation (Eng et al., 2015). Une fois confirmé, le traitement consiste souvent en des antibiotiques (World Health Organization, 2003). Des rechutes peuvent survenir chez 5 à 10 % des patients (Parry, Hien, 1533).

Les intoxications alimentaires sont à l'origine de la plupart des infections à Salmonella, mais les animaux infectés, en particulier les contacts directs et indirects avec les reptiles et le bétail, les volailles (poussins, poulets, canards, dindes) sont fréquemment Associés à la maladie, en particulier chez les jeunes enfants (Giannella, 1996).

La salmonellose humaine associée au contact avec des volailles a été rapportée depuis 1955 (Anderson et al., 1955), est un problème de santé publique émergent (Barton Behravesh et al., 2014). En Thaïlande, des rapports ont montré la relation entre Salmonella spp. dans les aliments d'origine animale et des problèmes de santé publique (Rasrinual et al., 1988 ; Boriraj et al., 1997 ; Boonmar et al., 1998a). Salmonella spp se trouvent couramment dans les œufs de poule (Saitanu et al., 1994) et les viandes de poulet (Sasipreeyajan et al., 1996) et de porc (Boonmar et al., 1997) au marché.

Les volailles sont souvent associées à 3 maladies : la pullorose, la typhoïde aviaire et les infections paratyphoïdes.

La pullorose est une maladie mondiale causée par un organisme salmonelle non mobile, à savoir *salmonella pullorum*, et la typhoïde est une maladie causée par *salmonella gallinarum*, une bactérie gram négatif non mobile qui est antigéniquement très similaires à *salmonella pullorum*. La maladie pullorique est la plus mortelle chez les jeunes oiseaux de trois semaines ou moins avec effet minimes sur les adultes, tandis que la mortalité observée dans la typhoïde affecte les jeunes oiseaux et persiste jusqu'à l'âge adulte (**Pomeroy et Nagaraja, 1991**). Les oiseaux nés d'œufs infectés peuvent mourir peu de temps après l'éclosion et sembleront déprimés et faibles avec une matière blanche et crayeuse adhérent à l'évent (**Hinshaw et al., 1926**). Diminution de la production chez les poules pondeuses et de la fertilité chez les reproducteurs en particulier dans le cas de la typhoïde (**Kahn et al., 2010**). Les poulets adultes dans les troupeaux atteints de la pullorose et la typhoïde sont généralement asymptomatiques mais peuvent présenter une dépression, des plumes ébouriffées, des crêtes pales et rétrécies, une (**Pomeroy et Nagaraja, 1991**).

Etant donné que les aliments d'origine animale sont une source majeure de salmonella spp. Il a été suggéré que l'utilisation d'antimicrobiennes dans la production d'animaux destinés à l'alimentation pourrait contribuer à la présence d'une résistance antimicrobienne chez les salmonella spp qui infect les humains (**Cruchaga et al., 2001; Iovine et Blaser, 2004**).

IV.1.1.2. *Escherichia coli*

E. coli est un agent pathogène primaire ou secondaire, gram négatif, bâtonnet et de taille moyenne (2 à 3 um de long), répondeur dans la nature et habitant le tractus intestinal chez la volaille (**Gross, 1994**). *E. coli* est une bactérie qui occupe une place particulière dans le monde de la microbiologie car elle peut provoquer des infections graves chez l'homme et l'animal, mais c'est aussi une partie importante de la microflore native de divers hôtes. Les souches d'*E. coli* sont un composant normal de la microflore intestinale animale et humaine, et donc servir d'indicateur de contamination fécale dans les aliments (**Geornaras et al., 2001**); Possibilité de transmission d'*E. coli* virulentes et/ou résistants entre l'animal et l'homme par de nombreuses voies comme le contact direct, le contact avec les déjections animales, ou la chaîne alimentaire. Alors que la plupart des cas de colibacillose humaine sont bénins ou spontanément résolutifs,

les éclosions de la souche O157:H7 d'*E. coli* ont récemment attiré l'attention du public car il s'agit d'un agent pathogène d'origine alimentaire potentiellement mortel (**Tauxe, 2002**).

Les infections à *Escherichia coli* O157:H7 surviennent dans tous les groupes d'âge et les jeunes sont le plus souvent touchés. Dans l'étude, le taux d'incidence annuel spécifique à l'âge était le plus élevé chez les enfants de moins de 5 ans (**Ostroff SM et al., 1989**). Cependant, certains sous-ensembles de cette espèce bactérienne ont acquis des gènes qui permettent de savoir si elles provoquent des maladies intestinales ou extra-intestinales (**Kaper et al., 2004**); Ils représentent également un important réservoir de gènes de résistance pouvant conduire à des échecs thérapeutiques en médecine humaine et vétérinaire. L'infection par *E. coli* O157:H7 se présente avec une large spectre de manifestations cliniques, y compris des crampes abdominales sévères avec peu ou pas de fièvre et une diarrhée aqueuse qui évolue souvent vers une diarrhée sanglante (**Griffin PM et al., 1988**). Atteinte extra-intestinale, y compris cardiaque et manifestations neurologiques, a été rapporté (**Hamano S et al., 1993**).

La Colibacillose aviaire, qui survient le plus souvent chez les poulets, les dindes, les canards peut être localisée ou systématique et est causée par des souches virulentes opportunistes, dont la plupart sont des *E. coli* extra intestinaux (**Johnson et Russo, 2002**). Bien que la plupart des souches affectant la volaille soient spécifiques à l'espèce, les volailles sont expérimentalement sensibles à *E. coli* entérohémorragique humaine O157:H7 et peuvent excréter pendant des mois (**Schoeni et DOYLE, 1994**). Les matières fécales et la poussière dans les poulaillers sont une source importante d'*E. coli* pathogène (**Gross, 1994**). Les oiseaux sont indolents et anorexiques. Ils présentent des symptômes respiratoires (**Boissieu, 2008**). Les jeunes oiseaux peu résistants à l'infection mourront de façon aiguë de septicémie, mais les poulets plus âgés sont souvent résistants et survivent aux lésions septicémiques initiales (**Nakamura et al., 1985**).

IV.1.1.3. *Staphylococcus aureus*

Les staphylocoques sont des bactéries aérobies-anérobies facultatives, immobiles, non sporulées, positives à la catalase, négatives à l'oxydase et fermentant le glucose sans gaz. Ce sont des bactéries mésophiles (croissance optimale à 37°C), neutrophiles (pH 7 optimal) et halophiles (se développent à de fortes concentrations en NaCl). Ce dernier caractère étant mis à profit en bactériologie alimentaire pour l'isoler grâce à des milieux sélectifs (milieu de Chapman) (**Le Loir Y., et al., 2010**). Les staphylocoques à coagulase négative, longtemps

considérées comme des commensaux ou des contaminants relativement inoffensifs, sont aujourd'hui reconnus comme étant à l'origine de plusieurs infections humaines ou leur rôle pathogène est bien établi (**Kloos and Bannerman, 1994**).

Staphylococcus aureus est un pathogène humain important qui provoque plusieurs maladies chez l'homme, notamment des infections cutanées, le syndrome de la peau échaudée, le syndrome du choc toxique, endocardite, arthrite septique et ostéomyélite. La bactérie est également la première cause d'infections nosocomiales. La maladie induite par *S. aureus* est souvent suppurée et associée à une destruction tissulaire étendue et à une nécrose. Il a été démontré que *S. aureus* envahit le poussin normal ostéoblastes à la fois *in vitro* et *in vivo* (**Hudson et al., 1995 ; Reilly et al., 2000**). *S. aureus* est fréquemment associé à des infections suite à des interventions chirurgicales, en particulier chez l'homme, mais sont également des implantés chez l'homme, mais sont également responsable de maladies chez les patients immunocompétents intacts (**Vandenesch et al., 1995**)

Staphylococcus aureus est le plus souvent isolé des articulations, des gaines tendineuses et des os de poulets et de dindes infectés ; dans la volaille, ils peuvent, comme chez d'autres espèces animales et chez l'homme, appartenir à la microflore cutanée normale (**Devriese, 1980**). *S. aureus* est un habitant normal de la peau et des voies respiratoires supérieures des poulets malades et en bonne santé (**Shiozawa et al., 1980**). De plus, il peut être impliqué dans des problèmes tels que l'ostéomyélite, le pied bumble et l'arthrite, et il est le plus souvent isolé des articulations, des gaines tendineuses et de l'os animaux affectés (**Andreasen, 2003**). Il n'est pas rare d'isoler *S. aureus* du sac vitellin, du foie et de la peau des poulets de chair et des dindes commerciales (**Devriese, L. A et al., 1975 ; Nairn, M, 1973**). Dans plusieurs cas, *S. aureus* a été la cause de la dermatite staphylococcique, similaire à la dermatite gangreneuse clostridienne observée chez les volailles (**Cervantes, al., 1988 ; Froyman, 1982**).

IV.1.1.4. *Klebsiella sp*

Les espèces du genre *Klebsiella* sont généralement identifiées et distinguées selon des réactions biochimiques. Le genre est défini comme une bactérie gram-négatif, immobile, généralement encapsulée en forme de bâtonnet de la famille des Enterobacteriaceae qui produit de la lysine décarboxylase mais pas de l'ornithine décarboxylase, généralement Voges-positive Proskauer (**Edwards, et al., 1986**).

Klebsiella est omniprésent dans la nature. Elle peut partager deux habitats. L'un est l'environnement trouvé dans les eaux de surface, les eaux usées, le sol et les plantes (Bagley, et al., 1978 ; Brown, C et al., 1973 ; Edberg, et al., 1986 ; Matsen, et al., 1974 ; Seidler, R. J et al., 1975) et l'autre est la surface muqueuse des mammifères tels que les humains et les chevaux des cochons qui les colonisent. Klebsiella est connue de la plupart des cliniciens comme la cause de la pneumonie bactérienne communautaire. Elle survient surtout dans l'alcoolisme chronique (Carpenter, J. L, 1990) et présente des anomalies radiographiques caractéristiques dues à des infections purulentes sévères avec une mortalité élevée (Felson, B et al., 1949). Si laissé non traiter ; C'est également une cause importante d'infections communautaires graves telles que la pneumonie nécrosante, l'abcès purulent du foie et l'endophtalmie endogène (Podschun et Ullmann 1998).

IV.1.1.5. *Bacillus subtilis*

Bacillus ce sont des bactéries aérobies ou aéro-anaérobie facultatives formant des endospores, deux espèces formant des endospores, *Bacillus anthracis* et *Bacillus Subtilis*, le genre a atteint 146 espèces dans la cinquième édition du Bergey's Manual (Bergey et al., 1939). *Bacillus subtilis* est largement accepté comme modèle des bactéries à gram positif (Sonenshein et al., 2002). *Bacillus subtilis*, le représentant le plus commun du genre, s'est avéré avoir de larges propriétés suppressives pour plus de 23 types d'agents pathogènes des plantes in vitro en raison de sa capacité à produire une grande abondance d'antibiotiques avec une variété étonnante de structures et d'activités (Stein, 2005). Le genre *Bacillus* dont *Bacillus subtilis* est l'espèce type est un organisme est un modèle établi pour la recherche sur les bactéries gram positif récemment, son génome fut complètement séquencée et il représente le premier génome publié d'une bactérie vivant dans le sol (Kunst et al., 1997).

IV.2. Les champignons testés

IV.2.1. *Fusarium sp*

Le genre *Fusarium* a été introduit par (Link, 1809) *Fusarium* sont des champignons imparfaits « fungi imperfecti » ou deutéromycètes ou encore Adélomycètes.

Ce dernier traverse son troisième siècle comme l'un des genres comprenant de nombreux champignons qui peuvent causer directement des maladies chez les plantes, chez les humains ou bien chez les animaux domestique (Boonpasart et al., 2002 ; Goldschmied et

al.,1993 ; Krcmery et *al.*, 1997 ; Martino et *al.*, 1994 ; Rabodonirina et *al.*, 1994 ; Rebell, 1981 ; Vismer et *al.*, 2002). Le taux de mortalité chez les humains à cause des infections systématique à fusarium est inférieur 70% (Krcmery et *al.*, 1997) et les patients séropositifs sont plus exposé à de telles infection (Eljaschewitsch et *al.*,1996 ;Guarro et *al.*, 2000).Le principal caractère distinctif des Fusarium est la présence de phialides, des cellules conidiogènes qui donnent naissance aux micro- et macroconidies fusiformes et cloisonnées (Burgess et *al.*, 1994).

IV.2.2. *Aspergillus sp*

Aspergillus est considéré comme un champignon saprophytes environnemental. Ces moisissures se développent sur le compostage de la matière organique pourrie dans le sol, le compostés les denrées alimentaire et les céréales (Gugnani, 2003).La distribution géographique d'*Aspergillus* est très large et la plus courante dans les régions tropicales et subtropicales, ce qui la rend adaptée aux environnements chauds et secs (Castegnaro et Pfohl-Leskowicz, 2002). Certaines espèces peuvent être directement pathogènes pour l'homme et les animaux en étant capables d'envahir les tissus vivants et provoquer des aspergilloses (Morin, 1994).

IV.2.3. *Botrytis sp*

Le genre *Botrytis* comprend 22 espèces dont la plupart ont un spectre d'hôte restreint comme *Botrytis fabae* sur les légumineuses. *Botrytis cinerea* appartient au genre botrytis est un champignon ubiquiste, très polyphage et opportuniste qui colonise plus facilement les tissus affaiblis (Blancard et *al.*,2003). L'observation microscopique de mycélium du champignon lors de son développement, montre des houppes constituées pas de gros tubes se ramifiant au sommet sous forme arborescent .lorsque le développement de la moisissure est assez satisfaisant, on découvre aux extrémités des grappes très considérables formées de conidies ; de ces conidies se libèrent des spores ovoïdes (Badji et Ait Abdelmalek,2017).

V. Risque d'antibiorésistance

La résistance aux antibiotiques est un terme relatif puisqu'il existe de nombreuses définitions en fonction du critère sur lequel on se base (génétique, biochimique, microbiologique ou clinique) (Muylaert A et *al.*, 2012). Selon OMS, 2007, L'apparition rapide de la résistance aux antibiotiques est un problème majeur de santé publique. Une mauvaise

hygiène dans l'environnement humain ou animal comme l'abattage, aux niveaux des hôpitaux et la communauté augmente la diffusion des bactéries résistantes ; les bactéries et les gènes de résistance peuvent disséminer d'un hôte à un autre (**Levy, 1997**). La cause de la résistance aux antibiotiques est un sujet de grandes préoccupations et des facteurs tels que l'utilisation inappropriée des antibiotiques, les mutations génétiques bactériennes et le transfert horizontal entre espèces bactériennes étant l'un des facteurs les plus importants. Les bactéries à gram négatif telles que *Acinetobacter* spp, *E. coli*, *klebsiella* spp font partie des microorganismes extrêmement résistantes aux antibiotiques existants (**Carlet, J.et al., 2012**). Les bactéries peuvent également acquérir la résistance à un antibiotique ; cette résistance se fait par mutation ou acquisition de gènes portés par des éléments génétiques mobiles tels que les transposons, intégrons, plasmide ou phage (**Kempf et Zeitouni, 2012**).

L'utilisation imprudente et systématique d'antibiotiques a des conséquences très graves. Cette mauvaise gestion crée une forte pression sélective sur les souches résistantes en détruisant les bactéries les plus sensibles et en permettant aux bactéries les plus résistantes de survivre et de se multiplier ; Ce type de bactéries infectent principalement les personnes extrêmement fragilisées (personnes âgées, nourrissons, patients greffés ou en réanimation, et surtout en milieu hospitalier.

Les animaux sont aussi des gros consommateurs d'antibiotique, ces antibiotiques appartenant aux mêmes classes que celles utilisées en médecine humaine, cette utilisation est responsable de résistance qui peut être croisée. L'application d'antibiotiques dans la production de volaille entraîne une résistance accrue aux antibiotiques non seulement des souches bactériennes pathogènes mais également des bactéries commensales (**Lukasova et Sustackova, 2003**). *Staphylococcus aureus* ST398 résistant à la méthicilline a été identifié chez la volaille et d'autres animaux d'élevage, et la transmission de cette souche de l'animal à l'homme a été observée (**Pantosti, A, 2012**) ; le transfert potentiel de bactérie résistantes de produits de volaille à la population humaine peut se produire par la consommation ou la manipulation de viande contaminée par les agents pathogène (**Van den Bogaard et Stobberingh, 2000**), Les résidus dans la production animale peuvent en fait avoir un impact négatif sur la santé humaine ; c'est le cas des tétracyclines qui interfèrent avec le développement des dents chez les jeunes enfants (**Kummerer, 2009**). L'OMS, dès 2003, a officiellement incité les éleveurs à ne plus utiliser d'antibiotique comme facteurs de croissance et à en user prudemment en thérapeutique.

Par conséquent, la résistance aux antibiotiques est sans frontières et peut se propager n'importe où. D'où la nécessité de se tourner vers d'autres sources de préférence naturelles pour la recherche de nouveaux antibiotiques. Parmi les ces préférence en trouve les mouche de la famille des calliphoridae, en raison de leurs habitudes alimentaires nécrophages et parce qu'elles sont des décomposeurs naturels de la matière organique tout au long de leur cycle biologique, elle entre en contact avec plusieurs agents pathogènes. Ce contact est la principale raison du développement d'un système immunitaires à haute résistances à de nombreux micro-organismes conférant aux calliphoridae la capacité de produire et de sécréter de puissantes substance antimicrobiens ,à fort potentiel pour le développement de la médecine naturelle (Yakovleva et al., 2019).

II. Matériel et méthodes

La partie pratique du présent travail a été réalisée au niveau du laboratoire de microbiologie de l'université Abderrahmane Mira Bejaia durant la période allant du 01.03.2022 au 30.06.2022.

II.1. Préparation de la poudre des larves

Afin de réaliser le présent travail, une poudre a été préparée à partir de larves d'insectes nécrophages en suivant les étapes suivantes :

II.1.1. Elevage et collecte des larves

Les larves ont été collectées sur trois cadavres, à savoir deux lapins, un poulet déplumé et un chacal découvert mort (Figure 2). Les cadavres (lapins et poulet) ont été placés immédiatement après leur mort dans un endroit sécurisé.



Figure 2 : le stade frais

II.1.2. Récolte des larves, lavages, et congélation

Les larves au stade larvaire L3 ont été prélevées délicatement des carcasses à l'aide d'une cuillère. Les larves ont été aussitôt rincées à l'eau 3 à 5 fois afin d'enlever les impuretés, puis conservées dans des flacons en verre dans un congélateur (Figure 3).



Figure 3 : photographies des larves collectées

(A) Récolte des larves; (B) lavage des larves; (C) conditionnement pour congélation

II.1.3.Préparation de la poudre

Afin de préparer la poudre, les larves ont été répartie sur deux lots et deux méthodes de séchage ont été suivies :

a. Séchage à l'air libre

Les larves qui ont été déjà rincées ont été égouttées avec un papier absorbant pendant 2h, puis déposées sur un tissu et recouvert d'un autre et laissées sécher. Après 15 jours de séchage à l'aire libre, les larves ont été broyées par un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre très fine, qui sera par la suite conservée dans des flacons hermétiques.

b. Lyophilisation

Pour le séchage réalisé par lyophilisation, les larves déjà congelées ont été réparties dans des boîtes de pétri puis enveloppées par du parafilm puis mises dans un lyophilisateur.

II.2. Préparation des extraits

II.2.1. à partir de la poudre séchée

L'extraction a été réalisée par macération, en utilisant trois concentrations de poudre de larve (1g, 3g, 6g) en utilisant trois solvants d'extraction (eau distillée, éthanol 50%, éthanol absolu). La poudre mélangée avec 10 ml de chaque solvant a été mise sous agitation pendant 24h, puis les solutions filtrées.

Les filtrats ont été mis dans une étuve à 40 C° afin de chasser les solvants, jusqu'à l'obtention d'une masse constante. Les résidus secs ont été reconstitués avec un volume de diméthylsulfoxyde (DMSO), calculé pour obtenir une concentration de 0,5g/10ml. Les extraits reconstitués ont été bien homogénéisés et conservés à l'abri de la lumière à 4°C.

II.2.2. à partir de la poudre lyophilisée

Une partie de la poudre lyophilisée a été utilisée directement pour l'extraction des composés actifs. Pour l'autre partie, l'extraction est précédée par une étape de délipidation à l'hexane, où 02 g de poudre lyophilisée ont été mélangées à 20 ml d'hexane, après une homogénéisation et une centrifugation les deux parties ont été séparés et transférées dans des tubes différents. Le culot a été séché afin d'éliminer l'hexane.

L'extraction à partir de cette matrice délipidée et de la poudre lyophilisée a été effectuée par macération pendant 24h sous agitation en utilisant plusieurs solvants à savoir l'eau distillée, l'éthanol 100%, l'éthanol 70% et l'éthanol 50%. La macération est suivie par une filtration, une évaporation puis une reconstitution par le DMSO pour obtenir des concentrations de 0,23 g/5 ml et de 0,277g/5ml pour la poudre lyophilisée-délipidée et la poudre lyophilisée respectivement.

II.2.3. par écrasement

Les larves congelées ont été écrasées par un broyeur, réparties dans tubes eppendorfs puis centrifugées pendant 20 minutes. Le surnageant a été transféré dans de nouveaux tubes pour être utilisés directement ou après dilution pour tester les deux activités antibactérienne et antifongique.

II.4.Détermination du rendement de l'extraction

Le rendement des extraits a été déterminé par la différence du poids des boîtes vides et après séchage. La formule suivante est appliquée pour calculer le rendement :

$$\mathbf{R(\%) = [(P1 - P0) / E] 100}$$

P0 : poids de la boîte vide (g).

P1 : poids de la boîte après évaporation du solvant (g).

E : poids de l'échantillon initial (g).

II.5. Etude de l'activité antibactérienne et antifongique

II.5.1. Activité antibactérienne

Afin de réaliser cette partie, cinq souches bactériennes ont été mises à notre disposition par le laboratoire LEM de l'université Abderrahmane Mira de Bejaia. Deux bactéries Gram + (*Staphylococcus aureus* 220 et *Bacillus subtilis*) et trois souches Gram – (*Salmonella* AB(I) 27N, *Escherichia coli* 3445, *Klebsiella* 2806). Deux méthodes ont été utilisées pour réaliser ces tests à savoir celle des disques et celle des puits.

II.5.1.1. Préparation des suspensions bactériennes

Les bactéries à tester sontensemencées sur des boîtes de pétri contenant de la gélose nutritive (GN) et incubées pendant 24h à 37 C°, afin d'obtenir une culture jeune. A partir de ces boîtes à l'aide d'une pipette pasteur, 2 à 3 colonies bien isolées et parfaitement identiques ont été prélevées et introduites dans 5 ml de bouillon nutritif (BN), après 24h d'incubation à 37 C°. Des suspensions bactériennes de 10⁸ UFC/ml (UFC : unité formant colonies) ont été préparées.

II.5.1.2. Ensemencement et chargement des extraits

Les boîtes de pétri de 9 cm de diamètre contenant la gélose Muller-Hinton, ont été ensemencé en stries serrées par écouvillonnage à partir des suspensions bactériennes standardisées (10⁸ UFC/ml).

Deux dilutions de 20% et de 50% ont été préparées pour chaque extrait, excepté pour les extraits obtenus à partir des larves lyophilisées dilipidés où uniquement des dilutions à 50% ont été préparées. Concernant les larves écrasées, des dilutions de 20%,40%, 60% et 80% ont été effectuées.

Des disques de papiers stériles de 6 mm, ont été déposés à la surface de la gélose ensemencée puis chargés avec 5µl de chaque extrait. Pour chaque boîte de pétri ensemencé, 03 disques et 2 témoins y ont été déposés ; un témoin positif (Meropenem de 10µg) et un témoin négatif (Disque chargé de DMSO). Pour la méthode des puits, 10 ul de chaque extrait ont été chargées dans les puits préalablement creusés dans la gélose.

Les boîtes sont laissées 2h à 4 C° afin de permettre la pré-diffusion des extraits, puis incubées à 37 C° pendant 24h.

L'activité antibactérienne a été déterminée en mesurant à l'aide d'une règle le diamètre de la zone d'inhibition, des différents extraits autour des disques.

II.5.2. Activité antifongique

II.5.2.1. Préparation de la suspension sporale

Trois suspensions sporales ont été préparées pour *Aspergillus* sp, *Fusarium* sp, et *Botrytis* sp, mis à notre disposition par l'équipe Biomasse et environnement du laboratoire LMER de l'université de Bejaia. Un prélèvement des spores a été effectué délicatement à partir de cultures de 7jour à 28 C° sur extrait de malt puis mélangé à 9ml d'eau physiologique stérile. Une mesure de la densité optique a été réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre à 630 nm afin de standardiser la suspension à 10^7 spore/ml ; une suspension est considérée standard à une absorbance de 0,12.

II.5.2.2. Test d'activité antifongique

La technique utilisée pour la détermination de l'activité antifongique des extraits des larves est la même que celle utilisée pour l'évaluation de l'activité antibactérienne, il s'agit de la méthode de diffusion sur agar, la gélose EM a étéensemencée par écouvillons avec les différentes suspensions sporales. Des disques de papier stériles d'un diamètre de 6 mm ont été déposés sur la gélose puis immédiatement par un volume de 5µl des différents. Les boîtes ont été incubées à 28°C pendant 7 jours.

II.5.3. Activité bactéricide ou bactériostatique

Dans le but de déterminer si les extraits des larves ont un effet bactériostatique ou bactéricide, des prélèvements ont été effectués dans les zones d'inhibition puis transférés dans des tubes stériles contenant 4 ml de bouillon nutritif, puis incubés pendant 24h à 37°C. L'apparition d'un trouble indiquera un effet bactériostatique tandis que l'absence du trouble indiquera un effet bactéricide.

Résultat et discussions

I. Taux d'extraction

Le rendement d'extraction dépend de plusieurs paramètres tels que ; le solvant, pH et la composition de l'échantillon (Quy Diem Do *et al.*, 2014). L'analyse des résultats (figure 4), montre que le rendement d'extraction le plus important est observé avec l'éthanol 100% avec un pourcentage de 40%, en comparaison à l'extraction avec l'éthanol 50% (35,5%) et à l'extraction obtenu avec le solvant aqueux 100% (25%).

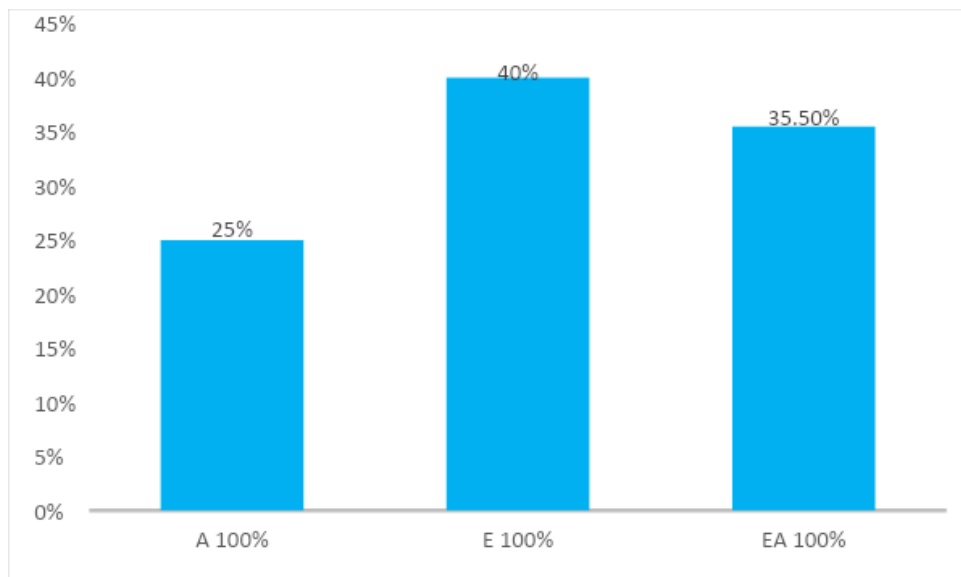


Figure 4 : Rendement d'extraction des extraits de larve séché à l'air libre.

L'extraction des composés de la poudre des larves est une étape cruciale pour la valorisation de ces principes actifs, elle dépend de la méthode et du solvant approprié qui préservent leurs propriétés biologiques. Dans cette étude, il ressort que la macération par éthanol 100% est la meilleure technique d'extraction.

L'éthanol entre dans la composition de plusieurs préparations thérapeutiques (Brehon *et al.*, 2000). Son efficacité dans l'étude de l'activité antibactérienne est confirmée (Drago *et al.*, 2000 ; Rhajaoui *et al.*, 2001 ; Park *et al.*, 2002).

Les résultats obtenues lors de l'extraction avec divers solvants à partir de larves lyophilisées (figure 5) montrent que le rendement d'extraction le plus important est observé avec

l'éthanol 100% et l'éthanol 70% avec un pourcentage de 17,2% et 16,7% respectivement en comparaison à l'extraction éthanol 50% (13,85%) et à l'extraction obtenu avec le solvant aqueux 100% (3,25%).

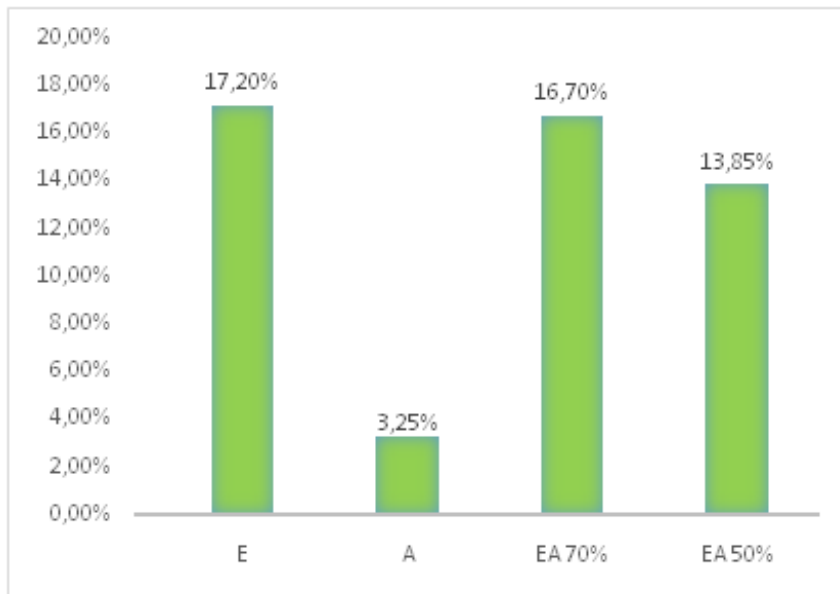


Figure 5 : Rendement d'extraction des extraits de larves lyophilisées.

Concernant les larves lyophilisées délipidées à l'hexane (Figure 6), L'analyse des résultats montre que le rendement d'extraction le plus important est observé avec l'éthanol 70%, avec un pourcentage de 16,8%, suivi du solvant aqueux (11,25%) puis de l'éthanol 50% (11,4%). Le plus faible taux (10,65%) est obtenu par éthanol pur.

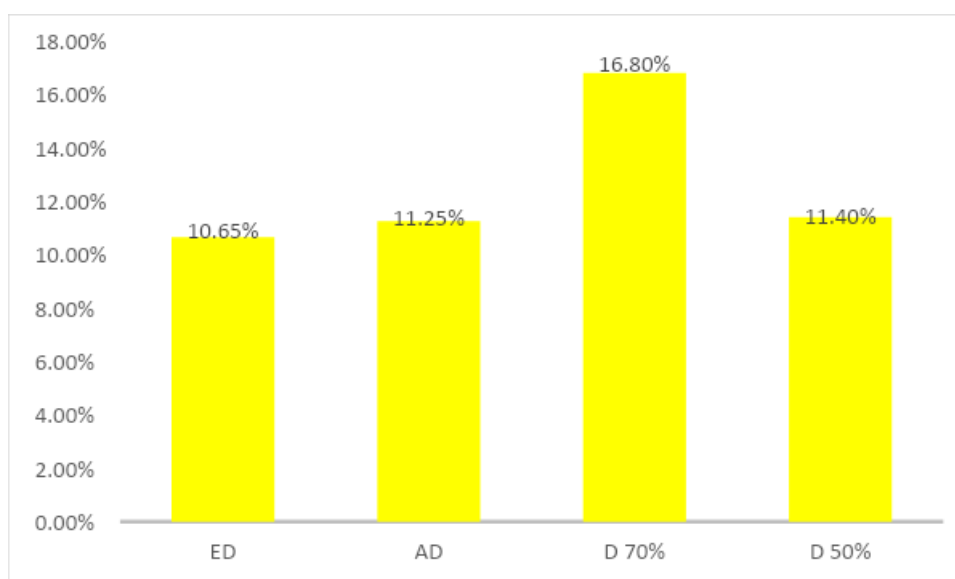


Figure 6 : Rendement d'extraction des extraits de larves lyophilisées délipidées.

II. Activité antibactérienne et antifongique des extraits de larves

II.1. Activité antibactérienne

Comme attendu, le DMSO (témoin négatif), n'a montré aucune zone d'inhibition, car ce dernier n'est pas efficace comme agent antimicrobien (El Morsy et al., 2020). Alors que le témoin positif (Meropenem) a généré une zone d'inhibition claire autour du disque d'antibiotique (figure 7). Ces résultats s'appliquent à l'ensemble des souches tests.



Figure 7 : résultats du témoin positif et du témoin négatif.

Les résultats des activités antibactériennes des différents extraits à différentes concentrations sur les souches testés reportés sur le tableau 1, montrent que les extraits obtenus avec L'eau n'ont aucun effet sur l'ensemble des souches testées. Alors que **Kruglikova.A. A et Chernysh .S. I, 2011**, ont rapporté une activité antibactérienne des extraits aqueux des larves sur des souches similaires.

Tableau 1: résultats des activités antibactériennes.

Souche testée	Dilution	Extrait		
		A 100%	E 100%	EA 50%
<i>S.aureus</i>	pure	-	7,15±0,21 ^a	7,5±0,70 ^a
	50%	-	7,66±0,57 ^a	7,33±0,30 ^a
	20%	-	7±0,0 ^a	-
<i>Salmonella</i>	pure	-	7,1±0,14 ^a	8,33±0,57 ^a
	50%	-	7,2±0,28 ^a	8,23±0,25 ^a
	20%	-	8,52±0,70 ^a	7,63±0,55 ^a
<i>E.coli</i>	pure	-	-	-
	50%	-	7,5±0,70 ^a	-
	20%	-	7,33±0,57 ^a	-
<i>klebsiella</i>	pure	-	-	-
	50%	-	-	-
	20%	-	-	-
<i>B. subtilis</i>	pure	-	7,25±0,35 ^a	-
	50%	-	-	-
	20%	-	-	-

(-) absence de zone d'inhibition

Les extraits éthanoliques (Ethanol 100%), ont montré de légères activités antibactériennes contre *S.aureus* (Gram positif) et *Salmonella* (Gram négatif), quelle que soit la dilution utilisée en utilisant la méthode des puits (figure 8). Aucune différence significative n'a été enregistrée. Seuls les extraits dilués à 50% et 20% ont un effet sur *E.coli* (Gram négatif), et uniquement la dilution à 50% a induit une légère zone d'inhibition sur *B. subtilis* (Gram positif) (figure 8).



Figure 8 : Activité antibactérienne des extraits éthanoliques 100%.

L'extrait obtenu avec l'éthanol 50%, n'a aucune activité sur les trois souches bactériennes *E.coli*, *klebsiella*, et *B. subtilis*, quelle que soit la dilution utilisée. Par contre toutes les dilutions de cet extrait ont présenté des activités contre *Salmonella*, contrairement à *S.aureus*, qui a réagi uniquement à l'extrait pur et à celui dilué à 50% (figure 9). Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par Steenvoorde, 2007 et Thomas, 1999, ces auteurs ont montré que les larves étaient capables de détruire les bactéries à Gram positif comme *Staphylococcus aureus* (Dallavecchia et al., 2020).



Figure 9 : Activités antibactérienne des extraits éthanoliques 50%.

Aucune activité antimicrobienne sur les bactéries testées n'a été obtenue avec les extraits de larves broyées (écrasées) ou lyophilisées et ceux quelque soit la dilution appliquée.

Dans notre étude, des dilutions variées des extraits éthanoliques des larves de diptères ont montré une activité antimicrobienne pour *E. coli*, *K. pneumoniae* et *S.aureus*, *Salmonella* et *B. subtilis*. Tandis qu'aucun autre extrait (extraits aqueux issue de la poudre séchée, ceux issues de la poudre lyophilisée et ceux issues de la poudre écrasée) n'avaient montré une activité sur toutes les souches avec les différentes dilutions.

Des variations dans les résultats ont été rapportées par divers auteurs (**Barnes et al., 2010 ; Ratcliffe et al., 2011 ; Ratcliffe Et al., 2015**), les raisons pourraient être liées à des facteurs abiotiques tels que l'alimentation, le stress causé par les conditions et la durée de conservation (température et humidité), la méthode d'extraction , les différents diluants ou en raison de la perte d'activité de ces extraits (**Dallavecchia et al., 2020**).

Ces effets antimicrobiens seraient imputables à des substances découvertes dans les sécrétions larvaires et auraient une action antibactérienne. En effet en plus de l'abattage bactérien dans le tube digestif, les larves produisent des molécules antimicrobiennes dans leur excrétion (sécrétion) tel que : l'allantoïne, l'acide phénylacétique et le phénylacétaldéhyde (**Sherman, 2009**).

Durant les années 2000, des expériences similaires ont été réalisées, il a été constaté que la diminution du nombre de bactéries était liée au niveau de l'activité enzymatique, à savoir les enzymes protéolytiques qui sont présentes dans le pré- estomac des larves et qui seraient, aussi responsable de l'activité antibactérienne (**Ibnourras, 2017**).

Bonn (2000), et **Thomas (1999)** ont rapporté aussi in vivo, de l'ammoniac dans les sécrétions qui en augmentant le pH du milieu participerait à l'effet antimicrobien. Aussi des agents naturels antibactériens (antibiotiques-like) ont été notés dans d'autres publications (**Kennedy et Trich, 1997 ; Reames et al.,1998**) (**Mérabia et Merzougui , 2016**).

L'effet des extraits larvaires contre différentes souches bactériennes peut résulter aussi de la perturbation du biofilm des bactéries, comme indiqué par **Valachova et al. (2014)** qui ont rapporté que les excréments de l'asticot sont différemment efficaces contre les biofilms de *S. aureus* et *P. aeruginosa*.

De nombreux rapports peuvent être trouvés sur la mort d'une large gamme de microbes par des excréments larvaires comprenant des bactéries Gram-négatives comme *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli* et *Salmonella spp*, *pseudomonas aurijinosa* et des bactéries Gram-positives telles que *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis* mais aussi *Staphylococcus*

epidermidis, *Listeria monocytogenes* et isolats cliniques de *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (Sherman, 2009).

II.2. Activité antifongique des extraits de larve

Les résultats de l'étude de l'activité antifongiques des extraits de larves obtenus après extraction des composés actifs par divers solvants (éthanol absolu, éthanol aqueux 50% et l'eau sont reportés sur le tableau 2.

Tableau 2 : résultats des activités antifongiques.

Champignons	Dilution	Extraits			
		A 100%	E 100%	EA 50%	C+H
Aspergillus	pur	-	-	-	-
	50%	-	-	-	-
	20%	-	-	-	-
Fusariumsp	pur	-	-	-	-
	50%	-	-	-	-
	20%	-	-	-	-
Botrytis	pur	10,56±0,51 ^a	-	13,43±0,37 ^b	-
	50%	11,43±0,37 ^a	-	-	-
	20%	-	-	-	-

(-) absence de zone d'inhibition

Les résultats ont montré que seuls les extraits aqueux (purs et dilués à 1/2) et l'extrait éthanolique 50% pur ont une activité uniquement sur *Botrytis* (figure 10). La meilleure activité a été obtenue avec l'extrait éthanolique (13,43±0,37 mm) avec une différence significative, suivie par l'extrait aqueux dilué à 1/2 (11,43±0,37mm), puis par l'extrait aqueux pur (10,56±0,51).

Aucune activité antifongique sur les champignons testés n'a été obtenue avec les extraits de larves écrasées ou lyophilisées et ceux quelque soit la dilution appliquée.

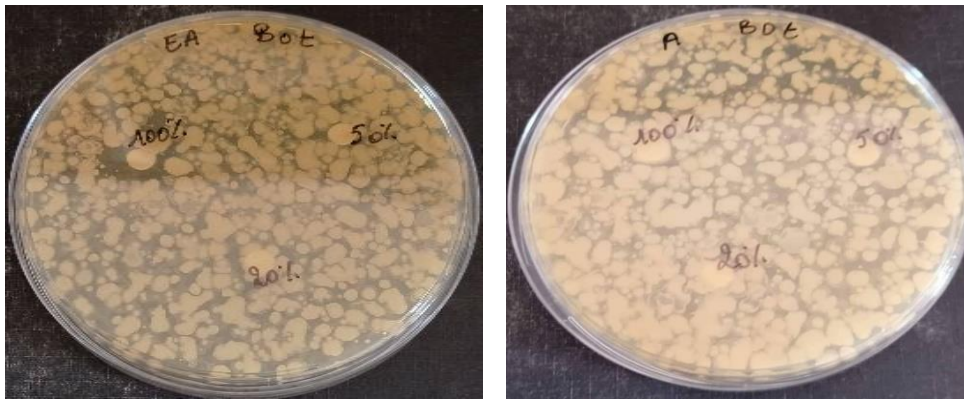


Figure 10 : Activité antifongique de champignon *Botrytis sp* (extraits de larve sécher à l'aire libre).

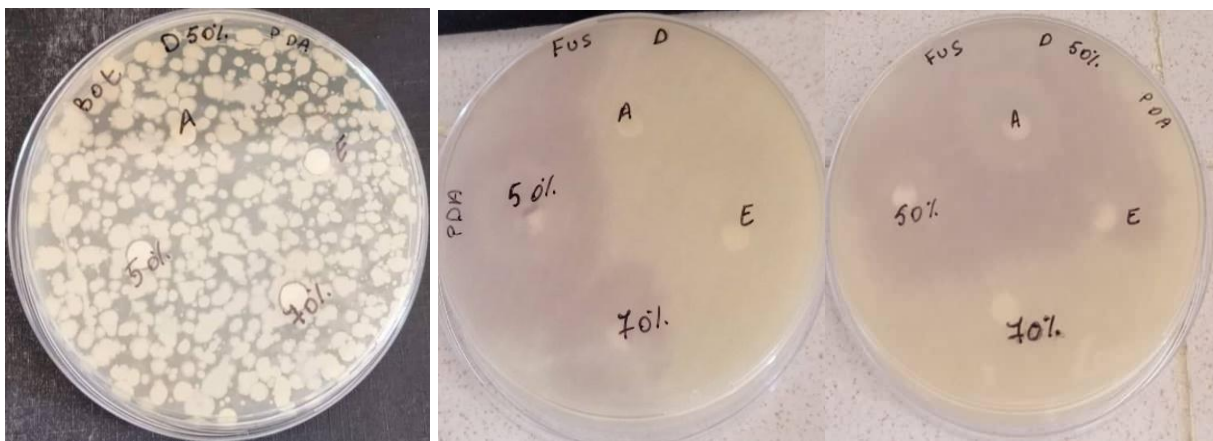


Figure 11 : Activité antifongique des champignons *Botrytis sp* et *fusarium sp* (extraits de larve lyophilisée délipidée).

Cependant, peu d'auteurs ont testé le pouvoir antifongique des larves des *Calliphoridae*. Dans une étude réalisée in-vitro par **Al Naimi et al., en 2013**, les auteurs ont démontré une activité des larves de *Calliphoridae* vis-à-vis de *Trichophyton terrestre* et *Saccharomyces cerevisiae*. Ils ont également trouvé que les souches fongiques ingérées par les larves ont été tuées dans leur tube digestif. Les trois champignons *Saccharomyces cerevisiae*, *Candida albicans* et *Aspergillus niger* ont été tués par les larves de *Calliphoridae* (**Mérabia, A et Merzougui, Y, 2016**). Une autre étude a été réalisée in vivo par Mérabia et Merzougui, en 2016. Les résultats obtenus des tests antifongiques ont été satisfaisants ; les trois champignons *Saccharomyces cerevisiae*, *Candida albicans* et *Aspergillus niger* ont été tués par les larves de *L. sericata* appartenant à la famille des *Calliphoridae*.

II.3. Détermination de l'activité bactéricide ou bactériostatique

Une substance est dite bactéricide quand elle tue les micro-organismes ou les germes concernés et dite bactériostatique quand elle inhibe la croissance de ces germes (Belaiche, 1979).

Nous avons testé cette activité seulement sur les extraits qui présentent une bonne activité antibactérienne vis-à-vis des souches testées. La lecture est faite après 24h d'incubation. Les résultats de l'étude de l'activité bactéricide ou bactériostatique montrent que les extraits éthanoliques des larves (50%, et D 50%) présentent un effet bactériostatique contre les souches bactériennes testées.

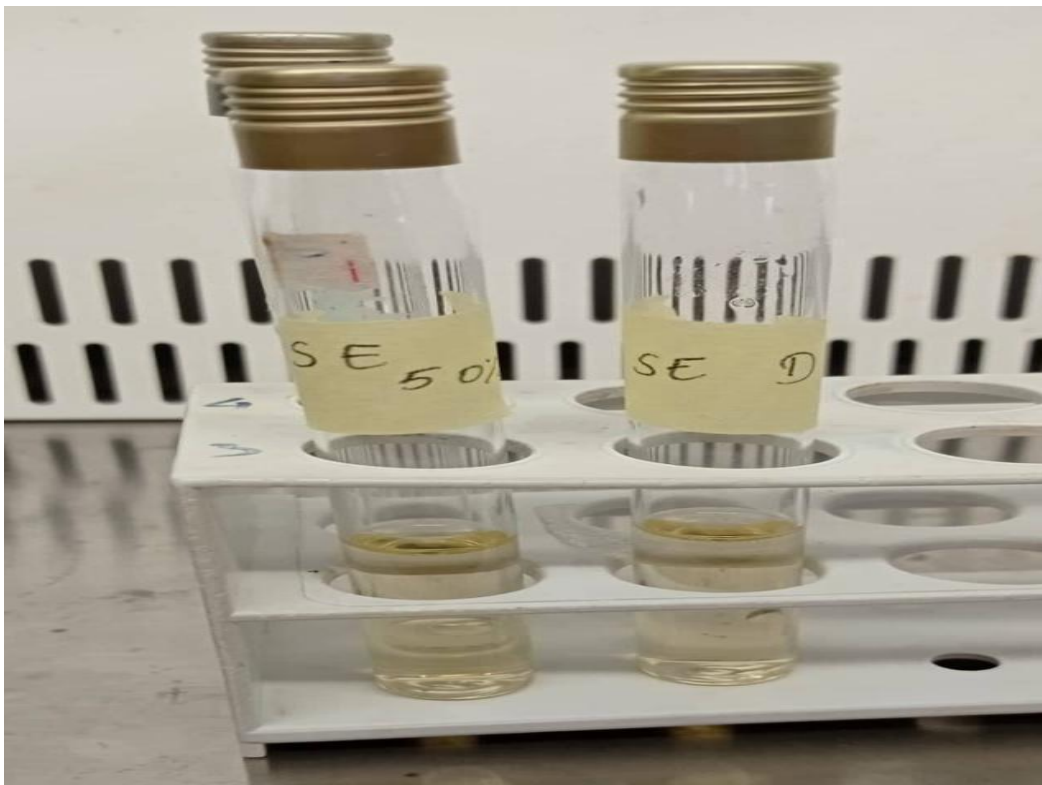


Figure 12 : Effet bactéricide ou bactériostatique.

Néanmoins, dans une autre étude réalisée par Mériabia et Merzougui, en 2016, un total de six souches bactériennes a été utilisé pour tester l'action bactéricide des larves de diptère. Leurs résultats ont montrés que ces dernières sont capables de tuer *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *Citrobacter freundii* et *Klebsiella pneumoniae*.

Conclusion

Les insectes nécrophages présentent une partie indispensable de notre environnement, ils jouent un rôle écologique très important en décomposant la matière organique morte trouvée sur le sol, les insectes nécrophages sont également très diversifiées, dont l'ordre le plus important est celui des diptère, comprenant la famille des Calliphoridae.

Les larves des calliphoridae sont caractérisées par leur taux de développement rapide, leur complexité et leur richesse en composés; ce qui les confère des propriétés nutritionnelles, antibactériennes, antifongiques, et une action désinfectante large. Grâce à ces bienfaits les asticots sont utilisés dans différents domaines médical, agricole...etc.

Avec le développement de la résistance antimicrobienne et antifongique, le recours aux techniques alternatives s'avère nécessaire. Le but du présent travail est de confirmer et étudier l'activité antibactérienne et antifongique des larves de diptères en particulier celles des Calliphoridae, en vue d'encourager leurs utilisation dans la thérapie soit comme médicament des plaies infectés ou bien comme un antibiotique naturel destiné à l'utilisation dans l'élevage des animaux, comme un médicament et aliment à la fois, afin de diminuer les risques dès l'antibiorésistance sur la santé des consommateurs, et pourquoi pas un médicament à consommation directe pour l'être humain .

A la lumière de la présente étude, il convient de citer les conclusions suivantes :

Le meilleur rendement d'extraction des composés des larves séchées est obtenu avec l'éthanol 100%, avec un pourcentage de 40%, et avec un pourcentage de 17,2 pour les larves lyophilisées. Par contre le meilleur rendement d'extraction des composés des larves lyophilisées délipidées est obtenu avec l'éthanol 70% avec un pourcentage de 16,8%. Cette extraction dépend de quelques facteurs tels que : le solvant, pH et la composition de l'échantillon.

L'extrait aqueux des larves ne possède aucun effet contre les souches bactériennes testées.

Toutes les dilutions des extraits éthanoliques (Ethanol 100%), ont montré de légères activités antibactériennes contre *S.aureus* et *Salmonella*, *Seuls les extraits dilués à 50% et 20% ont un effet sur E. coli, et uniquement la dilution à 50% a induit une légère zone d'inhibition sur B. subtilis.*

Toutes les dilutions des extraits éthanoliques (Ethanol 50%), n'ont aucune activité sur les trois souches bactériennes *E. coli*, *klebsiella*, et *B. subtilis*. Elles présentent des activités contre *Salmonella* seulement, contrairement à *S. aureus*, qui a réagi uniquement à l'extrait pur et à celui dilué à 50%.

Les résultats ont montré que seuls les extraits aqueux (purs et dilués à 1/2) et l'extrait éthanolique 50% pur ont une activité uniquement sur *Botrytis*.

Les extraits de larves broyées (écrasées) et lyophilisées avec les différentes dilutions n'ont aucune activité antimicrobienne sur les bactéries et champignons testés.

Les extraits éthanoliques (Ethanol 50%) des larves inhibent la croissance (effet bactériostatique) des souches bactériennes et champignons testés.

Par conséquent, l'extrait larvaire de diptères Calliphoridae peut être considéré comme ayant un potentiel en tant que antibiotique naturel simple et peu coûteux à fabriquer.

Enfin, n'oublions pas que les larves, si précieuses, ne peuvent être synthétisées artificiellement par l'être humain. Seules les mouches des diptères, principaux décomposeurs de la nature, sont capables de les produire. C'est pourquoi, il est impératif de préserver la survie de ces insectes. Comment, sans notre aide, pourraient-ils en effet survivre face à la menace des insecticides, des produits chimiques, de lutte contre eux et du changement climatique ?

Il serait pertinent de compléter la présente étude en :

- Caractérisant les substances actives secrétées par les larves d'insectes nécrophages en particulier les calliphoridae, leurs nature moléculaire et les propriétés des composés antimicrobiens de l'excrétion de ces larves

- Évaluant l'activité antibactérienne sur une large gamme de bactéries pathogènes et champignon phytopathogènes résistants afin de valoriser l'utilisation des substances naturelles dans le traitement des différentes maladies ;

- Variant les solvants d'extraction pour atteindre plus de composant larvaire ;

- Sensibiliser le personnel soignant ainsi que les patients sur les avantages et les bienfaits de cette thérapie;

- Encourageant les laboratoires nationaux à développer les larves pour faciliter les études et les éventuelles applications thérapeutiques ;

-Etudiant d'autres propriétés des larves des diptères (effets antiviral, antioxydant, anti-cancéreux, anti inflammatoire...), ainsi qu'en identifiant les composés impliqués dans ces activités ;

-Etudiant l'interaction avec une plus large gamme d'antibiotiques ;

-Combinant les extraits des larves avec d'autres substances d'origines naturelles ;

-Explorant le teneur en huiles essentiel chez les larves de diptères et développer les modes d'extraction appropriés ;

-Vérifiant la présence des toxines dans les excréments larvaires des diptères pour une application saine chez l'homme.

Les références bibliographiques

A

Adley CC. Ryan MP. (2016). “The nature and extent of foodborne disease,” in *Antimicrobial Food Packaging*, J. Barros-Velazquez, Ed., chapter 1, pp. 1–10, Academic Press, San Diego, Calif, USA.

Almeida F. Medeiros MIC. dos Prazeres Rodrigues D. Allard MW. Falcão JP. (2017). Molecular characterization of *Salmonella Typhimurium* isolated in Brazil by CRISPR-MVLST. *J Microbiol Methods* 133:55–61

Anderson AS. Bauer H. Nelson CB. (1955). Salmonellosis due to *Salmonella typhimurium* with Easter chicks as likely source. *J Am Med Assoc.* 1955;158:1153–1155.

Anderson G.S. & Hobischak N.R. (2004). Decomposition of carrion in the marine environment in British Columbia, Canada. *International Journal of Legal Medicine*, 118(4): 206-209.

Anderson G.S.(2001). Insect succession on carrion and its relationship to determining time of death. In: Castner J.H., Byrd J.L. (Eds.) *Forensic entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*, CRC Press, Boca Raton, London, New York, Washington D.C. 143-169.

Andreasen C.B. (2003). Staphylococcosis. In Y.M. Saif, H.J. Barnes, J.R. Glisson, A.M. Fadly, L.R. McDougald & D.E. Swayne (Eds.), *Diseases of Poultry*, 11th edn (pp. 797-804). Ames: Iowa State University Press.

Arango Gutiérrez G. P. Vergara Ruiz R. A. & Mejía Vélez H. (2004). Compositional, microbiological and protein digestibility analysis of the larva meal of *Hermetia illucens* L. (Diptera: Stratiomyidae) at Angelópolis-Antioquia, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 57(2), 2491-2500.

Arnaldos MI. Garcia MD. Romera E. Presa JJ. Luna A. (2005). Estimation of post-mortem interval in real cases based on experimentally obtained entomological evidence. *Forensic Science International* 149, p. 57-65.

Aubernon C. Boulay J. Charabidze D. Gosselin M. (2012). Quand l'entomologiste devient expert : les insectes nécrophages et la datation du décès. *Espèces*, 5 :2-9.

Aubernon C. Boulay J. Charabidzé D. (2014). Comportement et développement des larves nécrophages. In *Insectes, cadavre et scènes de crime: Principe et application de l'entomologie médico-légale* (ed. By D. Charabidzé & M. Gosselin). De boeck, pp. 79- 90.

B

Badji et Ait Abdelmalek. (2017). Activité antifongique des bactéries des genres *Bacillus* et *pseudomonas* et effet de leur inoculation. Mémoire de master. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, Faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques, Département de biochimie et microbiologie.

Bagley ST. Seidler RJ. Talbot HWJ. and Morrow JE. (1978). Isolation of *Klebsiella* from within living wood. *Appl. Environ. Microbiol.* 36:178–185.

Barragan-Fonseca. Karol B. Dicke M. & van Loon JJ. (2018b). Influence of larval density and dietary nutrient concentration on performance, body protein, and fat contents of black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*). *Entomologia Experimentalis et Applicata*.

Barton Behravesh C. Brinson D. Hopkins BA. Gomez TM. (2014). Backyard poultry flocks and salmonellosis: a recurring, yet preventable public health challenge, *Clin. Infect. Dis.* 58 1432–1438.

Beauthier JP. Hédouin V. Mangin P. (2011). *Traité de Médecine Légale*. 2e édition. De Boeck.

Belaiche P. (1979). Les techniques de laboratoire et l'aromatogramme. In : *traité de la phytothérapie et l'aromathérapie*, 121-132.

Belova AV. Smutka L. Rosochatecká E. (2013). World chicken meat market—its development and current status. *Acta Univ Agric Silvic Mendel Brun.* 60(4): 15-30.

Bergey DH. Breed, RS. Murray EGD. Hitchens AP.(1939). *Bergey's manual of determinative bacteriology*, 5th edn. Williams and Wilkins, Baltimore.

Blancard D. Lot H et Maisonneuve B. (2003). *Maladies des salades : identifier, connaître, maîtriser*. Institut national de la recherche agronomique 147, rue de l'université 75338 Paris cedex 07. France.

Blaser MJ. and Newman LS. (1982). A review of human salmonellosis. I. Infective dose. *Rev. Infect. Dis.* 4(Suppl. 6):1096–1106.

- Boissieu C et al.** (2008). La pasteurellose aviaire, Avicampus. Ecole Nationale Veterinaire Toulouse.
- Bommarco RM. Vaissière LBE.** (2012). Insect pollination enhances seed yield, quality, and market value in oilseed rape. *Oecologia*. 169, 1025-1032. Doi : 10.1007/s00442-012-2271-6.
- Boompasart S. Kasetsuwan N. Puangsricharen V. Pariyakanok L. Jittpoonkusol T.** (2002). Infection keratitis at King Chulalongkorn Memorial Hospital. A-12-Year retrospective study of 391 cases. *J.Med.Assoc .Thai*.85 (suppl.1) :217-230.
- Boonmar S. Bangtrakulnonth A. Pornruangwong S. Samosornsuk S. Kaneko K. Ogawa, M.** (1998a). Significant increase in antibiotic resistance of Salmonella isolates from human beings and chicken meat in Thailand. *Veterinary Microbiology* 62, 73–80.
- Boonmar S. Marnrin N. Pornruangwong S. Bangtrakulnonth A.** (1997). Contamination of Salmonella in chicken and pork products. *Kasetsart Journal of Natural Science* 31, 413–418.
- Boriraj V. Bangtrakulnonth A. Pornruangwong S. Saitanu K.** (1997). Demographic data on Salmonella enteritidis infection in Thailand, 1990–1995. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 28, 774–780.
- Bouafou KGM. Konan BA. Meite A. Kouame KG. Coulibally KS.** (2011). Détermination du taux optimal de farine d’asticots séchés dans le régime du rat en croissance. *Journal of Animal & Plant Sciences*, Vol. 12, Issue 2: 1553-1559.
- Boulay J.**(2015). Etude du comportement d’agrégation des larves nécrophages de Diptère : de l’individuel au collectif. Thèse présentée pour obtenir le grade de Docteur en Biologie des organismes et Docteur en Sciences. 1-165 pp.
- Boulkenafet Fouzi.** (2016). Caractérisation des insectes nécrophages, leur utilité en médecine légale et dans les enquêtes judiciaires. Thèse de doctorat en science. Université des Frères Mentouri Constantine Faculté des sciences de la nature et de la vie Département de Biologie Animale. 23P.
- Braack LE.**(1987a). Community dynamics of carrion-attendant arthropods in tropical african woodland. *Oecologia* 72: 402-9.
- Brehon S. Giraud C. Certain A.** (2000). L’alcool dans les médicaments ; analyses des risques et de l’information des spécialités administrées par voie orale ou injectable. *Journal de pharmacie clinique* 1(19), 32 Pharmacothérapie.

Brown C. and Seidler R.J. (1973). Potential pathogens in the environment: *Klebsiella pneumoniae*, a taxonomic and ecological enigma. *Appl. Microbiol.* 25:900–904.

Bukkens SGF. Paoletti MG. (2005). Insects in the human diet: nutritional aspects. *Ecological Implications of Mini livestock: Potential of Insects, Rodents, Frogs, and Snails*, Wyd. Science Publishers Inc., Enfield, pp. 545–577.

Bukkens SGF. (1997). The nutritional value of edible insects. *Ecology of Food and Nutrition*, 36(2-4), 287-319.

Burgess LW. Summerell BA. Bullock S. Gott KP. & Backhouse D. (1994). *Laboratory manual for Fusarium research*, 3rd ed. University of Sydney, Sydney, Australia, 133.

Burton M. & Burton R.(1973). *Grand dictionnaire des animaux*, tome 16, Bordas, Editio-See S.A.Genève, 196 p.

Byrd JH. & Castner JL.(2010). *Forensic Entomology: the utility of arthropods in legal investigations*, 2nd ed, Boca Raton, CRC Press, 705 p.

Byrd JH. etCastner JL. (2001). *Insects of Forensic Importance. Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations.* Boca Raton, London, New YORK, Washington, D.C., CRC Press. 43-79.

Byrd JH. etCastner JL. (2001).*Insects of Forensic Importance. Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations.* Boca Raton, London, New YORK, Washington, D.C., CRC Press. 43-79.

C

Cabrera P. Hénault-Ethier L. Lefebvre B. et Tchouam-Tchouwo A. (2015). La faisabilité des élevages d'insectes pour la consommation humaine ou animale en milieu urbain. Université de Montréal, Québec, 25 : 1-50.

Carlet J. Jarlier V. Harbarth S. Voss A. Goossens H. Pittet D. (2012). Ready for a world without antibiotics? The Pensières Antibiotic Resistance Call to Action. *Antimicrob. Resist. Infect. Control.* 2012, 1, 11. [CrossRef].

Carpenter JL.(1990). *Klebsiella pulmonary infections: occurrence at one medical center and review.* *Rev. Infect. Dis.* 12:672–682.

- Carter DO. Yellowlees D. & Tibbett M.** (2007). Cadaver Decomposition in terrestrial ecosystems. *Naturwissenschaften* 94, p. 12-24.
- Carvalho LML. & Linhares XL.** (2001). Seasonality of insect succession and pig carcass decomposition in a natural forest area in southeastern Brazil. *Journal of Forensic Science*, 46: 604–608.
- Castegnaro M et Pfohl- Leszkowicz A.** (2002). Les mycotoxines: contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans la sécurité alimentaire du consommateur. Lavoisier.
- Catts EP. & Goff ML.** (1992). Forensic entomology in criminal investigations. *Annual Review of Entomology*, 37: 253-272.
- Cervantes HM. Murger L L. Ley DH. and Ficken MD.**(1988).Staphylococcus-induced gangrenous dermatitis in broilers. *Avian Dis.* 32:140-142.
- Charabidze D. Bourel B. et Gosset D.** (2011). Larval-mass effect : Characterisation of heat emission by necrophagous blowflies (Diptera : Calliphoridae) larval aggregates. *Forensic Science International*, 1-3:61–6.
- Chinery M.** (1992) . *Insectes d'Europe*. Ed. Bordas, Paris, 368 p.
- Courtney GW. Pape T. Skevington JH. & Sinclair BJ.** (2009) Biodiversity of Diptera. *Insect Biodiversity: Science and Society* (ed. by P.H. Adler and R.G. Foottit), pp. 185–222. Blackwell Publishing, Oxford.
- Cruchaga S. Echeita A. Aladuena A. Garcia-Pena J. Frias N. Usera M.** (2001). Antimicrobial resistance in Salmonellae from humans, food and animals in Spain in 1998. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* 47, 315–321
- Crump JA. Luby SP. Mintz ED.** (2004). The global burden of typhoid fever. *Bulletin of the World Health Organization*. . 82(5):346–53. PMID: 15298225

D

Dallavecchia DL. Ricardo E. Da Silva AS. & Rodrigues AG. (2021). Antibacterial and antifungal activity of excretions and secretions of *Calliphora vicina*. *Medical and Veterinary Entomology*, 35(2), 225-229.

De Foliart G. (1995). Edible insects as mini livestock. *Biodiversity and Conservation*, 4(3), pp. 306–321.

Dekeirsschieter J. Verheggen FJ. Gohy M. Hubrecht F. Bourguignon L. Lognay G. Haubruge E. (2009). Cadaveric volatile organic compounds released by decaying pig carcasses (*Sus domesticus* L.) in different biotopes. *Forensic Science International* 189: 46-53.

Devriese LA. (1980). Pathogenic staphylococci in poultry. *World's Poultry Science Journal*, 36, 227-236.

Devriese LA. Devos AH. and Van Damme LR. (1975). Quantitative aspects of the *Staphylococcus aureus* flora of poultry. *Poult. Sci.* 54:95-101. 1975.

Didier V. (2001). *Maladies des volailles* Edition France Agricole, p :228-339.

Drago L. Mombelli BDE. Vacchi E. Fassina MC .Tocalli L. Gismondo MR. (2000). In vitro antimicrobial activity of propolis dry extract. *J. Chemother* 12 (5), 390.5

E

Edberg SC. Piscitelli V. and M. Cartter M.(1986). Phenotypic characteristics of coliform and non coliform bacteria from a public water supply compared with regional and national clinical species. *Appl. Environ. Microbiol.* 52: 474–478.

Edwards PR. and Ewing WH.(1986). *Identification of Enterobacteriaceae*, 4th ed. Burgess Publishing Co., Minneapolis, Minn.

Eljaschewitsch J. Padberg J. Schurmann D. Ruf B.(1996). High-performance liquid chromatography determination of pyrimethamine, dapsone, monoacetyldapsone, sulfadoxine, and N-acetyl-sulfadoxine after rapid solid-phase extraction. *Ther. Drug Monit.* 18(5) : 592-597.

Elmorsy Reda H. Bream Ahmed S. and Mohammad RK. Abdel-Samad.(2020). Antibacterial Activities of *Chrysomya albiceps* Maggots' Extracts (Diptera: Calliphoridae). *Egypt. Acad. J. Biologie. Sci.*, 13(1):99-104.

Encyclopédie du millenium, 1998, Ed. Nathan, 1006 p.

Eng SK. Pusparajah P. Mutalib NSA. Ser HL. Chan KG. Lee LH. (2015) .Salmonella: à review on pathogenesis epidemiology and antibiotic resistance. *Front Life Sci* 8(3):284–293

F

Felson, BL. Rosenberg S. and Hamburger MJ. (1949). Roentgen findings in acute Friedla“nder’s pneumonia. *Radiology* 53:559–565.

Finke MD. (2013). Complete nutrient content of four species of feeder insects. *Zoo biology*, 32(1), 27-36.

Forey P. & Fitzsimons C. (1992). *Les insectes*. Ed. Gründ, 121 p.

Froyman R. Deruyttere L. and Dev- riese LA. (1982).The effect of antimicrobial agents on an out- break of staphylococcal dermatitis in adult broiler breeders. *Avian Pathol.* 11:521-525.

G

Gaudry E. Dourel L. Chauvet B. Vincent B. Pasquerault T. (2007). Entomologie légale : lorsque insecte rime avec indice. *Revue Francophone des Laboratoires.* 392 : 1-10.

Gaukhar .RT. (2011). Entomophagy and human food security. *International Journal of Tropical Insect Science*, 31(3), 129–144. Dans: *Insect as sustainable food ingredients: Production, processing and applications*, Academic Press, London, United Kingdom.

Geornaras I. Hastings JW. Van Holy A. (2001). Genotypic analysis of *Escherichia coli* strains from poultry carcasses and their susceptibilities to antimicrobial agents. *Appl. Environ. Microbiol.* 67, 1940–1944.

Giannella RA.(1996) .Salmonella. In: Baron S, ed. *Medical Microbiology*. 4th ed. Galveston, TX: University of Texas Medical Branch at Galveston; 1996.

Gold M. Tomberlin JK. Diener S. Zurbrügg C. & Mathys A. (2018). Decomposition of biowaste macronutrients, microbes, and chemicals in black soldier fly larval treatment: A review. *Waste Management*, 82, 302–318.

Golsschmied R. Friedman J. Block CS. (1993).Fusarium spp.isolated from non-ocular sites :A 10 year experience at an Tsraeli general hospital .*Journal de Mycologie Médicale* 3 :99-102 .

Greenberg B.(1991). Flies as forensic indicators. *Journal of Medical Entomology*; 28: 565-577.

Griffin PM. Ostroff SM. Tauxe RV. Greene KD. Wells JG. Lewis JH. et al.(1988). Illnesses associated with *Escherichia coli* 0157:H7 infections. A broad clinical spectrum. *Ann Intern Med.* 109:705-12.

Groombridge B. ed. (1992). *Global biodiversity: Status of the Earth's living resources.* London: Chapman and Hall.

Gross WG.(1994). Diseases due to *Escherichia coli* in poultry. Pages 237–259 in: *Escherichia coli in domestic animals and humans.* C. L. Gayles, ed. CAB International, Tucson, AZ.

Guarro J. Nucci M. Akiti T and Gene J.(2000). Mixed infection caused by two species of *Fusarium* in a human immunodeficiency virus-positive patient. *J. Clin. Microbiol.* 38 : 3460-3464.

Gugnani HC. (2003). *Ecology and taxonomy of pathogenic Aspergillus.* Institut Saint James school of Medicine. Department Microbiology and Epidemiology.

H

Hamano S. Nakanishi Y. Nara T. Seki T. Ohtani T. Oishi T. et al. (1993). Neurological manifestations of hemorrhagic colitis in the outbreak of *Escherichia coli* 0157:H7 infection in Japan. *Acta Paediatr.* 82: 454-8

Hardouin J. (2003). *Production d'insectes à des fins économiques ou alimentaires : Mini-élevage et BEDI.* Notes fauniques de Gembloux, n° 50. 15-25.

Hardouin J. Dongmo T. Ekoue SK. Loa C. Malekani M. Malukisa M. (2000). *Guide technique d'élevage n°7 sur les asticots* [On line]. Bureau pour l'échange et la distribution de l'information sur le mini-élevage (B.E.D.I.M.), éd. J. Hardouin, BEDIM, 8 p.

Hardouin J. Mahoux G. (2003). *Zootechnie d'insectes – Elevage et utilisation au bénéfice de l'homme et de certains animaux.* Bureau pour l'Echange et la Distribution de l'Information sur le Mini-élevage (BEDIM), in : presses agronomiques de Gembloux, 164 p.

Hennig, W. (1973) *Diptera (Zweiflugler).* "Handbuch der zoologie, IV Band, 2 Halfte: Insecta. 2 Teil: Spezielles. 31 (ed. by J.-G. Helmcke, "D. Starck and H. Wermuth), pp. 337. Walter De

Gruyter, Berlin (English translation obtained from [WWW document]. URL <http://www.canacoll.org/Diptera/Main/diptera.htm>. [accessed on 13 February 2009]).

Hinshaw WR. Upp CW .and Moore JM.(1926). Studies on transmission of bacillary white diarrhea in incubators. J. Am. Vet. Assoc. 68:631–641

Hudson MC. Ramp WK. Nicholason NC. Williams AS. Nousiainen MT. (1995). Internalization of *Staphylococcus aureus* by cultured osteoblasts. *Microb Pathog* 19:409–419 .

I

Ibnourras. (2017). Etude de perception de la larvothérapie et phagothérapie chez les patients et les prescripteurs au Maroc. en vue de l'obtention du doctorat en pharmacie .Université Mohammed V-Rabat ,faculté de médecine et pharmacie -Rabat -.

Iovine N. Blaser M. (2004). Antibiotics in animal feed and spread of resistant *Campylobacter* from poultry to human. *Emerging Infectious Diseases* 10, 1158–1159.

J

Jessica Dekeirsschieter. François Verheggen. Christine Frederickx. Christelle Marlet. Georges Lognay & Eric Haubruge. (2012). Comment les insectes communiquent-ils au sein de l'écosystème-cadavre? L'écologie chimique des insectes nécrophages et nécrophiles. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology* 65, 3-13.

JOHNSON JR. RUSSO TA. (2002). Extraintestinal pathogenic *Escherichia coli*: "the other bad E coli". *J. Lab. Clin. Med.*, 2002, 139, 155-62.

K

Kahn C et al. (2010). Newcastle diseases and other paramyxovirus infectious. The merck Veterinary manual with ehouse station ; N.J,Merck

Kaper JB. Nataro JP. and Mobley HL.(2004). Pathogenic *Escherichia- coli*. *Nat. Rev. Microbiol.* 2:123–140.

Kapp C.(2003). WHO urges farmers to cut use of antibiotic growth agents. *The Lancet*; 362(9384):626.

Kelling J. Biancaniello G. DenOtter CJ. (2003). Effect of age and sex on the sensitivity of antennal and palpal olfactory cells of houseflies. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 106: 45-51.

Kempf I. Zeitouni S. (2012). Coût biologique : analyse et conséquences *Pathol Biol*, 60 , pp. e 9-e 14

Khoobdel M. Davari B. (2011). Fauna and abundance of medically important flies of Muscidae and Fanniidae (Diptera) in Tehran, Iran. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine* 4: 220-223.

Kitching RL. Bickel D. & Boulter S. (2005). Guild analyses of Dipteran assemblages: a rationale and investigation of seasonality and stratification in selected rainforest faunas. *The Evolutionary Biology of Flies* (ed. by D.K. Yeates and B.M. Wiegmann), pp. 388–415. Columbia University Press, New York, New York.

Kloos WE. Bannerman TL. (1994). Update on clinical significance of coagulase-negative staphylococci. *Clin. Microbiol. Rev.* 7, 117-140.

Kok R. (2012). Food Security Through Entotechnology. Conference paper. 5 p. Premier congrès international sur l'entomophagie en Amérique du Nord. Montréal. Innovation alimentaire : l'entomophagie à travers l'art, la culture, la science et les affaires. Espace pour la vie. Montréal. 26 au 28 août 2014.

Kökdener M. (2012). Adli Entomolojide Kullanılan Sinek Türlerinin Samsunda Mevsimlere Göre Durumunun Belirlenmesi. İstanbul Üniversitesi Adli Tıp Enstitüsü Fen Bilimleri Anabilim Dalı, Doktora Tezi, İstanbul, 57s.

Krcmery V. Jesenska J. Spanik Z. Gyarfás S. Nogova J. Botek J. Mardiak R. Sufliarsky J. Sisolakova J. (1997). Fungaemia due to *Fusarium* spp. in cancer patients. *J. Hosp. Infect.* 3 :223-228 .

Kruglikova AA. Chernysh SI. (2011). Antimicrobial Compounds from the Excretions of Surgical Maggots, *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera, Calliphoridae). ISSN 0013-8738, *Entomological Review*. Vol. 91, No. 7, pp. 813–819. © Pleiades Publishing, Inc.

Kummerer K. (2009). Antibiotics in the aquatic environment-a review- part I *Chemosphere*, 75, pp.417-434

Kunst F. Ogasawara N. Moszer I. Albertini AM. Alloni GV. Azevedo M. Bertero G. Bessieres P. Bolotin A. et Borchert S. (1997). The complete genome sequence of the Gram-positive bacterium *Bacillus subtilis*. *Nature* 390:249–256.

Kutty SN. Bernasconi MV. Sifner F. & Meier R. (2007). Sensitivity analysis, molecular systematics and natural history evolution of Scathophagidae (Diptera: Cyclorrhapha : Calyptratae). *Cladistics*, 23, 64–83.

Kutty SN. Pape T. Wiegmann BM. & Meier R. (2010). Molecular phylogeny of the Calyptratae (Diptera: Cyclorrhapha) with an emphasis on the superfamily Oestroidea and the position of Mystacinobiidae and McAlpine's Fly. *Systematic Entomology*, 35, 614–635.

L

Le Loir Y. and Gautier M. (2010). *Staphylococcus aureus*. Monographie de Microbiologie, Edition Tec&Doc.

Leclercq M. & Verstraeten C. (1992). Éboueurs entomologiques bénévoles dans les écosystèmes terrestres. *Notes Fauniques de Gembloux* 25, p. 17- 23.

Leclercq M. (1978). *Entomologie et médecine légale: Datation de la mort*. Masson, Paris, 100 p.

Lee KM. Runyon M. Herrman TJ. Phillips R .Hsieh J. (2015). Review of Salmonella detection and identification methods: aspects of rapid emergency response and food safety. *Food Control* 47:264–276

Levy SB. (1997). Antibiotic resistance : an ecological imbalance. In : Chadwick DJ, Goode J, eds. *Antibiotic resistance : origins, evolution, selection and spread*. Chichester, John Wiley and Sons. London, UK.

Link HF. (1809). *Observationes in ordinibus plantarum naturalium, Dissertation I*. Mag. Ges. Naturf. Freunde, Berlin 3 :3-42.

Lopes PD. Freitas Neto OC. Batista DFA. et al.(2016). “Experimental infection of chickens by a flagellated motile strain of *Salmonella enterica* serovar Gallinarum biovar Gallinarum,” *Veterinary Journal*, vol. 214, pp. 40–46, 2016.

Lubac S.(2006). *La mouche domestique en élevage de volailles*. Institut Technique de l'Aviculture, Lyon, France. 6 P.

Lukasova J. and A. Sustackova. (2003). Enterococci and Antibiotic Resistance. *Acta. Vet. Brno.*, 72: 315- 323.

M

Madra. (2003a). Rapport National Sur les Ressources Génétiques Animales en Algérie, octobre 2003, 46.p.

<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/a1250e/annexes/CountryReports/Algeria.pdf>

Marchenko MI. (2001). Medicolegal relevance of cadaver entomofaune for the determination of time of death. *Forensic Science International* 120, p. 89- 109.

Martino P. Gastaldi R. Raccach R. Girmenia C. (1994). Clinical patterns of Fusarium infection in immunocompromised patients. *Journal of Infection* 28 :7-15.

Matsen, JM. Spindler JA. and Blosser RO.(1974). Characterization of Klebsiella isolates from natural receiving waters and comparison with human isolates. *Appl. Microbiol.* 28:672–678.

Mensah GA. Pomalegni SCB. Koudjou AL. Cakpovi JCG. Adjahoutonon KYKB. Agoundo A. (2007). Farine d’asticots de mouche, une source de protéines bien valorisée dans l’alimentation des canards de barbarie. Atelier : Sciences Naturelles et Agronomiques, Université d’Abomey-Calavi, Faculté des Sciences et Cultures, Abomey-Calavi, Bénin.

Merabia A et Merzougui Y. (2016). Étude du Pouvoir Antimicrobien de la Mouche Nécrophage : *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera, Calliphoridae). Mémoire de Master. Université Blida 1, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie des Populations et des Organismes. 2, 3p.

Merabia A. Merzougui Y. (2016). Étude du Pouvoir Antimicrobien de la Mouche Nécrophage : *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera, Calliphoridae). Mémoire de Master. Université Blida 1, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie des Populations et des Organismes. 2, 3p.

Merritt RW. Courtney GW. & Keiper JB. (2003). Diptera (Flies, Mosquitoes, Midges, Gnats). In V.H. Resh and R.T. Cardé, eds, *Encyclopedia of Insects*. Academic Press, San Diego CA, USA, pp. 324–340.

Meyer JA. & Petersen JJ. (1983). Characterization and seasonal distributions of breeding sites of stable flies and houseflies (Diptera: Muscidae) on eastern Nebraska feedlots and dairies. *Journal of economic entomology*, 76, 103-108.

Michaud JP. Schoenly KG. and Moreau G. (2012). Sam-pling Bies or sampling Baws? Experimental design and inference strength in forensic entomology. *J. Med. En-tomol.* 49: 1-10

Michaud JP. Schoenly KG. and Moreau G. (2012). Sam-pling Bies or sampling Baws? Experimental design and inference strength in forensic entomology. *J. Med. Entomol.* 49: 1Ð10.

Morin O. (1994), *Aspergillus et aspergilloses : biologie*, Ed. Techniques Encyl. Med. Chir. (Elsevier, Paris), Maladies infectieuses 8-600-A-10.

Mumcuoglu KY. Miller J. Mumcuoglu M. Friger M. Tarshis M. (2001). Destruction of Bacteria in the Digestive Tract of the Maggot of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Medical Entomol.* 38(2), 161–166.

Muylaert A. and Mainil JG. (2012) .Résistances bactériennes aux antibiotiques: les mécanismes et leur “contagiosité”. *Ann. Méd. Vét.* 156: 109-123.

N

Nairn ME. Bacterial osteomyelitis and sy- novitis of the turkey. *Avian Dis.* 17:504-517.

Nakamura K. Maeda M. Imada Y. Imada T. and Sato K. (1985). Pathology of spontaneous colibacillosis in a broiler flock. *Vet. Pathol.* 22:592–597.

Ndadi NK. (2010). Contribution à l'étude des substrats adéquats pour la production d'asticot comme aliment pour volaille à Kinshasa.TFE en Zootechnie. Faculté des Sciences Agronomiques. Unikin, République démocratique du Congo, 25p.

Newton GL. Sheppard DC. Watson DW. Burtle G. Dove R. (2005). Using the black soldier fly, *Hermetia illucens*, as a value-added tool for the management of swine manure. Animal and Poultry Waste Management Center, North Carolina State University, Raleigh, NC, 1-17.

O

Ostroff SM. Kobayashi JM. Lewis JH.(1989). Infections with *Escherichia coli* 0157:H7 in Washington State. The first year of statewide disease surveillance. *JAMA.* 1989;262:355-9.

P

- Padilha MHP. Pimentel AC. Ribeiro AF. et Terra WR. (2009).** Sequence and function of lysosomal and digestive cathepsin D-like proteinases of *Musca domestica* midgut. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 39(11):782–791.
- Pandurevic T. Mitrovic S. (2014).** Ristanovic B and V Stanisic Quality of chicken meat from conventional and organic production. In: *Proceedings of the 5th International Scientific Agricultural Symposium East Sarajevo, Jahorina, Faculty of Agriculture.* 849–853.
- Pantosti A. (2012).** Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Associated with Animals and Its Relevance to Human Health. *Front. Microbiol.* 2012, 3, 127. [CrossRef].
- Pape T. & Thompson FC. (2010)** *Systema Dipterorum*, Version 1.0. [WWW document]. URL <http://www.diptera.org/> [accessed on 25 April 2010].
- Pape T. Bickel D. & Meier R. (eds). (2009)** .*Diptera Diversity: Status, Challenges and Tools.* Brill, Leiden.
- Park YK. Alencar SM. Aguiar CL. (2002).** Botanical origin and chemical composition of Brazilian propolis. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 2502-2506.
- Parry CM. Hien TT. Dougan G. White NJ. Farrar JJ.** Typhoid fever. (1533–4406 (Electronic)).
- Payne JA. (1965).** A summer carrion study of the baby pig *Sus Scrofa* Linnaeus. *Ecology*, 46: 592–602.
- Podschun R. Ullmann U. Klebsiella spp. (1998).**as nosocomial pathogens: epidemiology, taxonomy, typing methods, and pathogenicity factors. *Clin Microbiol Rev* ; 11: 589–603.
- Pomeroy BS. and Nagaraja KV. (1991).** Fowl typhoid. Pages 87–99 in: *Diseases of Poultry.* 9th ed., B. W. Calnek, H. J. Barnes, C. W. Beard, W. M. Reed, and H. W. Yoder, Jr., ed. Iowa State University Press, Ames, IA.
- Popov W.(1998) .** Maggot breeding on waste in application to biological life support systems. *Folia Veterinaria*, 42: 85-86.

Q

Quinn PJ. Carter ME. Markey B. and Carter GR.(1994b). Enterobacteriaceae. Pages 209–236 in: *Clinical Veterinary Microbiology*. Wolfe Publishing, London, UK.

Quy Diem DO. Angkawijaya AE. Trannguyen PL. (2014), Effet du solvant d'extraction sur la teneur totale en phénol, la teneur totale en flavonoïdes et l'activité antioxydante de. *Journal d'analyse des aliments et drogues* vol. 22: 296-302.

R

Rabonirina M. Piens MA. Monier M. Gueho E. Fiere D. Mojon M. (1994).Fusarium infection in immunocompromised patients : Case reports and Literature review.*European Journal of Clinical Microbiology and Infection Diseases* 13 :152-161 .

Rasrinual L. Suthienkul O. Echeverria P. Taylor D. Seriwatana J. Bangtrakulnonth A. Lexomboon U. (1988). Foods as source of enteropathogens causing childhood diarrhea in Thailand. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 39, 97–102.

Rebell G. (1981). Fusarium infection in humain and veterinary medicine .In P.E. Nelson.T.A. Toussoun ,and R.J.Cook (eds), *Fusarium :Diseases, Biology and Taxonomy* .Pennsylvania State University Press ,University Park ,Pennsylvania .pp.210-220 .

Reilly SS. Hudson MC. Kellam JF. Ramp WK. (2000).In vivo internalization of *Staphylococcus aureus* by embryonic chick osteoblasts. *Bone* 26:63–70

Rhajaoui M. Oumzil H. Faid M. Lyagoubi M. Elyachioui M. (2001). Antibacterial Activity of a Moroccan propolis extracts. *Science letters* 3 (3), 201.207.

Rivers DB. Thompson C. et Brogan R. (2011) .Physiological trade-offs of forming maggot masses by necrophagous flies on vertebrate carrion. *Bulletin of Entomological Research*, 101:599–611.

Rognes K. (1997). The Calliphoridae (Blow flies) (Diptera: Oestroidea) are not a monophyletic group. *Cladistics* 13: 27-68.

S

Saitanu K. Koowatananukul C. Jerngklinchan J. Sasipreeyajan J.(1994). Detection of *Salmonellae* in hen eggs in Thailand. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 25, 324–327.

Sandeman RM. Feehan Jp. Chandler RA. et BowlesVM. (1990). Tryptic and chymotryptic proteases released by larvae of the blowfly, *Lucilia cuprina*. *International Journal for Parasitology*, 20(8):1019–1023.

Sanofi.(1999). Les maladies contagieuses des volailles, France, septembre, 12 p.

Sasipreeyajan J. Jerngklinchan J. Koowatananukul C. Saitani K.(1996). Prevalence of *Salmonellae* in broiler, layer and breeder flocks in Thailand. *Tropical Animal Health and Production* 28, 174–180.

Schoeni jl. Doyle MP. (1994). Variable colonization of chickens perorally inoculated with *Escherichia coli* O157:H7 and subsequent contamination of eggs. *Appl. Environ. Microbiol.*, 1994, 60, 2958–62.

Schofield FW. (1945). “*Salmonella* infections of domestic animals: their relationship to Salmonellosis (food infection in man),” *Canadian Journal of Comparative Medicine and Veterinary Science*, vol. 9, pp. 62–68.

Seidler RJ. Knittel MD and Brown C.(1975). Potential pathogens in the environment: cultural reactions and nucleic acid studies on *Klebsiella pneumoniae* from clinical and environmental sources. *Appl. Microbiol.* 29:819– 825.

Sherman RA. (2009). Maggot Therapy Takes Us Back to the Future of Wound Care: New and Improved Maggot Therapy for the 21st Century. *Journal of Diabetes Science and Technology* ,3(2): p. 336-344.

Sherman RA. Hall MJR. Thomas S. (2000). Medicinal maggots: an ancient remedy for some contemporary afflictions. *Annual Review of Entomology*, 45: 55-81.

Shinohara NKS. Barros VB de. Jimenez SMC . Machado E. de CL. Dutra. Filho RAF. De L JL. (2008) .*Salmonella* spp., importante agente patogênico veiculado em alimentos. *Ciênc Amp Saúde Coletiva* 13(5):1675–1683

Shiozawa K. Kato E. Shimizu A. (1980). Entero Toxigenicity of *Staphylococcus aureus* strains isolated from chickens. *J. Food Prot.* 43: 683-685.

Skevington JH. Dang PT.(2002). Exploring the diversity of flies (Diptera). *Biodiversity.* 3:3-27.

Smith KGV. (1986). A manual of Forensic entomology. British Museum Natural History, London, 205 p.

Smith KGV. (1986). A Manual of Forensic Entomology. London: The Trustees, British.

Sonaiya EB. Swan SEJ.(2004). Production en aviculture familiale, production et santé animale. Manuel technique. FAO : Département de l'aviculture.

Sonenshein AL .Hoch JA .& Losick R .(2002) .Bacillus subtilis and Its Closest Relatives : from genes to cells Washington DC: American Society for Microbiology Press.

Souza AM. and Linhares AX.(1997). Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in southeastern Brazil: relative abundance and seasonality. Med. Vet. Entomol. 11: 8 -12.

Stein T. (2005). Bacillus subtilis antibiotics: structures, syntheses and specific functions. Mol Microbiol 56: 845–857.

St-Hilaire S. Sheppard C. Tomberlin JK. Irving S. Newton L. McGuire MA. Mosley EE. Hardy RW. & Sealey W. (2007). Fly prepupae as a feedstuff for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. Journal of the World Aquaculture Society, 38(1), 59–67 .

T

Tauxe RV. (2002). Emerging foodborne pathogens. Int. J. Food Microbiol. 78, 31–41.

Thomas S. Jones M. Shutler S. Jones S. (1996). Using larvae in modern wound management. Journal of Wound Care, 5 (2): 60-69.

Thompson CR . Brogan RS. Scheifele LZ. Rivers DB. (2013). Bacterial Interactions With Necrophagous Flies. Annals of the Entomological Society of America 106(6), 799-809.

Thompson FC.ed. (2005). Biosystematic Database of World Diptera. Version 7.5, <http://www.diptera.org/biosys.htm>.

Tullis K. & Goff ML. (1987). Arthropod succession in exposed carrion in a tropical rainforest on O'ahu Island, Hawaii. Journal of Medical Entomology, 24: 332–339.

V

Valachova I. Bohová J. Kozanek M. Takac P. & Majtan J.(2014). *Lucilia sericata* medicinal maggots: A new source of antimicrobial compounds. Microbial Pathogens and Strategies for

Combating Them: Science, Technology and Education. Spain: Formatex Research Center, 1745-53.

Van den Bogaard AE. And Stobberingh EE. (2000). Epidemiology of resistance to antibiotics. Links between animals and humans. *Int. J. Antimicrob. Agents.*, 14: 327-335.

Van Huis A. Dicke M. et van Loon JJA. (2015). Insect to feed the world. *Journal. of Insects as Food and Feed.* 1 (1): 3-5.

Van Huis A. Van Itterbeeck J. Klunder H. Mertens E. Halloran A. Muir G. et Vantomme P.(2013). Edible insects: prospects for food and feed security (No. 171). Food and Agriculture Organization of the United Nations.

Vandenesch F. Eykyn S. Bes M. Meugnier H. Fleurette J. Etienne. J. (1995). Identification and ribotypes of *Staphylococcus caprae* isolates isolated as human pathogens and from goat milk. *J. Clin. Microbial.* 33, 888-892.

Vismer HF. Marasas WFO .Rheeder JP. Joubert JJ. (2002). *Fusarium dimerum* as a cause of human eye infections. *Medical Mycology* 40 : 399-406.

W

Wells JD. Lamotte LR. (2001). Estimating the postmortem interval, p.263-85 in: Byrd J. H., Castner J. L, (eds.), *Forensic entomology.* CRC Press, Boca Raton.

Wiegmann BM. Trautwein MD. Winkler IS. et al. (2011) Episodic radiations in the fly tree of life. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108, 5690–5695.

Wiegmann BM. Trautwein MD. Winkler IS. Barr NB. Kim JW. Lambkin C. et al. (2011). Episodic radiations in the fly tree of life. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, U.S.A, 108, 5690-5695.

Wood DM. Borkent A. (1989).in *Manual of Nearctic Diptera*, McAlpine JF.Wood DM.Eds. (Agriculture Canada, 1989), Vol.3.pp.1333.

World Health Organization, African Health Observatory. *Atlas of African Health Statistics 2014.* In: Africa ROF, editor. 2014.

World Health Organization, Department of Vaccines and Biologicals. *Background document: The diagnosis, treatment and prevention of typhoid fever.* 2003.

Wyss C. & Cherix D. (2006). *Traité d'entomologie forensique. Les insectes sur la scène de crime.* Presses Polytechniques Universitaires Romandes, Lausanne. 317 p.

Wyss C. Cherix D. (2006). *Traité d'entomologie forensique. Les Insectes sur la Scène de Crime.* Presses Polytechniques Universitaires Romandes (PPUR), Lausanne, 317p.

Y

Yakovleva AY. Kruglikova AA. & Chernysh SI. (2019). Calliphoridae flies in medical biotechnology. *Entomological Review*, 99, 292–301

Yeates DK. & Wiegmann BM. (1999). Congruence and controversy: toward a higher-level phylogeny of the Diptera. *Annual Review of Entomology*, 44, 397–428.

Yeates DK. Wiegmann BM. (2005). In *the Evolutionary Biology of Flies*, Yeates DK. Wiegmann BM. Eds. (Columbia, New York, 2005).

Yeates DK. Wiegmann BM. Annu.(1999). *Rev. Entomol.* 44, 397.

Yeates DK. Wiegmann BM. Courtney GW. Meier R. Lambkin C. & Pape T. (2007). Phylogeny and systematics of Diptera: Two decades of progress and prospects. *Zootaxa*, 1668, 565e590.

Yu G. Chen Y. Yu Z. & Cheng P. (2009). Research progress on the larvae and prepupae of black soldier fly *Hermetia illucens* used as animal feedstuff. *Chinese bulletin of entomology*, 46(1), 41–45.

Résumé

Ce travail a été consacré à l'élevage des larves suivies de plusieurs étapes sur terrain et au laboratoire ce qui nous a permis d'obtenir trois types de poudre de larves, une poudre séchée, une poudre lyophilisée, et une poudre écrasée. Des extraits de poudre larvaire ont été préparés par macération, en utilisant plusieurs solvants à savoir l'eau distillée, l'éthanol 100%, l'éthanol 50%, l'éthanol 70%. L'analyse de ces résultats montre que le meilleur rendement d'extraction est 40% obtenu avec l'éthanol 100%. D'après les résultats, un effet anti bactérien intéressant est obtenu avec l'éthanol 100% sur les bactéries S. aureus, Salmonella, un effet anti bactérienne est obtenu avec l'extrait éthanolique 50% vis-à-vis Salmonella et un effet plus ou moins important a été constaté sur S. aureus qui a réagi uniquement à l'extrait pur et celui dilué à 50%. Les extraits de la poudre larvaire possèdent un effet bactériostatique vis-à-vis les souches bactériennes. En outre, les résultats d'étude de l'activité antifongique sur les 3 champignons ont montré que seuls les extraits aqueux pur, diluée à 50%, et extrait éthanolique 50% pure ont une activité uniquement sur Botrytis

Les mots clé : les diptères nécrophages, les larves calliphoridae, l'activité antibactérienne et antifongique.

Summary

This work was devoted to the rearing of the larvae followed by several steps in the field and in the laboratory which allowed us to obtain three types of larvae powder, a dried powder, a freeze-dried powder, and a crushed powder. Larval powder extracts were prepared by maceration, using several solvents namely distilled water, 100% ethanol, 50% ethanol, 70% ethanol. The analysis of these results shows that the best extraction yield is 40% obtained with 100% ethanol. According to the results, an interesting antibacterial effect is obtained with 100% ethanol on the bacteria S. aureus, Salmonella, an antibacterial effect is obtained with the 50% ethanolic extract against Salmonella and an effect more or less important was noted on S. aureus which only reacted to the pure extract and that diluted to 50%. The extracts of the larval powder have a bacteriostatic effect against bacterial strains. In addition, the study results of the antifungal activity on the 3 mushrooms showed that only the pure aqueous extracts, diluted at 50%, and 50% pure ethanolic extract have an activity only on Botrytis.

Key words: necrophagous diptera, calliphoridae larvae, antibacterial and antifungal activity.

ملخص

خصص هذا العمل لتربية اليرقات متبوعة بعدة خطوات في الحقل والمختبر مما أتاح لنا الحصول على ثلاثة أنواع من مسحوق اليرقات ومسحوق مجفف ومسحوق مجفف ومسحوق مسحوق. تم تحضير مستخلصات مسحوق اليرقات بالنقع باستخدام عدة مذيبات، 100 مذيبات وهي الماء المقطر، 100 % إيثانول، 50 % إيثانول، 70 % إيثانول. يوضح تحليل هذه النتائج أن أفضل إنتاجية للاستخراج هي 40 % تم الحصول عليها باستخدام 100% من الإيثانول. وفقا للنتائج، تم الحصول على تأثير مضاد للجراثيم مع الإيثانول بنسبة 100 % على بكتريا Salmonella، S.aureus، تم الحصول على تأثير مضاد للجراثيم مع مستخلص إيثانول بنسبة 50 % ضد السالمونيلا ولوحظ تأثير أكثر أو أقل أهمية على S.aureus التي تفاعلت فقط مع المستخلص النقي وتم تخفيضها إلى 50%. مستخلصات مسحوق اليرقات لها تأثير جراثيم ضد السلالات البكتيرية. بالإضافة إلى ذلك، أظهرت نتائج الدراسة الخاصة بالنشاط المضاد للفطريات على 3 أنواع من الفطر أن المستخلصات المائية النقية فقط المخففة بنسبة 50 % و 50 % المستخلص الإيثانول النقي لها تأثير فقط على Botrytis .

الكلمات الأساسية: نشاط مضاد للجراثيم ومضاد للفطريات، Calliphoridae الناخر، يرقات diptera .