

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

Université Mouloud MAMMARI de TIZI-OUZOU
Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques

Département de Biologie Animale et Végétale

Option : Parasitologie

Thème

**Inventaire des insectes nécrophages dans les
régions des hauts plateaux sétifiens (cas des
insectes utilisés dans le forensique)**

Présenté par : GUERFI Mohamed Amine

Soutenue le 12/11/2020

Devant le jury composé de :

Mr. BOUKHEMZA M	Pr univ. Tizi Ouzou	Président
Mr. DJIRAR N	Pr univ. Sétif 1	Encadreur
Mme. BOUKHEMZA N	Pr univ. Tizi Ouzou	Examinatrice

Année universitaire : 2019/2020

Remerciement

Tout d'abord, Nous remercions Dieu d'avoir donné à l'homme le pouvoir de raisonner, d'exploiter et d'expliquer les vérités de l'univers. De nous avoir donné la volonté, courage et patience pour terminer ce travail.

En premier lieu nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à tous les membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche.

Un immense remerciement à notre encadreur Monsieur **Djirar Nacer**, professeur à l'université de Sétif -1-, pour avoir accepté diriger et suivre ce travail, pour la facilité de travail qu'il nous a procuré, pour les précieux conseils qu'il nous a prodigué tout au long de notre travail, pour sa patience et sa bienveillance.

Nos remerciements particuliers au Monsieur **Boukhemza Mohamed** professeur à l'université de Tizi Ouzou pour d'avoir accepté de présider de ce jury.

Nous remercions, aussi Madame **Boukhemza Nabila** professeur à l'université de Tizi Ouzou d'avoir accepté d'examiner ce modeste travail et de l'enrichir par ces propositions.

Nous tenons aussi à exprimer nos sincères remerciements à tous et à toutes les professeurs qui nous ont enseigné et qui par leurs compétences nous ont soutenu dans la poursuite de nos études.

Nos remerciements s'étendent également à nos chers parents pour tout ce qu'ils font pour notre bonheur, pour leur contribution et leur soutien moral.

Nous voudrions remercier tous ceux et celles qui nous ont aidé et assisté durant nos études.

Merci à tous et à toutes.

DEDICACES

Merci mon dieu de m'avoir donné la force, le courage et la patience pour que j'ai pu finir ce modeste travail, qui est le fruit d'une année d'étude.

Que toute ma famille et mes amis trouvent ici toute l'expression de ma gratitude pour les encouragements et la persévérance qu'ils m'ont prodigués.

Comme symbole d'une profonde gratitude et de dévouement je dédie ce modeste travail en premier lieu :

A mes chers parents

C'est une évidence de dire que sans vous rien de tout cela

N'aurait été possible, mais

C'est tellement vrai. Vous m'avez toujours soutenu dans les bons et les mauvais Moments. Tous les mots ne sauraient exprimer l'immense amour que je vous

porte, ni

La profonde gratitude que je vous témoigne pour tous les efforts et les sacrifices que

Vous avez consentis pour mon instruction et mon bien-être. Après tout c'est grâce à

Vous que je suis qui je suis avec mes qualités et mes défauts.

Merci de m'avoir tant donné sans attendre à recevoir Puisse Dieu m'aider pour Rendre un peu soit-il de ce que vous m'avez donné. La patience dont tu as fait preuve Durant toutes ces années est ma leçon de vie.

Que Dieu, le tout puissant, te protège et t'accorde santé et longue vie.

A mes chères sœurs et chères frères

Qui mon toujours soutenus et mon donnés force pour persévérer dans les pires moments, je vous aime.

A Tous mes amis

A tous ceux qui j'aime et j'estime .Et à vous aussi.

Merci mon dieu pour toutes les choses que vous m'avez données dans ma vie.

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Résumé

Introduction	01
Chapitre I : Données bibliographiques	02
I. Généralités sur l'entomologie Forensiques.....	02-03
II. Processus de décomposition d'un corps.....	03
II.1. Stade frais.....	03
II.2. Stade de gonflement.....	03
II-3. Stade de décomposition active.....	03-04
II-4. Stade de décomposition avancée.....	04
II-5. Stade de squelettisation.....	04
III. Facteur affectant la vitesse de décomposition.....	04-05
IV. Datation de la mort par les méthodes entomologiques.....	05-07
V. Notion d'escouades.....	07-08
VI. Généralité sur les insectes nécrophages.....	08
VI.1 Groupes nécrophages associent aux cadavres.....	08
VI.1.1.Les espèces nécrophages.....	08
VI.1.2. Les espèces nécrophiles.....	08-09
VI.1.3. Les espèces omnivores.....	09
VI.1.4. Les espèces opportunistes.....	09
VI-2- Le rôle et biologie des insectes nécrophages.....	09
VI-2-1- Le rôle des insectes nécrophages.....	09
VI-2-2- Biologie des insectes nécrophages.....	10
VI--2-2-1- Les diptères.....	10
VI-2-2-2- Les coléoptères.....	11-12
VI-2-2-3- Les lépidoptères.....	12

VI-2-2-4- Les hyménoptères.....	12-13
Chapitre II : Matériels et Méthodes.....	14
I. Présentation du site du travail.....	14
I.1. Présentation du lieu de travail	14
I.2. Présentation du site expérimentale.....	14
I.2.1. Synthèse climatique.....	14
I.3. Matériel.....	14
I.3.1. Matériel de terrain.....	14
I.3.2. Matériel de laboratoire	14-15
I.4. Méthodes.....	15
Protocole.....	15
I.4.1. Préparation du terrain et sacrifice des animaux.....	15
I.4.1.1. Préparation et aménagement du terrain.....	15
I.4.1.2. Sacrifice des animaux.....	15-16
I-4.1.2.1. La première expérimentation ; à l'exposition du soleil.....	16
I-4.1.2.2. La deuxième expérimentation ; au sombre	16
I.5. Piégeage.....	16
I.5.1. Pièges actifs.....	16
I.5.1.1. Collecte manuelle.....	16
I.5.2. Pièges attractifs.....	16
I.5.2.1. Piège jaune.....	16
I.6. La prise des observations journalière	16
I.7. Prélèvement des échantillons entomologiques.....	17
I.7.1. Sur terrain.....	17
I.7.1.1. Collecte des échantillons.....	17
I.7.1.1.1. Les insectes adultes	17
I.7.1.1.2. Les larves.....	17
I.7.2. Au laboratoire	17
I.7.2.1. Elevage des larves.....	17
I.7.2.2. Préparation des spécimens	18
I.7.2.3. Préparation des larves à l'identification.....	18
I.7.2.4. Préparation des insectes adultes.....	18
I.7.2.4.1. Epinglage.....	18

I.7.2.4.2. L'étiquetage	18
II. Présentation du site du travail 2.....	18
II.1 Synthèse climatique.....	18
II.2. Modèle animal.....	19
II.3. Matériel utilisé.....	19
II.3.1. Matériel de terrain.....	19
II.3.2. Matériel de laboratoire.....	19-20
II.4. Méthode.....	20
II.4.1. Préparation des animaux.....	20
II.4.2. Piégeages.....	20
II.4.2.1. Piégeages attractifs.....	20
II.4.2.2. Piégeages actifs.....	21
II.5. Prélèvement des échantillons entomologique	21
II.5.1. Collecte des échantillons.....	21
II.5.2. Elevage des larves.....	22
II.5.3. Préparation des spécimens.....	22
II.5.3.1. Préparation des larves a l'identification.....	22
II.5.3.2. Préparation des insectes adultes	22-23
III. Présentation du Site du travail 03.....	23
III.1. Modèle animal	23
III.2. Synthèse climatique	23-24
III.3. Matériel utilisé	24
III.3.1. Matériel de terrain	24
III.3.2. Matériel de laboratoire	24
III.4. Méthodes	25
III.4.1. Préparation des animaux	25
III.4.2. Protocole de collecte et étude des insectes.....	25-26
III.4.2.1. Les insectes adultes.....	26
III.4.2.2. Les larves	27
III.4 .3. Élevage des larves	27
III.4 .4. Épinglage et Étiquetage	28
III.4 .5. Étalage.....	28

IV. Présentation du site d'étude 4	28
IV.1. Situation géographique	28
IV.2. Climat	28
IV.3. Matériel et méthodes de travail	28
IV.3.1. Matériel et méthodes utilisés sur terrain	29
IV.3.1.1. Déroulement de l'expérimentation	29
IV.3.2. Matériel et méthodes de piégeage.....	29
IV.3.2.1. Pièges attractifs	29
A- Piège Barber	29
B- Piège jaune	29
C- Piège attractif modifié.....	30
IV.3.2.2. Pièges actifs.....	30
A- Filet fauchoir	30
B- Collecte manuelle	30
IV.3.2.3. Prélèvement et conservation des insectes	30
A- Prélèvement des insectes adultes	30
B- Prélèvement des larves	30
IV.3.3. Matériel et méthodes utilisés au laboratoire	31
IV.3.3.1. Préparation et identification des insectes adultes	31
A- Étalage	31
B- Épinglage	31
C- Étiquetage	31
IV.3.3.2. Élevage des larves	31-32
V. Présentation du site du travail 5	32
V.1. Matériel utilisé	32-33
V.2. Méthodologie du travail	33
V.2.1. Terrain	33
V.2.1.1. Prélèvements et conservation	33-34
V.2.2. Laboratoire	34
V.2.2.1. Préparation des insectes	34
V.2.2.2. Identification	34
V.2.3. Collaboration avec l'INCC-GN	34

V.2.3.1.Élevage des larves	34
VI.1. Présentation du site de l'étude et du lieu de stage.....	34
VI.2. Conditions climatiques.....	34-35
VI.3. Matériel utilisé.....	35
VI.3.1. Matériel de terrain	35
VI.3.2. Matériel de laboratoire.....	35
VI.3.3. Matériel d'identification	35
VI.4. Protocole suivie sur terrain	35-36
VI.4.1. Prélèvements, conditionnement et acheminement	36
VI.4.1.1. Prélèvement des insectes adultes	36
VI.4.1.2. Prélèvement des larves	36
VI.5. Protocole suivie au laboratoire.....	36
VI.5.1. Elevage.....	36
VI.5.2. Épinglage	36-37
VI.5.3. Identification	37
VI.5.4. Étiquetage.....	37
Chapitre III : Résultats antérieurs.....	38
I. Présentation du site expérimentale 1.....	38
I-2. Synthèse climatique.....	38
I-3. Inventaire et identification des espèces adultes capturées.....	39-42
I-4. Nombre d'individus et fréquences centésimales des familles identifiées.....	42-43
II. Présentation du site d'étude 2.....	44
II .1. Synthèse climatique.....	44
II-2. Inventaire et identification des espèces adultes capturées.....	45-46
III. Site d'étude Présentation du site d'étude 3.....	46
III-1-. Synthèse climatique.....	46-47
III-2. Identification des spécimens.....	47-48
IV. Présentation du site d'étude 4.....	48
IV.1. Situation géographique.....	48
IV.2. Climat.....	49

IV-3 Inventaire des espèces nécrophages capturées.....	49-51
A- Ordre des Diptères.....	51
B- Ordre des Coléoptères.....	52
C- Ordre d'Hyménoptères.....	52
V- Site d'étude 5.....	52-53
V-1- Inventaire de la faune nécrophage.....	53-55
VI. Présentation du site de l'étude et du lieu de stage 6.....	56
VI.1. Conditions climatiques.....	56
VI-2 Inventaire et identification des espèces adultes capturées.....	56-59
Chapitre IV : Discussion	60-64
Conclusion	65-66
Bibliographies	

Abréviations :

(EAFE) : l'Association Européenne pour l'Entomologie Forensique.

(IPM) : d'intervalle post mortem.

(Min) : minimum.

(ADJ) : accumulation des degrés jours.

(ADH) : accumulation des degrés heures.

(L1) : larve 1.

(*C.vicina*) : *Calliphora vicina*.

(*C.vomitoria*) : *Calliphora vomitoria*.

(*L.sericata*) : *Lucilia sericata*.

(*S. carnaria*) : *Sarcophaga carnaria*.

(*M. domestica*) : *Musca domestica*.

(Tm°C) : Température moyenne journalière.

(Pm) : Précipitation moyenne journalière.

(H%) : taux d'humidité.

(Vmax) : Vitesse maximale du vent.

(CFA) : Classification.

Liste des tableaux

Tableau 01 : Les facteurs affectant la vitesse de décomposition d'un cadavre (d'après Man et al, 1990 in Charabidzé, 2008).....	05
Tableau 02 : L'identification de l'espèce adulte capturée (Aittou & Difallah, 2019).....	39-42
Tableau 03 : Nombre de spécimens par familles et Fréquences relatives respectives (Aittou & Difallah, 2019).....	42-43
Tableau 04 : Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Aillane & al, 2019).....	45
Tableau 05 : Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Bousafsaf & Boufafa, 2018).....	47
Tableau 06 : Les données météorologiques enregistrées journalièrement à Sétif (25/03/2019 au 16/05/2019) (Lazazga, 2019).....	49
Tableau 07 : Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Lazazga, 2019).....	49-50
Tableau 08 : Liste des insectes nécrophages visitant le cadavre (Meskaldji & Abed, 2018)	53-54
Tableau 09 : Inventaire de la faune cadavérique collectée (Abdoune & Achour, 2018)...	57-58
Tableau 10 : Liste des insectes nécrophages visitant les cadavres.....	60-61

Liste des Figures :

Figure 01 : <i>Musca domestica</i> (anonyme,2010b in Filali, 2010).....	10
Figure 02 : <i>Piophilila casei</i> (Mouche de fromage) (anonyme,2010b in Filali, 2010).....	10
Figure 03 : <i>Dermestides pervianus</i> Castelnau, 1840 (anonyme, 2010 in Filali, 2010).....	11
Figure 04 : <i>Staphynilidae</i> (anonyme,2010b in Filali, 2010).....	11
Figure 05 : <i>Histeridae</i> (Anonyme, 2010b in Filali, 2010).....	12
Figure 06 : <i>Necrophorus sp</i> (Anonyme, 2010b in Filali, 2010).....	12
Figure 07 : Tineidae (Anonyme, 2010b in Filali, 2010).....	13
Figure 08 : Coordonnées géographiques d'Ain Azel (Aittou & Difallah, 2019.....	38
Figure 09 : Coordonnées géographiques de Bellaa (Aittou & Difallah, 2019).....	38
Figure 10 : Situation de site d'experimentation (Aillane & Benzaoui, 2019).....	44
Figure11 : Répartition(A) des ordres capturés(B) des diptères capturés (Aillane & Benzaoui, 2019).....	46
Figure 12 : Répartition (A) des ordres capturés (B) des diptères capturés (Bousafsaf & Boufafa, 2018).....	48
Figure 13 : Localisation du site d'expérimentation dans la région de Sétif (Lazazga, 2019)..	48
Figure 14 : Pourcentage globale des Ordres recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019)	51
Figure 15 : Pourcentage globale des familles de Diptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019)	51
Figure 16 : Pourcentage globale des espèces de Diptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019)	52
Figure 17 : Pourcentage globale des familles du coléoptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019)	52
Figure 18 : Pourcentages des différentes familles de Diptères (Meskaldji & Abed, 2018) ...	55
Figure 19 : Pourcentages des différentes familles de Coléoptères (Meskaldji & Abed, 2018)	55
Figure 20 : Répartition des ordres capturés (Abdoune & Achour, 2018).....	59
Figure 21 : Répartition des diptères capturés (Abdoune & Achour, 2018)	59
Figure 22 : Répartition des coléoptères capturés (Abdoune & Achour, 2018)	59

ملخص

علم الجرائم هو العلم الذي يهتم بدراسة الحشرات الموجودة على الجثة لتحديد تاريخ و وقت وقوع الجريمة. في الجزائر، تعتبر الأعمال المنجزة في علم الحشرات الجنائي مجزأة و محدودة. لهذا السبب نحن مهتمون بدراسة الحشرات الناخرة للجثث في منطقة سطيف. أول المستعمرين هم diptères من عائلة Calliphoridae . تم تحديد الفاصل التالي للوفاة بإتباع دورة تطور لكاليفورا فيسينا والتي تعد من أفضل الأنواع لتحديد وقت الوفاة في منطقة سطيف.

الكلمات المفتاحية : علم الجرائم، الجثة، الحشرات الناخرة، سطيف، الفاصل الزمني للوفاة.

Abstract

Forensic is a science that uses insects found on the corpse to accurately determine the date and time of the crime. In Algeria, work on forensic entomology is fragmentary and limited. For this we have been interested in studying the necrophagous insects of corpses in the region of Setif.

The first colonizers are the diptera of the calliphoridae family.

The post mortem interval was determined by following the cycle of evolution of *Calliphora vicina*, which is the best species to date in the area of Setif.

Key words: Forensic, corpse, the necrophagous insects, Setif, the post mortem interval.

Résumé

Le forensique est une science qui utilise les insectes trouvés sur le cadavre pour déterminer précisément la date et l'heure du crime. En Algérie, les travaux menés sur l'entomologie forensique sont fragmentaires et limités. Pour cela nous avons intéressé à étudier les insectes nécrophages des cadavres dans la région de Sétif. Les premiers colonisateurs sont les diptères de la famille des Calliphoridae.

L'intervalle post mortem a été déterminé en suivant le cycle d'évolution de *Calliphora vicina*, qui est l'espèce la mieux indiquer pour dater la mort dans la région de Setif.

Mots- clés : Forensique, cadavre, Les insectes nécrophages, Sétif, L'intervalle post mortem.

Introduction

Introduction

L'utilisation de l'entomologie médico-légale n'est pas récente. Au treizième siècle, un manuel chinois de médecine légale a traité d'un cas d'utilisation d'insectes dans une enquête policière. Cependant, on a établi la première utilisation des insectes nécrophage pour estimer le délai post-mortem d'un nouveau né découvert derrière une cheminée par l'étude d'insecte (Anonyme, 2010a in Filali, 2010).

Lors de la découverte d'un cadavre, les enquêteurs ont besoin de déterminer précisément la date et l'heure du décès. Grâce à l'étude des caractéristiques du corps et de son état de décomposition, la médecine légale peut généralement fournir cette information. Ainsi, la présence de rigidités cadavériques, l'étude des lividités ou la mesure de la température rectale sont autant de méthodes permettant d'estimer précisément l'heure du décès. Cependant, ces techniques ne sont efficaces que durant une courte période : passés quelques jours après le décès, l'estimation de l'intervalle post mortem (IPM) par les critères thanatologiques classiques devient délicate et imprécise. La seule méthode fiable permettant de dater le décès est alors l'entomologie médico-légale. Cette branche de l'entomologie, rattachée aux sciences criminelles, s'intéresse à l'étude des insectes nécrophages pour estimer le délai écoulé depuis le décès (Charabidzé, 2008).

La présente étude a été conçue pour comparer les résultats antérieurs.

Le premier chapitre de ce mémoire consacré à un rappel des données bibliographiques qui retrace par un aperçu historique sur l'étude des insectes nécrophages liés aux cadavres en passant par l'état actuel des connaissances concernant les principaux groupes d'insectes nécrophages présents de par le monde. Des informations particulières sur les Diptères nécrophages, la bio-écologie des différents stades et leurs rôles dans la décomposition cadavérique.

Le second chapitre, concerne le matériel et les méthodes, qui mettent en relief les sites d'études ainsi que les modèles animaux utilisés pour ces expérimentations. La méthode d'échantillonnage sur les substrats, leurs traitements et l'identification des spécimens récoltés, sont également rapportées.

Au troisième chapitre, nous exposerons la présentation des résultats expérimentaux antérieurs. Enfin, le dernier chapitre se rapporte à une discussion suivi d'une conclusion.

Chapitre 01 : Données bibliographiques

I. Généralités sur l'entomologie Forensiques

L'entomologie forensiques est une discipline des sciences forensiques qui étudie les insectes et d'autres arthropodes dans un contexte médico-légal. Pourtant, l'idée d'utiliser les insectes en criminalistique n'est pas neuve, déjà en 1894 Mégnin nous parlait de la "faune des cadavres". Depuis les années 2000, l'entomologie forensique connaît un grand essor en Europe, notamment avec la création en 2002 de l'Association Européenne pour l'Entomologie Forensique (EAFE) qui regroupe l'ensemble des scientifiques spécialisés dans ce domaine. Actuellement, les insectes nécrophages ne sont plus exclusivement utilisés pour estimer la période écoulée entre le décès d'une victime et la découverte du corps ou intervalle post-mortem. Ils peuvent aussi apporter des informations dans les cas d'abus et de négligences chez les enfants ou les personnes âgées, sur les causes de la mort, l'identité des victimes, etc. Malgré ces progrès, cette discipline connaît certaines lacunes, il y a très peu de données sur les Coléoptères nécrophages, sur la décomposition en milieu marin, des corps enterrés, etc. Cependant, de nouvelles techniques se mettent en place et permettent d'améliorer les méthodes entomologiques existantes (Frederickx et al, 2011).

L'entomologie forensique comprend trois principales disciplines, qui sont l'entomologie "urbaine", l'entomologie des denrées stockées et celle qui nous intéresse, l'entomologie criminelle (Hall, 2001; Hall & Huntington, 2009 in Frederickx et al, 2011).

L'entomologie urbaine se concentre principalement sur les insectes (termites, cafards, etc.) causant des nuisances au sein de l'environnement humain (habitations, piscines, musées, etc.). L'entomologie des denrées stockées s'intéresse aux arthropodes et débris d'arthropodes (exuvies, excréments, partie d'insecte, etc.) retrouvés dans la nourriture et autres produits (livres, textiles, etc.). Les débris d'insecte dans les céréales du petit déjeuner, les chenilles dans les boîtes de conserve de légumes, et les larves de mouche dans les sandwichs des fast-foods sont des exemples généralement plaidés par le secteur des denrées stockées. Enfin, l'entomologie criminelle est définie comme étant l'utilisation des insectes et d'autres arthropodes, tels que les acariens, à des fins médico-légales. L'entomologie criminelle revêt plusieurs vocables tels que l'entomologie (médico)-légale, judiciaire ou forensique (Catts & Goff, 1992; Hall, 2001; Hall & Huntington, 2009 in Frederickx et al, 2011). Cependant, la dénomination "entomologie forensique" tend à supplanter toutes ces dénominations bien qu'elle inclut les deux autres disciplines (Dekeirsschieter *et al.*, 2011 in Frederickx et al, 2011).

Chapitre 01 : Données bibliographiques

L'entomologie forensique est utilisée en Algérie au sein du laboratoire d'entomologie à l'institut de Criminalistique et Criminologie de la gendarmerie Nationale depuis 2010 (Fekiri, 2014 in Meskaldji & Abed 2018).

II. Processus de décomposition d'un corps

La décomposition d'un cadavre est un processus physico-chimique complexe dépendant à la fois des caractéristiques propres du corps, de son environnement et des facteurs climatiques. La branche de la médecine légale spécialisée dans l'étude de ces phénomènes est appelée taphonomie (Efremov 1940, Haglund & Sorg 1997 in Charabidzé, 2008). Ce processus abouti à un ensemble de modifications morphologiques post-mortem (Campobasso et al. 2001 in Bousafsaf et Boufafa, 2018). Hormis la décomposition biologique du corps par des microorganismes (bactéries, champignons saprophytes), des Arthropodes (dont les Insectes) et sa destruction par les Vertébrés (mammifères, oiseaux) (Marchenko, 2001 in Dekeirsschieter et al, 2011). D'une manière classique cinq phases de décomposition sont notées (AMENDT et al., 2004; WYSS et CHERIX, 2006; DOROTHY, 2007 in Bensaada, 2015).

II.1 Stade frais : La décomposition d'un corps débute quelques minutes seulement après la mort (VASS, 2001 in Bensaada, 2015). Cette phase est caractérisée par des changements mineurs (Benmira, 2018 in Lazazga, 2019) de nature physique, chimique et biologique, l'organisme étant privé d'oxygène, le sang va alors s'acidifier et les enzymes cellulaires vont débiter l'autolyse des tissus, et dans l'apparence du corps en plus du refroidissement général du corps (Boulkenafet, 2016).

II.2 Stade de gonflement : Cette phase de décomposition provoque une forte activité des microorganismes principalement des champignons ainsi que des bactéries qui se multiplient dans les fluides corporels riches en nutriments (Bensaada, 2015). Ces derniers transforment les sucres, lipides et protéines en acides organiques en gaz ce qui provoque un gonflement du corps La ventilation de l'organisme continue à cause de l'activité bactérienne et c'est peut-être la phase la plus facile à distinguer. Initialement l'abdomen gonfle mais plus tard tout le corps devient comme un ballon étiré d'air (Boulkenafet, 2016).

II.3 Stade de décomposition active : Les gaz finissent par s'échapper par les voies naturelles mais ils peuvent provoquer la rupture de l'abdomen. Et c'est le début de la

Chapitre 01 : Données bibliographiques

putréfaction active. L'action combinée de la putréfaction du cadavre et de l'entomofaune conduit à une rapide diminution de la masse du cadavre (CARTER et al., 2006 in Lazazga, 2019). Cette phase se caractérise par la dégradation des muscles et la production d'acide gras volatils comme l'indole, le scatole, la putrescine et la cadavérine (VASS, 2001; DEKEIRSSCHIETER et al., 2008 in Lazazga, 2019) Une forte odeur de décomposition est présente (MATUSZEWSKI et al., 2008 in Lazazga, 2019).

II.4 Stade de décomposition avancée : Le passage de la décomposition active à la décomposition avancée se fait lorsque les asticots des Diptera migrent hors du corps pour subir la pupaison (MATUSZEWSKI et al., 2008 in Lazazga, 2019). Cette phase se caractérise par une grande diminution de la chair et une forte activité microbienne au niveau du sol (ANERSON, 1996 in Bensaada, 2015).

II.5 Stade de squelettisation : la décomposition se termine par les os et la peau, processus de minéralisation, ce phénomène peut selon les facteurs influents durés quelque année (Karine Mougeat 2012 in Bousafsaf et Boufafa, 2018).

III. Facteur affectant la vitesse de décomposition

L'intervention des insectes dans le processus de décomposition influe notablement sur la vitesse de dégradation d'un cadavre (Payne 1965, Marchenko 1988, Carter et al. 2007 in Aillane et al, 2019). En 1965, Payne réalise une comparaison de la vitesse de dégradation de cadavres de porcs en présence ou en l'absence d'insectes. De fortes différences sont observées dans le processus et la vitesse de décomposition, ces phénomènes étant nettement ralentis sur les corps protégés de l'entomofaune nécrophage. L'auteur explique cette différence par une dissémination importante des bactéries, une fragmentation mécanique et chimique (enzymes digestives) forte et une augmentation locale de température en présence de larves (Charabidzé, 2008).

A la suite de nombreuses années d'expérimentations et d'observations menées sur le terrain ainsi qu'au centre de recherche anthropologique de Knoxville (U.S.A.), Mann (1990) propose dans un article de synthèse une classification des différents facteurs affectant la vitesse de décomposition d'un corps. Le tableau ci-dessous (tableau 1) reprend ces différentes variables ainsi que les commentaires de l'auteur (Charabidzé, 2008).

Chapitre 01 : Données bibliographiques

Tableau 01: Les facteurs affectant la vitesse de décomposition d'un cadavre (d'après Man et al, 1990 in Charabidzé, 2008).

Paramètre	Impact
Température	Effet indirect sur l'activité des insectes
Accès des insectes	La majorité de la destruction des tissus mous est due aux insectes.
Enfouissement	L'Enfouissement ralentit la décomposition et facilite la squelettisation.
Charognards	L'action des chiens et des rongeurs peut briser et disperser les os.
Présence de plaies	La présence de plaies attire les insectes
Humidité	Une humidité élevée est corrélée avec une forte activité des insectes
Précipitation	Peu d'effet sur les larves mais fort impact sur les mouches adultes (pontes).
Poids et taille du corps Dégradation plus rapide des corps en contact avec le sol, peut être en rapport avec l'accès des insectes.	De manière surprenante, effet assez faible.
Embaumement	Altère le processus de décomposition et le ralentit.
Vêtements	Ils protègent les larves du soleil et conservent l'humidité
Contact au sol	Dégradation plus rapide des corps en contact avec le sol, peut être en rapport avec l'accès des insectes

IV- Datation de la mort par les méthodes entomologiques

La première application qui nous vient à l'esprit quand on parle d'entomologie forensique est l'utilisation des insectes pour estimer la date du décès. On parle plus précisément d'intervalle post mortem ou IPM, celui-ci se définit comme étant le laps de temps

Chapitre 01 : Données bibliographiques

écoulé entre la date du décès et la date de découverte du corps (Benecke, 2004; Wyss & Cherix, 2006; Gaudry et al., 2007 in Frederickx et al, 2011).

Lorsque la mort remonte à plus de 72h (mort "ancienne") ou que des signes de putréfaction avancée sont visibles, les méthodes médicales classiques (méthodes thermométriques, rigidité et lividités cadavériques et les méthodes biochimiques) ne sont plus applicables et seuls les insectes peuvent aider à estimer la date du décès (Wyss & Cherix, 2006; Gaudry et al., 2007 in Frederickx et al, 2011).

Dans la littérature, on parle souvent de deux méthodes pour déterminer un IPM en utilisant les insectes comme bioindicateurs (Swift, 2006; Wyss & Cherix, 2006; Gennard, 2007 in Frederickx et al, 2011).

La première méthode appelée accumulation des degrés jours (ADJ) ou degrés heures (ADH) se base sur le cycle de développement des Diptères nécrophages (Greenberg & Kunich, 2005; Amendt et al., 2004, 2007; Wyss & Cherix, 2006; Gennard, 2007 in Frederickx et al, 2011). Cette datation entomologique met en relation le développement des insectes trouvés sur le corps ou aux alentours de celui-ci avec la température du lieu du décès (Niederegger et al., 2010 in Frederickx et al, 2011). On obtient alors ce qu'on appelle un IPM minimum qui ne pourra être déterminé que pour la première génération de mouches arrivées sur le cadavre (Wyss & Cherix, 2006 in Frederickx et al, 2011). En effet, on utilise, comme postulat de départ, le fait que les premières mouches peuvent arriver sur un cadavre dans les minutes ou les heures qui suivent la mort, sous des conditions écologiques favorables (Bourel et al., 2003 in Frederickx et al, 2011). Il est donc possible de déterminer un IPM pour la première génération de mouches; cependant, il est impossible de connaître le moment de ponte de la deuxième génération. Cette méthode est recommandée par les experts pour fournir une estimation aussi précise que possible de l'IPM (Haskell et al., 1997; Wyss & Cherix, 2006; Niederegger et al., 2010 in Frederickx et al, 2011). Il existe des tables (ou index) publiées concernant les vitesses de développement de la plupart des Diptères d'importance forensique (Marchenko, 1988, 2001 in Frederickx et al, 2011). Mais compte tenu des variations qui peuvent exister entre les populations d'une même espèce, il peut être opportun d'établir ses propres tables en fonction des températures régionales les plus représentatives (Wyss & Cherix, 2006 in Frederickx et al, 2011).

La deuxième méthode se base sur la succession des espèces ou escouades successives d'insectes au cours du temps sur un cadavre. C'est aux travaux de Megnin que l'on doit la

Chapitre 01 : Données bibliographiques

schématisation de la colonisation du cadavre en huit vagues successives d'arthropodes nécrophages sur les corps (Megnin, 1894 in Frederickx et al, 2011). Cette théorie associe à chaque stade de décomposition du corps une espèce ou un groupe d'espèces d'arthropodes. Les estimations se basent alors, sur une reconstitution des successions entomologiques qui ont pu avoir lieu sur le cadavre et il est facilement démontrable que ces successions ne sont pas toujours respectées (Wyss & Cherix, 2006 in Frederickx et al, 2011). En effet, la succession chronologique des espèces sur un cadavre n'est pas immuable. Le taux de décomposition du corps est variable, de même que le cycle de développement de l'insecte, tout deux fortement influencés par les conditions climatiques locales (Frederickx et al., 2011) .

V. Notion d'escouades

La première escouade : Les insectes sont attirés sur le cadavre immédiatement après la mort alors qu'aucune odeur ne se fait sentir. Les premiers insectes sont les Calliphoridae (*Calliphora vicina* (Robineau-Desvoidy 1830 in Filali, 2010), *Calliphora vomitoria* Linnaeus, 1758, *Protophormia terraenovae* (Robineau – Desvoidy 1830 in Filali, 2010) et Muscidae (*Musca domestica* ; *Muscina stabulans*) (Filali, 2010).

La deuxième escouade : les insectes attirés par l'odeur de la mort, dès que le corps dégage leur odeurs cadavériques ce sont les diptères de la famille des Calliphoridae (*Lucilia caesar* (Linneus.1758), *Lucilia sericata* (Megnin.1826 in Filali, 2010), *Cynomya mortuorum* (Linneus, 1761 in Filali, 2010) et de la famille des Sarcophagidae. (*Sarcophaga haemorrhoidalis*, *sarcophaga carnaria*...)(Filali, 2010)

La troisième escouade : les insectes sont attirés lors du rancissement des graisses après libération des acides gras volatiles. Ce sont des coléoptères de la famille des dermestidae et des Lépidoptères de la famille des Tineidae (Filali, 2010).

La quatrième escouade : lors de la fermentation caseique, ce sont les les Piophilidae et Muscidae, généralement de 3 à 6 mois (Filali, 2010).

La cinquième escouade : au moment de la fermentation ammoniacale, ce sont des coléoptères (Silphidae, Histeridae) et d'autres diptères (Muscidae, Phoridae) de 4 à 8 mois (Filali, 2010).

Chapitre 01 : Données bibliographiques

La sixième escouade : une fois les fermentations arrêtées, viennent les acariens qui sont des arachnides microscopiques pour nettoyer les dernières humeurs du cadavre du 6ème à 12ème mois (Filali, 2010).

La septième escouade : lorsque le cadavre est complètement desséché ce sont les coléoptères de la famille des Dermestidae et les lépidoptères (Tineidae, Oecophoridae) de 1 à 3ans (Filali, 2010).

La huitième escouade : elle est représentée par des coléoptères (Tenthredinidae, Ptinidae) (Filali, 2010).

VI. Généralité sur les insectes nécrophages

VI.1 Groupes nécrophages associés aux cadavres

Au niveau du cadavre, divers groupes d'insectes nécrophages trouvent de la nourriture, un gîte, un lieu favorable pour leur reproduction ou encore un territoire de chasse dans ce micro-habitat (Bensaada, 2015).

VI.1.1 Les espèces nécrophages

Les espèces nécrophages arrivent les premières sur le cadavre. Elles sont directement attirées par la charogne et se nourrissent aux dépens de l'organisme en décomposition et plus spécifiquement des liquides. Ce sont principalement des insectes appartenant aux ordres des Diptères et des Coléoptères (LECLERCQ, 1978; CAMPOBASSO et al., 2001; WYSS et CHERIX, 2006 in Bensaada, 2015).

On peut citer parmi cette catégorie Les diptères Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae, Fanniidae, Piophilidae et Phoridae, mais aussi les Coléoptères Dermestidae, Silphidae, Cleridae et Nitidulidae, restent les principaux insectes nécrophages présents sur le corps sans vie (Wyss & Cherix, 2006 in Bousafsaf et Boufafa, 2018).

VI.1.2 Espèces nécrophiles

Les espèces nécrophiles ne se nourrissent pas directement du substrat formé par le cadavre, mais sont prédateurs ou parasites des espèces nécrophages (Mougeat, 2012 in Bousafsaf et Boufafa, 2018). Dans ce groupe, des Coléoptères de la famille des Silphidae, des Histeridae et des Staphylinidae sont régulièrement présents. Les Diptères des familles des

Chapitre 01 : Données bibliographiques

Calliphoridae et des Stratiomyidae se manifestent ainsi que des Hyménoptères qui ont un rôle de parasitoïde (CAMPOBASSO et al., 2001; WYSS et CHERIX, 2006 in Bensaada, 2015).

Les larves de certains Diptères peuvent devenir prédatrices à partir d'un certain stade de développement. C'est le cas, par exemple, des larves de troisième stade appartenant au genre *Muscina* (GAUDRY, 2002 in Bensaada, 2015) et de certaines *Chrysomya* (DEKEIRSSCHEISTER, 2007 in Bensaada, 2015).

VI.1.3 Espèces omnivores

Les espèces omnivores se nourrissent tant du cadavre que des espèces dites nécrophages et nécrophiles présentes sur la dépouille. Les principales espèces omnivores sont généralement des Hyménoptères (fourmis et guêpes) ainsi que des Coléoptères (Dekeirsschieter et al., 2012).

Ces espèces omnivores arrivent pratiquement en même temps que les nécrophiles (ARNALDOS et al., 2005 in Bensaada, 2015).

VI.1.4 Les espèces opportunistes

Ces espèces sont représentées par des collemboles, des araignées, des millepattes, des Lépidoptères mais aussi par des acariens qui se nourrissent de moisissures et de champignons qui peuvent se développer sur le corps en décomposition (CAMPOBASSO et al., 2001; WYSS et CHERIX, 2006 in Bensaada, 2015).

VI.2 Le rôle et biologie des insectes nécrophages

VI.2.1 Rôle des insectes nécrophages

Les insectes représentent environ 80% des espèces animales recensées, et sont présents dans l'ensemble des écosystèmes du globe, à l'exception du milieu marin. Leur taille varie de moins d'un millimètre à plusieurs dizaines de centimètres et leurs modes de vie sont également extrêmement diversifiés : on trouve parmi eux des phytophages, des parasites, des prédateurs, des xylophages, des coprophages... ainsi que des espèces nécrophages (Charabidzé, 2008).

Ces dernières jouent un rôle déterminant dans le recyclage des matières organiques animales au sein des écosystèmes (Charabidzé, 2008). Après un bref aperçu du rôle et de la position systématique des principales espèces d'insectes associées aux cadavres, les

Chapitre 01 : Données bibliographiques

connaissances actuelles concernant la biologie et le développement de l'entomofaune nécrophage seront présentées. L'utilisation de ces données comme base d'une nouvelle branche au sein des sciences criminelles sera par la suite détaillée, ainsi que les méthodes permettant, sur la base des insectes prélevés sur un corps, d'estimer l'heure et les circonstances du décès (Charabidzé, 2008).

VI.2.2 Biologie des insectes nécrophages

Nous nous intéresserons ici principalement à quatre ordres d'insectes : les diptères, les coléoptères, les hyménoptères, les lépidoptères. (Charabidzé, 2008).

VI.2.2.1 Les diptères

Les diptères sont caractérisés par une seule paire d'aile membraneuse, la deuxième paire est réduite et se présente sous forme d'haltères, qui servent de gyroscopes à la mouche, lui permettant de connaître très précisément sa position en vol (Charabidzé, 2008 in Bousafsaf et Boufafa, 2018). Ils ont des pièces buccales suceur et surtout piqueur. On a les Nématocères et les Brachycères (Khelil, 1996 in Bousafsaf et Boufafa, 2018).

Les diptères (mouches) sont les insectes les plus fréquents et également les plus étudiés dans le cadre de la datation du décès. La femelle pond des œufs qui à l'éclosion, vont donner des larves. Celles-ci s'alimentent des tissus en décomposition puis, une fois leur croissance achevée, se transforment en pupes, puis en adultes. Les espèces les plus représentées appartiennent aux familles des Calliphoridae et des Muscidae (fig 1), et colonisent les corps précocement (dans les heures qui suivent le décès si les conditions climatiques sont favorables). D'autres espèces interviennent plus tardivement dans le processus de décomposition (Piophilidae(fig 2), Phoridae, Sarcophagidae...) (Charabidzé & Gosselin, 2014 in Bousafsaf et Boufafa, 2018).



Figure 1 *Musca domestica* (anonyme, 2010 b in filali, 2010) **Figure 2** *Piophila casei* (Mouche de fromage)(Anonyme b, 2010 in filali, 2010)

Chapitre 01 : Données bibliographiques

VI.2.2.2 Les coléoptères

L'ordre des Coléoptères (Coleoptera) rassemble le plus grand nombre d'espèces (plus de 300 000). Dans la classe des insectes beaucoup d'espèces ou des groupes d'espèces ont des noms vernaculaires bien connus de tous, scarabées, coccinelles, lucanes, chrysomèles, hannetons, charançons, carabes (Boukli, 2012).

Ils vivent pratiquement dans tous les biotopes, excepté les milieux polaires et océaniques. La biologie des espèces est très diverse, avec des exigences écologiques parfois très strictes qui en font d'excellents bio-indicateurs (cas des espèces saproxyliques ou des Scarabéidés coprophages) (ROTH, 1980 in Boukli, 2012).

Les coléoptères possèdent des ailes antérieures sclérifiées appelées élytres, qui sont repliées au repos et recouvrent ainsi les ailes postérieures (Charabidze, 2008).

C'est d'ailleurs de là que leur vient le nom de Coléoptère, *coleos* signifiant étui. Les pièces buccales sont presque toujours de type broyeur. Ce sont des insectes Holométaboles à métamorphose complète. L'éventail des tailles est considérable, tandis que le Goliath, un scarabée géant (*Goliathus goliathus* Linnaeus, 1758) (BOUKLI, 2012). Une vingtaine d'espèces françaises sont régulièrement trouvées associées aux cadavres, dont la grande majorité appartient aux Dermestidae (fig 3), aux Staphylinidae (fig 4), aux Silphidae (fig 5) et aux Histeridae (fig 6) (Charabidze, 2008).



Figure3 *Dermestides peruvianus* Castelnau, 1840

(Anonyme, 2010 b in Filali, 2010)

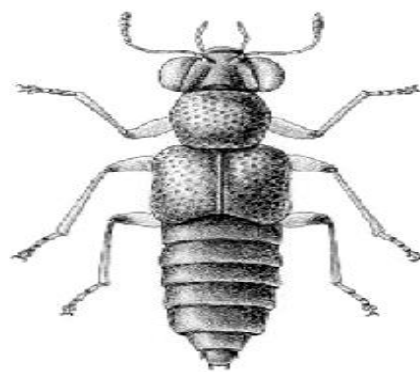


Figure4 *Staphylinidae* (Anonyme, 2010b in Filali, 2010)



Figure5 *Histeridae* (Anonyme, 2010 b in Filali, 2010)



Figure6 *Necrophorus sp.* (Anonyme, 2010 b in Filali, 2010)

Les Dermestidae larves et adultes sont nécrophages mais interviennent très tardivement dans le processus de décomposition, lorsque les tissus sont complètement momifiés et que seuls subsistent la peau et les os. Les Histeridae et les Silphidae regroupent de nombreuses espèces nécrophages intervenant généralement durant la période de décomposition active des tissus. Enfin les Staphylinidae sont très fréquents mais majoritairement nécrophiles. Ils chassent activement et peuvent donc influencer fortement sur le processus de colonisation et de décomposition de petits cadavres, où les populations de larves de diptères sont restreintes (Charabidzé, 2008).

VI.2.2.3 Les hyménoptères

Les hyménoptères adultes sont pourvus généralement de deux paires d'ailes membraneuses et des pièces buccales de types broyeurs-lécheurs. La tête est séparée du thorax par un cou très mince. On trouve également des guêpes parasitoïdes de la famille des Ptéromalidae, notamment *Nasonia vitripennis* (Walker, 1836), qui pondent leurs oeufs dans les pupes de diptères Calliphoridae. Certaines espèces de fourmis (Formicidae) sont également nécrophages et peuvent laisser des lésions caractéristiques sur les cadavres (Charabidzé, 2008).

VI.2.2.4 Les lépidoptères

Les lépidoptères, sous leur forme adulte (papillons), sont caractérisés par deux paires d'ailes membraneuses recouvertes d'écailles colorées, un corps couvert d'un épais revêtement de soies et des pièces buccales suceuses (trompe) (Charabidzé, 2008).

Chapitre 01 : Données bibliographiques

Peu d'espèces sont associées aux cadavres. Elles interviennent généralement tardivement, surtout durant la phase de rancissement des graisses et lorsque les tissus sont desséchés. Les espèces les plus fréquentes appartiennent à la famille des Tineidae (fig 7) (Charabidzé, 2008).



Figure 7 *Tineidae* (Anonyme, 2010 b in Filali, 2010)

I. Présentation du site du travail 1

Ce travail a été réalisé en trois sites : partie expérimentale à la commune de Ain Azel et à el Eulma exactement Bellaa et partie laboratoire au niveau du laboratoire de recherche de l'Université Ferhat Abbas Sétif 1 (Aittou & Difallah, 2019).

Ain Azel est une commune de la wilaya de Sétif, située à 50 km au sud de Sétif. Coordonnées géographiques est de (35° 50' 36" Nord, 5° 31' 19" Est), Altitude 916 m, Latitude : 35.8434m, Longitude : 5.522m (Aittou & Difallah, 2019).

Bellaa est une commune de la wilaya de Sétif en Algérie, située à 47 km à l'est de Sétif. Les Coordonnées géographiques de Bellaa (36° 12' 9" Nord, 5° 51' 13" Est). Latitude : 36.2026, Longitude : 5.85365 (Aittou & Difallah, 2019).

I.1. Synthèse climatique

Le territoire de la wilaya de Sétif se caractérise par un climat subtropical humide chaud sans saison sèche (CFA) selon la classification de Koppen au centre, au Sud à Ain Azel possède un climat semi-aride sec et froid et un climat méditerranéen avec un été chaud vers l'ouest dans la zone de Bellaa (Aittou & Difallah, 2019).

I.2. Matériels

Pour la réalisation de ce travail nous avons utilisé un matériel de terrain et un autre de laboratoire (Aittou & Difallah, 2019).

I.2.1. Matériels de terrain

Pour la réalisation de ce travail nous avons eu besoin de :

Quatre lapins d'un poids corporel allant de 1.400 kg jusqu'au 1.860Kg ; du RATICIDE 70 (Alphacloralose 70%) pour empoisonner le lapin (L03), un couteau pour l'égorgement , une cage métalliques avec des mailles de diamètre qui laisse passer les insectes, des gants chirurgicaux et bavettes , pinces, des récipients en plastique avec couvercle, pièges pour les insectes volants (piège de récipient jaune) Et un appareil photo, lampe de poche, ciseaux et cuillère et Formol 70% pour conserver les insectes (Aittou & Difallah, 2019).

I.2.2. Matériels de laboratoire

Le matériel de laboratoire mis à notre disposition par le laboratoire de recherche Ferhat Abbes el « Bez » consistait en :

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Loupe binoculaire (agrandissement 50x), incubateur, pincettes, papiers, Formol 70%, épingles entomologiques, erlenmeyer, pissette, verre à montre, entonnoir, compresse, polystyrène, boîte en plastique pour élevage (Aittou & Difallah, 2019).

I.3. Méthodes

La méthodologie suivie comprend plusieurs volets à savoir, préparation et aménagement du terrain, sacrifice des animaux, les observations journalières, la photographie, la collecte et le conditionnement des insectes et des larves, le transport et l'élevage des insectes selon les techniques rapportées par Smith (1986), Byrd et Astner (2005), Hamilton (2010), Gerrard (2012), Robert et Marquez-Graut (2012) et Wyss et Cherix (2013) (Aittou & Difallah, 2019).

Protocole

Durant ces expérimentations on s'est intéressé à étudier le processus de la décomposition des cadavres des lapins, l'identification de la faune cadavérique apparaît après le sacrifice des animaux et la succession des différents insectes nécrophages, en suivant un protocole préalablement établi par le laboratoire d'entomologie de l'INCC/GN (Aittou & Difallah, 2019).

I.3.1. Préparation du terrain et sacrifice des animaux

I.3.1.1. Préparation et aménagement du terrain

Pour le dépôt des cadavres on a préparé des superficies d'environ un mètre carré pour chaque cadavre, puis ils ont entouré par des briques fabriquées en utilisant un grillage en plastique de mailles d'un diamètre qui permettaient l'accès des insectes au cadavre tout en empêchant les prédateurs d'y entrer. Représente les différentes étapes de la préparation des lapins (L01 L03 L04), par contre pour lapin (L02) on a utilisé une cage des oiseaux pour éviter les prédateurs de petite taille. Ces cages ont été conçus de sorte que toute manipulation et prélèvement se passe d'une manière souple et facile au même temps elles ont été sécurisées afin de protéger les pièges installés à l'intérieur, mais aussi pour assurer l'inaccessibilité d'autre ravageurs, que les insectes nécrophages (Aittou & Difallah, 2019).

I.3.1.2. Sacrifice des animaux

Pour la réalisation de notre expérimentation on a utilisé 4 lapins (L01 jusqu'à L04), on a suivi deux types de sacrifices. Trois lapins sont égorgés (L01 et L02 et L03) et (L04) empoisonner par un raticide (Aittou & Difallah, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Notre expérimentation est divisée en deux cas, l'un est à l'exposition du soleil (L01 sur sol de ciment, L03, L04 sur terre) et l'autre au sombre (L02) dans une chambre fermée (Aittou & Difallah, 2019).

I.3.1.2.1. La première expérimentation ; à l'exposition du soleil (Aittou & Difallah, 2019).

- **Lapin 01** : a été égorgé et met sur sol en ciment et l'altitude de 10 mètres.

- **Lapin 03** : a été égorgé et met sur terre.

- **Lapin 04** : a été empoisonné par un raticide.

I.3.1.2.2. La deuxième expérimentation ; au sombre (Aittou & Difallah, 2019).

Les mêmes étapes sont suivies concernant (L02) mais la seule différence que ce lapin est mis au sombre à l'intérieur d'une chambre.

- **Lapin 02** : a été égorgé et mis sur sol de ciment.

I.4. Piégeage

Le piégeage est une méthode d'échantillonnage indispensable. Deux pièges ont été utilisés pour la collecte des insectes nécrophages (Aittou & Difallah, 2019).

I.4.1. Pièges actifs

I.4.1.1. Collecte manuelle

A l'aide d'un récipient en plastique, des asticots ont été prélevés et même d'autres insectes qui se trouvaient sur les cadavres (Aittou & Difallah, 2019).

I.4.2. Pièges attractifs

I.4.2.1. Piège jaune

Composé d'un récipient rempli d'eau et un peu de savon liquide installé juste à côté du cadavre, il nous permet de récolter de nombreux Diptères et même des Coléoptères (Aittou & Difallah, 2019).

I.5. La prise des observations journalière

La présence sur le site d'expérimentation a été journalière, deux fois par jour pour la première semaine, et une fois par jour à partir de la deuxième semaine. Les observations sont basées sur la prise des photos, l'enregistrement des conditions climatiques (température, humidité, précipitation, vent) l'identification des premiers insectes arrivant sur le site et sur cadavre et suivre les différents changements de stade de décomposition (Aittou & Difallah, 2019).

I.6. Prélèvement des échantillons entomologiques

I.6.1. Sur terrain

La collecte des spécimens des différents stades a été réalisée dans un maximum de 10 minutes pour ne pas affecter l'expérimentation, respectant ainsi les recommandations du laboratoire d'entomologie (INCC-GN) (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.1.1. Collecte des échantillons

La collecte des échantillons elle est effectuée pour les inventaires des insectes qui se trouvent dans les pièges et pour les larves ; pour les insectes on a effectuée 22 prélèvements pendant des jours différents et pour les larves on a effectuée 25 prélèvements (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.1.1.1. Les insectes adultes

Les insectes adultes ont été capturés à l'aide des pièges placé autour du cadavre, les insectes rampants ont été récoltés directement par une pince et transférés dans des récipients en plastiques. Conservés dans le formol 70% (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.1.1.2. Les larves

Les larves ont été prélevées délicatement au-dessous du cadavre et dans les orifices naturels (la bouche, l'anus, les fosses nasales) et la blessure à l'aide d'une pince ou d'une cuillère et placé dans le formol 70% (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.2. Au laboratoire

I.6.2.1. Elevage des larves

Les boîtes contenant des larves vivantes ont été acheminés au laboratoire pour l'élevage. Le fond de la boîte a été rempli de sable, et une quantité de la viande hachée a été placée sur le sable, sur laquelle ont été placées les larves. Le contenu de la boîte a été ensuite humidifié avec de l'eau. La boîte ainsi préparée ont été recouvertes avec de la gaze (compresse) (Aittou & Difallah, 2019).

Les indications concernant la date et l'heure de récolte, numéro de l'expérience ainsi que le stade de prélèvement et le jour de la mise en élevage. Ont été mentionnées sur la boîte. Le suivi de l'élevage a été effectué quotidiennement. Les références telles que la date de prélèvement, la date de mise en élevage le nom du manipulateur, la température et l'humidité de l'incubateur ont été reportées sur une fiche de suivi d'élevage ou sont notées l'heure et les nouvelles observations (Aittou & Difallah, 2019).

La boîte est maintenue jusqu'à l'émergence des adultes dans un incubateur régulé à (26°C) (Aittou & Difallah, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

I.6.2.2. Préparation des spécimens

I.6.2.3. Préparation des larves à l'identification

Les larves ont été lavées avec de l'eau distillée pour enlever les débris. Après l'identification, elles ont été conservées dans du formol à 70% (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.2.4. Préparation des insectes adultes

Les insectes adultes capturés lors de l'échantillonnage ont été conservés dans du formol 70% avant l'identification, ils ont été lavés sous l'eau de robinet pour se débarrasser du formol, puis placés dans du papier absorbant pour les faire sécher et leur donner juste le taux d'humidité nécessaire pour faciliter leur manipulation (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.2.4.1. Epinglage

L'épinglage a été placé dans le thorax du spécimen, l'endroit varie selon l'ordre auquel appartient l'insecte :

- Chez les Diptères, l'épingle a été placée légèrement à droite sur le mésothorax, entre les ailes (Aittou & Difallah, 2019).

- Chez les Coléoptères, l'épingle a été placée enfoncée dans le premier tiers de l'élytre (Aittou & Difallah, 2019).

I.6.2.4.2. L'étiquetage

Les insectes ont été ensuite piqués sur une planche de polystyrène et sont laissés sécher à l'air libre, les étiquettes portant l'information sur chaque spécimen ont été fixées. À la fin de notre étude une boîte de collection a été établie (Aittou & Difallah, 2019).

II. Présentation du site du travail 2

Cette étude a été effectuée dans un champ ouvert situé près des laboratoires de recherche des sciences de la vie, l'Université Ferhat Abbas Sétif (Aillane & al, 2019).

II.1. Synthèse climatique

Le climat de la wilaya de Sétif est de type Méditerranéen continental semi-aride caractérisé par une saison hivernale pluvieuse et fraîche et une saison estivale, sèche et chaude. Le mois le plus pluvieux est avril et le plus sec est juillet. Les données climatiques utilisées proviennent du centre météorologique de Sétif (Aillane & al, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

II.2. Modèle animal

On utilisé comme un modèle animal Deux lapin blanche (*Oryctolagus cuniculus*) qui a été domestiqué pour l'alimentation humaine. Nous les distinguons l'un d'un l'autre par la façon de décès (Aillane & al, 2019).

II.3 Matériel utilisé

II.3.1 Matériel de terrain

Pour la réalisation de ce travail nous avons eu besoin de : (Aillane & al, 2019).

- Deux lapins d'un poids corporel allant de 1021g à 1323g.
- Paires de gants de chirurgien.
- Chloroforme pour l'euthanasie.
- Deux sièges.
- Thermomètre et un appareil photos numérique.
- Des flacons et des récipients en plastique de 20 ml avec couvercle.
- Filet a papillons.
- Les bavettes.
- Piochon.
- Pièges pour les insectes volants.
- Scalpel.
- Coton
- Ciseaux
- Pincés

II.3.2. Matériel de laboratoire

Pour travailler de manière simple, mais efficace, il faut également avoir à disposition un minimum de matériel : (Aillane & al, 2019).

- Loupe binoculaire (agrandissement 40×) pour pouvoir identifier les larves et les adultes diptères.
- Un boîte de pétri.
- Les bavettes.
- Pincés (pincés à étaler, pincés à piquer), scalpel, ciseaux.
- Boîtes en plastique pour l'élevage.
- Epingles entomologique.
- La viande fraîche pour la nourriture des larves.
- La gaze.

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

- Paillettes ou étiquettes en carton pour coller les coléoptères.
- L'eau distillée et l'eau chaude 70°-80°C.
- Ethanol 70%.
- Incubateur.
- Thermomètre.
- Les portes mangées.

II.4. Méthodes

II.4.1 Préparation des animaux

Durant ces expérimentations, on s'est intéressé à étudier : (Aillane & al, 2019).

- Le processus de la décomposition des cadavres des lapins.
- Déterminer l'arrivée des premières mouches nécrophages.
- Utiliser le développement des premières mouches nécrophages comme une estimation correcte de l'intervalle post- mortem.
- Permettre de connaitre en détail les différences qui peuvent exister parmi les espèces que nous utilisons dans l'estimation de l'IPM.

Samedi 27 avril 2019, deux lapins de 1021g à 1323g sont tués l'un par l'euthanasie (chloroforme) et l'autre est égorgé, et après transporté sur le même site (milieu forestique). Les deux lapins sont recouverts avec un siège métallique de 40cm × 30cm, cela permet l'accès des insectes tout en protégeant le cadavre des prédateurs éventuels (Aillane & al, 2019).

II.4.2 Piégeage

II.4.2.1 Pièges attractifs

Fondés sur le tropisme des insectes, les pièges attractifs sont très intéressants par l'abondance des récoltes qu'ils fournissent mais sont très suspects en ce sens qu'ils ont des zones d'influence pratiquement indéterminables (Aillane & al, 2019).

Ces tropismes sont l'attraction des insectes vis-à-vis de stimuli externe ou internes ; et cette attraction peut se faire en rapport :

- avec une activité vitale de l'animal (recherche d'un abri, ponte, nourriture ou activité sexuelle).
- avec une activité autre que celle vitale : stimuli physiques, chimiques ou mécaniques.

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Piège aérien

Leur utilisation permet le plus souvent de capturer un grand nombre d'individus appartenant à différents groupes zoologiques, car plusieurs insectes se laissent tomber lorsqu'ils frappent une barrière invisible qui ici le filet (Aillane & al, 2019).

Piège barber

Le type le plus couramment utilisé est le piège trappe ou de barber ; d'utilisation simple, il sert à l'échantillonnage des biocénoses d'invertébrés qui se déplacent à la surface du sol, en particulier les carabidae (Aillane & al, 2019).

Piège jaune

Les piègés colorés tels qu'ils sont actuellement utilisés, sont des récipients en matière plastique de couleur jaune citron dans lesquels on place de l'eau additionnée de produit mouillant ; ce dernière permettant d'agir sur les téguments des insectes et de provoquer la noyade de ceux qui entrent en contact avec le liquide (Aillane & al, 2019).

II.4.2.2 Pièges actifs

Filet fauchoir

C'est un filet très robuste au cercle pliant ou non, de 30 à 40 cm de diamètre, en acier doux d'une section de 5 mm. La poche de 50 cm de profondeur est faite d'une toile très serrée et solide, Le filet fauchoir permet de récolter les insectes peu mobiles, cantonnés dans les herbes ou buissons (Aillane & al, 2019).

Collecte manuelle

A l'aide d'une pince entomologique et des cuillères jetables, des asticots ont été prélevés et même d'autres insectes qui se trouvaient sur les cadavres (Aillane & al, 2019).

II.5. Prélèvement des échantillons entomologiques

La collecte des spécimens des différents stades a été réalisée dans un maximum de 10 minutes pour ne pas affecter l'expérimentation, respectant ainsi les recommandations du laboratoire d'entomologie (Aillane & al, 2019).

II.5.1 Collecte des échantillons

Insectes adulte

Les insectes adultes ont été capturés à l'aide d'un filet fauchoir, Les insectes rampants ont été récoltés directement par une pince et transférés vers des récipients en plastique. Afin de collecter les spécimens pour les identifier, nous avons procéder a l'asphyxie des insectes par un formol diluée 10% et par congélation pendant quelques temps (Aillane & al, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Larves

Les larves ont été prélevées délicatement au dessous du cadavre et dans les orifices naturels à l'aide d'une pince ou une cuillère en plastique et réparties en deux groupes. L'un est destiné à l'identification et l'autre servira à l'élevage. Les larves récupérées sur la viande ont été mises en élevage (Aillane & al, 2019).

II.5.2 Élevage des larves

Les flacons contenant des larves vivantes ont été acheminés au laboratoire pour l'élevage. Le fond des boites a été rempli de sable. Une tranche de viande de bœuf a été placée sur le sable, sur laquelle ont été placées les larves. Le contenu des boites a été ensuite humidifié avec de l'eau. Les boites ainsi préparées ont été recouvertes avec de la gaze (Aillane & al, 2019).

Les indications concernant la date et l'heure de récolte, numéro de l'expérience ainsi que le stade de prélèvement et le jour de la mise en élevage, ont été mentionnées sur chaque boite. Les références telles que la date de prélèvement, la date de la mise en élevage, le nom du manipulateur, la température et l'humidité de l'étuve ont été reportées sur une fiche de suivi d'élevage où sont notées l'heure et les nouvelles observations (Aillane & al, 2019).

Les boites sont maintenues jusqu'à l'émergence des adultes dans une enceinte climatique thermo régulée à 26°C ou règne une humidité relative de l'ordre de 70% pour 9 heures d'éclairage et 15 heures de l'obscurité. Après l'émergence, les adultes ont reçu le même traitement (Aillane & al, 2019).

II.5.3. Préparation des spécimens

II.5.3.1. Préparation des larves à l'identification

Premièrement les larves ont été lavées avec de l'eau distillée pour enlever les débris. Elles sont ensuite tuées à l'aide de l'eau chaude en dessous du point d'ébullition (environ 70-80°C) pendant 3 minutes. Après identification, elles ont été conservées dans de l'éthanol à 70% (Aillane & al, 2019).

II.5.3.2 Préparation des insectes adultes

Les insectes capturés lors de l'échantillonnage ont été conservés dans l'éthanol à 70%, avant l'identification, ils ont été lavés sous l'eau de robinet pour se débarrasser de l'éthanol, puis placés dans un papier absorbant pour les faire sécher et leur donner juste le taux d'humidité nécessaire pour faciliter leur manipulation (Aillane & al, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Épingle

L'épingle a été placée dans le thorax du spécimen, l'endroit varie selon l'ordre auquel appartient l'insecte : (Aillane & al, 2019).

- Chez les Hyménoptères et chez les Diptères, l'épingle a été placée légèrement à droite sur le mésothorax, entre les ailes.
- Chez les Coléoptères, l'épingle a été placée enfoncée dans le premier tiers de l'élyt

Étalage

Cette étape consiste à disposer certaines parties du corps de l'insecte de façon à faciliter son identification au moyen de plusieurs clés de détermination disponibles au niveau du laboratoire d'entomologie de l'INCC (Aillane & al, 2019).

Étiquetage

Après identification, les insectes sont placés sur une planche de polystyrène avec des étiquettes portant les informations sur chaque spécimen puis laissés sécher à l'air libre (Aillane & al, 2019).

III. Présentation du site du travail 3

Cette étude a été effectuée dans un champ ouvert situé près de la faculté de sciences de la nature et de la vie, l'Université Ferhat Abbas Sétif 1. C'est une université publique située à 6,6 km du chef-lieu de Wilaya de Sétif, qui située à 270 km à l'est d'Alger. Le lieu d'expérimentation a une altitude de 1024m au-dessus du niveau de la mer. (36°12'08.1"N 5°22'00.5"E) (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.1. Modèle animal

Deux Pigeons « Le Mirthys blanc » (poids 400g et 430g), un rat de laboratoire « *Rattus norvegicus* » (Poids 230 g) et deux souris « les souris blanches » (poids 23g et 23g) ont été utilisés comme modèle animal. Les porcs sont généralement utilisés pour des études similaires, mais cet animal n'est pas disponible en Algérie (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.2. Synthèse climatique

L'environnement ainsi que le climat ont une influence très importante sur le développement des insectes. Par conséquent, les conditions de température et l'environnement auquel les stades immatures ont été exposés, doivent être reconstituées (Amendt et al., 2006, Sharanowski et al., 2008). Pour mesurer la température du corps ainsi que la température de la masse des larves nous avons utilisé un thermomètre à sonde numérique (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Notre expérience effectuée dans un champ ouvert « à l'extérieur » ; était sous l'influence de plusieurs paramètres météorologiques qu'il fallait prendre en considération (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Afin de pouvoir caractériser le climat de notre région, de nombreux indices ont été utilisés, dont les principaux paramètres retenus sont la température, l'humidité relative et la vitesse du vent ainsi que le taux de précipitations (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Un climat tempéré chaud est présent à Sétif. En hiver, les pluies sont bien plus importantes à Sétif qu'elles ne le sont en été. Sur l'année, la température varie de 19.5 °C. La moyenne des précipitations annuelles atteints 469 mm et la variation des précipitations entre le mois le plus sec et le mois le plus humide est de 47 mm. Le mois de Juillet est le plus chaud de l'année (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Le mois le plus froid de l'année est celui de Janvier avec une température moyenne de 4.5 °C, suivie par février avec une température moyenne de 10°C (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.3. Matériel utilisé

Pour la réalisation de ce travail, un matériel de terrain et un autre de laboratoire ont été utilisés (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.3.1. Matériel de terrain

Pour la réalisation de ce travail nous avons eu besoin de : (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Deux pigeons d'un poids corporel allant de 400 à 430 g, deux souris et un rat aussi du chloroforme (Trichlorométhane) pour l'euthanasie, une cage métallique avec des mailles de 2 cm de diamètre, un siège avec des mailles de 1 cm de diamètre et une autre cage pour le rat avec des mailles de 0,5 cm de diamètre avec une ouverture qui laisse passer les insectes; des gants chirurgicaux et bavette ; pinces souples en acier et pinces brucelles rigide ; des flacons et des récipients en plastique avec couvercle ; pièges pour les insectes volants ; filets fauchoir ; un appareil photos numérique et d'un thermomètre ; alcool ou bien formol à 10% pour conserver les larves (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.3.2. Matériel de laboratoire

Le matériel de laboratoire mis à notre disposition par le laboratoire de faculté consistait en : Loupe binoculaire (agrandissement 40x) pour pouvoir identifier les larves et les adultes diptères. Une boîte de pétri, un masque, Pinces, scalpel et ciseaux, Boîtes en plastiques pour l'élevage, Éthanol 70%, Épingles entomologiques, Gants et bavettes et de la viande fraîche sert pour la nourriture des larves, la gaze (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4. Méthodes

La méthodologie suivie comprend plusieurs volets à savoir, préparation et aménagement du terrain, sacrifice des animaux, collecte des insectes et larves, et transport et l'élevage des insectes selon les techniques rapportées par Smith (1986), Byrd et Astner (2005), Hamilton (2010), Gerrard (2012), Robert et Marquez-Graut (2012) et Wyss et Cherix (2013) (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.1. Préparation des animaux

Avec ces expérimentations précédemment citées, nous poursuivons plusieurs buts particuliers. Parmi ceux-ci, le premier est de déterminer l'arrivée des premières mouches nécrophages, ceci afin d'utiliser le développement des premières mouches nécrophages comme une estimation correcte de l'intervalle post-mortem. Deuxièmement, le suivi en direct de la colonisation du cadavre va nous permettre de connaître en détail les différences qui peuvent exister parmi les espèces que nous utilisons dans l'estimation de l'IPM (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Dimanche 11 février 2018, deux pigeons de 400 et 430 g sont égorgés et transportés sur le site. L'un des pigeons est placé dans une cage métallique individuelle grillagée à mailles fines de 2 cm x 2 cm. Cela permet l'accès des insectes tout en protégeant le cadavre des prédateurs éventuels. Alors que l'autre est recouvert d'un chiffon et a été déposé à même le sol (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Deux souris ont été euthanasiées le 19/03/2018 et 19/03/2018 à 10h en utilisant le Chloroforme. Les deux souris ont été placées au site, malheureusement les souris ont disparu, ce qui nous a obligé de le refaire de nouveau parce que nous ne les protégerons pas. Lesdites souris, nous ont été remises par le laboratoire de recherche par Mme Dahamna (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Nous avons mis les deux souris et un rat en contact direct avec le sol, le rat est protégé d'une cage métallique, et les deux souris en les protégeant par un grillage métallique de mailles d'un 1cm x 1cm de diamètre qui permettent l'accès des insectes au cadavre tout en empêchant les prédateurs d'y entrer (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.2. Protocole de collecte et étude des insectes

Durant ces expérimentations, on s'est intéressé à étudier le processus de la décomposition des cadavres, la faune cadavérique et la succession des différents insectes nécrophages en suivant un Protocole préalablement établi à partir de livres, de sites web et de thèses (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Le processus de décomposition est observé pendant la journée. Ainsi les échantillons sont prélevés une fois par jour (11h00 et 12h00) pour les deux premières semaines, ensuite trois fois par semaine (à 11h00) et ce, jusqu'au stade de squelettisation des cadavres (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Nos expérimentations apportent une contribution à la connaissance non seulement des espèces nécrophages stricto sensu, mais aussi de toutes les espèces qui, pour une raison ou une autre, peuvent se rencontrer sur un cadavre, il est important de prélever des représentants de tous les stades de développement et de toutes les espèces présentes (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.2.1. Les insectes adultes

Afin de collecter les spécimens pour les identifier, nous avons prélevé toutes les espèces présentes sur le cadavre, il faut recueillir les insectes de tous types et à divers stades de développement. Les insectes adultes ont été capturés à l'aide d'un filet fauchoir et d'un piège placé sur le cadavre, Les insectes rampants ont été récoltés directement par une pince et transférés vers des récipients en plastique. Chaque flacon est étiqueté avec la date, le numéro et le lieu de prélèvement (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Le piégeage est une méthode d'échantillonnage indispensable. Plusieurs pièges ont été utilisés pour la collecte des diptères nécrophages. Parmi ces pièges, nous avons utilisés les suivants :

III.4.2.1.1. Pièges attractifs

1. Piège barber

Un moyen de base pour la collecte des insectes du sol. Nous avons placé des récipients remplis de liquide attractif (l'eau sucrée) qui sert comme nourriture des adultes dans des trous creusés préalablement au ras du sol (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

2. Piège jaune

Composé d'un récipient jaune rempli d'eau et un peu de savon liquide installé juste à côté du cadavre, il nous permet de récolter de nombreux Diptères et même des Coléoptères. Car cette couleur du récipient intervient fortement. En effet, le jaune citron est une teinte très favorable qui attire les arthropodes (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.2.1.2. Pièges actifs

1. Filet fauchoir

Pour collecter les diptères adultes, il faut juste faucher autour de soi par un mouvement de va et vient tout autour de la cage (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

2. Collecte manuelle

A l'aide d'un récipient et une feuille de papier, on place un récipient transparent autour de l'insecte puis le faire glisser une feuille de papier afin de l'emprisonner entre le récipient et le papier (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.2.2. Les larves

Les échantillonnages ont été réalisés à différents niveaux tels les orifices naturels, surtout les yeux et le nez, les blessures (sites d'oviposition préférés), l'interface du cadavre et du substrat, les endroits où le liquide putride s'écoule, partout sur le corps où les larves peuvent avoir rampé pour se cacher (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Les prélèvements sont ensuite répartis en deux lots égaux: la première moitié sera conservée vivante dans des flacons percés d'orifices, tandis que la seconde partie sera fixée. Pour cela, on plonge les flacons dans l'eau bouillante (pendant 30s) afin de tuer immédiatement tous les individus. Les larves de diptères ne doivent pas être simplement placées dans un agent de conservation, tel que l'éthanol car l'immersion directe dans l'alcool cause l'assombrissement des larves, ce qui peut obstruer certains traits morphologiques, et diminue leur taille. Ce qui peut affecter les calculs d'âge basés sur la morphométrie. Puis on les remplit avec de l'alcool à soixante-dix pour cent. Cette méthode permet de garder une trace de l'état de développement des insectes au moment de leur prélèvement sur le corps et de conserver vivante l'autre moitié pour la mise en élevage. (Charbidze, 2008). Parmi les méthodes de piégeages, nous avons utilisés la suivante : (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.2.2.1. Pièges actifs

1. Collecte manuelle

A l'aide d'une pince entomologique et des cuillères jetables, des asticots ont été prélevés et même d'autres insectes qui se trouvaient sur les cadavres (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.3. Élevage des larves

Les flacons contenant des larves vivantes ont été acheminés à la maison pour l'élevage. Le fond des boites a été rempli de sable. Une tranche de poulet a été placée sur le sable pour la nourriture, sur laquelle ont été placées les larves (environ 40 larves de stade L2). Le contenu des boites a été ensuite humidifié avec de l'eau. Les boites ainsi préparées ont été recouvertes avec de la gaze. Ces élevages sont ainsi maintenus jusqu'à l'émergence des adultes. Quant aux mouches attrapées, les unes bleues et les autres vertes (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

III.4.4. Épinglage et Étiquetage

Les mouches nécrophages tuées sont généralement secs et prêtes à être piquées à l'aide d'aiguilles entomologiques sur une planche de polystyrène. Par la suite, ils sont identifiés à l'aide de divers clés d'identifications sous une loupe binoculaire. Chaque spécimen doit être muni d'une étiquette comportant le nom de l'espèce, le nom de lieu de découverte, la date de capture. (Boulkenafet, 2016 in Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.4.5. Étalage

Cette étape consiste à disposer certaines parties du corps de l'insecte de façon à faciliter son identification au moyen de plusieurs clés de détermination rapportées par (Lau, et al., 2016) (NOWAK, 2014) (Borror & White, 1970) (Jacques, Éric, & Frédéric, 2016) (Al-Shareef, 2016) (Szpila et al. 2008; Szpila et Villet, 2011; Szpila et al. 2013a, b ; Szpila et al. 2013) (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

IV. Présentation du site du travail 4

IV.1. Situation géographique

Le site choisi pour le déroulement de notre expérience, se localise dans la zone centre de la région de Sétif à 36°11'50"N 5°22'59". Il se trouve dans un champ ouvert situé près de la faculté de Technologie de l'Université Ferhat Abbas-Sétif 1 à une altitude de 1018m (Lazazga, 2019).

IV.2. Climat

Notre étude expérimentale s'est effectuée sur un terrain à l'air libre, sous l'influence de plusieurs facteurs climatiques. Les conditions de ce travail nécessitent la prise en considération les données météorologiques de la région d'étude. Les principaux facteurs climatiques retenus sont la température, le taux de précipitations, l'humidité relative, et la vitesse du vent. La période printanière qui correspond à la période de déroulement de notre expérimentation est caractérisée par un climat froid et humide (Lazazga, 2019).

IV.3. Matériel et méthodes de travail

La méthodologie suivie dans notre étude comprend plusieurs volets à savoir, la préparation et l'aménagement du terrain, le sacrifice de l'animal, la collecte des insectes, et l'élevage des larves (Lazazga, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

IV.3.1. Matériel et méthodes utilisés sur terrain

IV.3.1.1. Déroulement de l'expérimentation

Pour étudier le processus de la décomposition d'un cadavre, de la faune cadavérique et de la succession des différents insectes nécrophages nous avons suivi le protocole préalablement établi par le laboratoire d'Entomologie de l'institut national de criminologie et de criminalistique de Bouchaoui d'Alger (INCC/GN). De ce fait nous avons utilisé un lapin femelle d'un poids corporel de 3kg. La période de cette étude s'étale de 25/03/2019 au 16/05/2019 (Lazazga, 2019).

Un trou de 80cm x 80cm sur 10cm de profondeur a été creusé, dans lequel nous avons déposé un drap et recouvert de terre, afin d'empêcher la migration des larves à l'extérieur du dispositif conçu. Le tout couvert de cage métallique de 1m x 80cm x 60cm, grillagée avec des mailles de 2 cm de diamètre qui permettent l'accès des insectes tout en protégeant le cadavre des prédateurs éventuels. Le sacrifice du lapin a été effectué le 25/03/2019 à 11h du matin par égorgement, avec un couteau bien aiguisé. Immédiatement après leur mort, le cadavre a été déposé en contact direct avec le sol sur le drap et protégé par la cage (Lazazga, 2019).

IV.3.2. Matériel et méthodes de piégeage

Le piégeage est une méthode indispensable pour l'échantillonnage des insectes. En effet, plusieurs pièges ont été utilisés pour la collecte des insectes nécrophages (Lazazga, 2019).

IV.3.2.1. Pièges attractifs

A- Piège Barber

Dans le présent travail, 6 pots Barber sont installés autour de cadavre. Chaque piège est rempli d'eau salé jusqu'au tiers de sa hauteur. Les pots-pièges utilisés sont des boîtes de conserve récupérées de 1 dm³ de volume chacune. Celles-ci sont enterrées verticalement de façon à ce que leurs ouvertures se retrouvent au ras du sol (Lazazga, 2019).

B- Piège jaune

Dans la présente étude 5 pièges jaunes sont placés par terre autour du cadavre. Chacun de ces pièges est rempli à mi-hauteur d'eau. Comme mouillant une pincée de détergent est utilisée dans chaque piège (Lazazga, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

C- Piège attractif modifié

Après avoir déposé le cadavre sur le sol, nous avons mis au-dessus un piège capturant les insectes. Ce piège est une autre forme modifié par INCC/GN et qui a le même principe que le piège attractif d'Upton (1991) qui a été modifié par la suite en 1994 par **Wyss et Cherix (2013)**. Les insectes nécrophages pénètrent par des orifices en forme de cône à l'intérieur de ce piège qui est constitué d'une moustiquaire où ils se retrouvent coincés. Lorsqu'ils se déplacent vers le haut, ils seront bloqués dans une boîte de collection (Lazazga, 2019).

IV.3.2.2. Pièges actifs

A- Filet fauchoir

Pour collecter les diptères adultes, il faut juste faucher autour de soi par un mouvement de va et vient tout autour de la cage (Lazazga, 2019).

B- Collecte manuelle

A l'aide d'une pince entomologique et des cuillères, des asticots ont été prélevés et même d'autres insectes qui se trouvaient sur le cadavre (Lazazga, 2019).

IV.3.2.3. Prélèvement et conservation des insectes

Une vérification journalière du cadavre est obligatoire afin de prendre en photographies les différents stades de décompositions observés. Ainsi les échantillons sont prélevés une fois par jour (à 11h00) et ce, jusqu'au stade de squelettisation des cadavres (Lazazga, 2019).

A- Prélèvement des insectes adultes

Les insectes capturés par les différents pièges ont été récoltés directement par une pince et conservés dans l'éthanol à 70% avant l'identification (Lazazga, 2019).

B- Prélèvement des larves

Les larves ont été prélevées délicatement au-dessous du cadavre et dans les orifices naturels, le 10/04/2019 (après 17 jours) à l'aide d'une cuillère en métallique. Les larves ont été récoltées dans un pilulier muni d'un couvercle avec de petits trous recouverts de la gaze permettant la respiration lors du transport. Une étiquette comportant le la date, l'heure et le stade de développement a été collée (Lazazga, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

IV.3.3. Matériel et méthodes utilisés au laboratoire

Le long de notre étude expérimentale, l'identification et l'élevage des insectes nécrophages ont été effectués au niveau du laboratoire d'entomologie du département de médecine légale de INCC /GN (Lazazga, 2019).

IV.3.3.1. Préparation et identification des insectes adultes

Les insectes capturés lors de l'échantillonnage ont été lavés sous l'eau de robinet pour se débarrasser de l'éthanol, puis placés dans du papier absorbant pour les faire sécher et leur donner juste le taux d'humidité nécessaire pour faciliter leur manipulation (Lazazga, 2019).

L'identification des insectes adultes a été effectuée par nous- même en présence des spécialistes du laboratoire à l'aide d'un stéréo microscope avec caméra. Cette opération a été précédée par les étapes suivantes :

A- Étalage

Cette étape consiste à disposer certaines parties du corps de l'insecte de façon à faciliter son identification au moyen de plusieurs clés de détermination disponibles au niveau du laboratoire (Lazazga, 2019).

B- Épinglage

L'épingle a été placée dans le thorax du spécimen, l'endroit varie selon l'ordre auquel appartient l'insecte : (Lazazga, 2019).

- Chez les Hyménoptères et chez les Diptères, l'épingle a été placée légèrement à droite sur le mésothorax, entre les ailes.
- Chez les Coléoptères, l'épingle a été placée enfoncée dans le premier tiers de l'élytre.

C- Étiquetage

Après identification, les insectes sont placés sur une planche de polystyrène avec des étiquettes portant les informations sur chaque spécimen puis laissés sécher à l'air libre (Lazazga, 2019).

Élevage des larves

Les flacons contenant des larves vivantes ont été acheminés au laboratoire pour l'élevage le 11/04/2019. Le fond des boîtes de l'élevage a été rempli de sable. Une tranche de viande de bœuf a été placée sur le sable, sur laquelle ont été placées les larves (Lazazga, 2019).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

L'hydratation des larves a été assurée en les vaporisant quotidiennement avec de l'eau. Les boîtes ainsi préparées ont été recouvertes avec de la gaze. Sur ces boîtes, la date et l'heure de récolte, ainsi que le jour et l'heure de la mise en élevage, ont été mentionnées. Le suivi de l'élevage a été effectué quotidiennement (Lazazga, 2019).

Ces boîtes sont maintenues jusqu'à l'émergence des adultes dans une enceinte climatique thermo régulée à 22°C où règne une humidité relative de l'ordre de 70% pour 9 heures d'éclairage et 15 heures de l'obscurité. L'enregistreur de température allumé et programmé a été placé à proximité de chaque boîte (Lazazga, 2019).

La date de prélèvement, la date de la mise en élevage, le nom du manipulateur, la température et l'humidité de l'étuve ont été reportées sur une fiche de suivi d'élevage où sont notées l'heure et les nouvelles observations (Lazazga, 2019).

Quelques jours plus tard, l'émergence des adultes se produit, la boîte a été alors mise au congélateur à -20°C pendant 10 min afin d'immobiliser les adultes, puis ont été conservées dans de l'éthanol à 70% (Lazazga, 2019).

V. Présentation du site du travail 5

Notre travail consiste à récolter les insectes associés à la décomposition d'un cadavre de chien pour les identifier afin de connaître la faune cadavérique, selon un protocole expérimental suivi par le laboratoire de « Biosystématique et Ecologie des arthropodes » de l'université de Constantine 1 durant la période Février-Mai 2018 (Meskaldji & Abed, 2018).

1. La cage

Il s'agit d'une cage recouverte de grillage en fer avec de petites mailles pour faciliter l'accès des insectes et éviter l'attaque des prédateurs. Localisée dans un espace vert à l'air libre à proximité de notre laboratoire (Chaaberssas) (Meskaldji & Abed, 2018).

2. Le cadavre

Pour la réalisation de cette expertise nous avons eu besoin d'abattre un chien de 15kg, grâce au service d'abattage des chiens, puis nous l'avons mis en place dans la cage le 15/02/2018 (Meskaldji & Abed, 2018).

V.1. Matériel utilisé

Pour mener à bien cette expertise, nous avons utilisé un matériel de terrain et de laboratoire (Meskaldji & Abed, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

V.1.1. Sur terrain

Nous avons mis le cadavre dans une cage pour le protéger des prédateurs, nous avons également utilisé des bavettes et des gants pour notre propre protection. L'échantillonnage a été fait à l'aide des tubes en plastique pour la capture des adultes et des pinces métalliques pour le prélèvement des oeufs et des larves. Les boîtes de pétri ont été utilisées pour la conservation des larves. La température et l'hygrométrie ont été surveillées à l'aide d'une station météorologique placée à proximité de notre cage. Toutes les observations quotidiennes ont été notées sur un carnet (Meskaldji & Abed, 2018).

V.1.2. Au laboratoire

Les spécimens (adultes et larves) récoltés ont été mis dans le congélateur pour les faire tuer, puis sur un morceau de viande dans une boîte de culture des larves. Les adultes ont été épinglés sur des plaques en liège à l'aide d'épingles entomologiques pour enfin les identifier sous loupes binoculaires en se basant sur des clés d'identification disponibles au laboratoire (Meskaldji & Abed, 2018).

L'eau distillée et le sucre sont utilisés pour la nourriture des mouches adultes élevées dans des cages en bois recouvertes de tulle (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2. Méthodologie du travail

Les méthodes de travail utilisées, se divisent en trois étapes: La collecte des insectes sur terrain, le transport et enfin l'élevage et l'identification au laboratoire (Meskaldji & Abed, 2018).

Notre chien a été abattu par électrocution au centre d'abattage des chiens (Constantine), et a été transporté puis placé dans une cage installée près de notre laboratoire (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.1. Terrain

Nous avons fait des sorties sur terrain quotidiennement, deux fois par jour pour procéder aux prélèvements et noter les observations et tous les détails ainsi que les conditions climatiques en indiquant le lieu, la date et l'heure du prélèvement (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.1.1 Prélèvements et conservation

Les adultes ont été capturés directement du cadavre en utilisant des tubes en plastique, puis ramenés au laboratoire pour les identifier (Meskaldji & Abed, 2018).

Les larves ont été prélevées délicatement en dessous du cadavre, au niveau des orifices naturels et sur la partie ventrale et anale durant plusieurs jours. Elles ont été réparties en deux

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

flacons dont l'un destiné pour l'élevage et l'autre pour l'identification (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.2. Laboratoire

V.2.2.1. Préparation des insectes

Les adultes capturés ont été tués par congélation. Chaque spécimen a été piqué selon l'ordre de sa classification puis épinglé sur des plaques en lièges. Après l'épinglage, deux étiquettes ont été fixées pour chaque spécimen portant les informations nécessaires (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.2.2. Identification

Après fixation, les spécimens ont été mis sous loupe binoculaire pour être identifiés à l'aide des clés d'identification disponibles au niveau de notre laboratoire (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.3. Collaboration avec l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie nationale 'INCC-GN'

La confirmation de l'identification a été faite par Mr TOUMI au niveau du laboratoire de l'INCC-GN à l'aide des clés d'identification (keys for identification of european and mediterranean Diptera of forensic importance.) (Meskaldji & Abed, 2018).

V.2.3.1. Elevage des larves

L'élevage a pour objectif d'identifier les spécimens qui avaient pondu leurs oeufs sur le cadavre et ainsi que le cycle biologique (Meskaldji & Abed, 2018).

VI.1. Présentation du site du travail 6

Le site choisit pour le déroulement de notre expérience, à savoir sacrifice des animaux, prélèvement des larves, pupes et insectes se trouve au lieu dit Akabaou à l'ouest de DARGUINA, wilaya de Bejaia à une altitude de 163 m. L'élevage a été effectué au niveau du laboratoire de l'université A.MIRA de Bejaia. L'identification de la faune cadavérique a été effectuée au niveau du laboratoire d'entomologie de l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC /GN), Bouchaoui-Alger (Abdoune & Achour, 2018).

VI.2. Conditions climatiques

Notre expérience a été effectuée à l'extérieur ; donc sous l'influence de plusieurs paramètres météorologiques qu'il fallait prendre en considération. Afin de pouvoir caractériser le climat de cette région, les principaux paramètres retenus sont ; la température,

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

l'humidité relative, la vitesse du vent ainsi que le taux de précipitations (Abdoune & Achour, 2018).

La période hiverno-printanière est caractérisée par un climat froid et humide, avec une température moyenne enregistrée de 13°C, alors que le taux d'humidité variait entre 75% et 90%. Les précipitations moyennes journalières étaient de 6mm, alors que la vitesse maximale du vent a atteint parfois 52Km/h (Abdoune & Achour, 2018).

VI.3. Matériel utilisé

VI.3.1. Matériel de terrain

Pour la réalisation de ce travail nous avons eu besoin de cinq lapins albinos, un couteau bien aiguiser, des Cages métalliques avec des mailles de 2 cm de diamètre qui laissent passer les insectes, des gants et bavettes, cuillères, pièges pour les insectes volants, filet fauchoir, un appareil photos numérique et un thermomètre (Abdoune & Achour, 2018).

VI.3.2. Matériel de laboratoire

Pour l'élevage, nous avons eu besoin de flacons et récipients en plastique avec couvercle, viande rouge. Alors que pour la conservation nous avons utilisé l'éthanol 70% (Abdoune & Achour, 2018).

VI.3.3. Matériel d'identification

Pour l'identification des insectes et des larves, le laboratoire d'entomologie de l'institut national de criminologie et de criminalistique a mis à notre disposition, des loupes binoculaires (Agrandissement 50x), Pincettes, et aiguilles, ainsi que des clés d'identification (Abdoune & Achour, 2018).

VI.4. Protocole suivie sur terrain

Cinq lapins de 2 à 3kg ont été achetés d'une ferme d'élevages à la localité d'Ait smail (Bejaia) puis transportés vers le site d'expérimentation à DARGUINA (zone forestière) (Abdoune & Achour, 2018).

Un trou de 1mx1m sur 8cm de profondeur a été creusé, dans lequel nous avons déposé un drap et recouvert de terre, afin d'empêcher la migration des larves à l'extérieur du dispositif conçu. Le tout couvert de cages métalliques de 50cm x 80cm, grillagée à mailles fines permettent l'accès des insectes tout en protégeant les cadavres des prédateurs éventuels (Abdoune & Achour, 2018).

Le sacrifice des lapins a été effectué par égorgement, sur le dispositif conçu décrit précédemment, le 03/03/2018 à 10h du matin avec un couteau bien aiguisé (Abdoune & Achour, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

Immédiatement après leur mort, les cadavres ont été aussitôt recouverts de cages (Abdoune & Achour, 2018).

Une vérification journalière du cadavre est obligatoire afin de prendre en photographies les différents stades de décompositions observés (Abdoune & Achour, 2018).

VI.4.1. Prélèvements, conditionnement et acheminement

Avant de procéder aux prélèvements nous nous sommes équipées du matériel de protection individuelle (gant et bavette) (Abdoune & Achour, 2018).

VI.4.1.1. Prélèvement des insectes adultes

Pour collecter les diptères adultes ; plusieurs méthodes de piégeages ont été utilisées. Les Prélèvement ont été effectués chaque jour pendant 10 jours (Abdoune & Achour, 2018).

VI.4.1.2. Prélèvement des larves

Les prélèvements des larves et des pupes ont été effectué à partir des cadavres, le 12/03/2018 (après 10 jours) à l'aide d'une cuillère en plastique (Abdoune & Achour, 2018).

Les larves ont été récoltées dans un pilulier muni d'un couvercle avec de petits trous recouverts de la gaze permettant la respiration lors du transport. Une étiquette comportant le lieu, la date, l'heure et le stade de développement a été collée. Pour une identification ultérieure au niveau du laboratoire de l'INCC/GN, une dizaine de larves a été conservée dans l'alcool à 70% (Abdoune & Achour, 2018).

VI.5. Protocole suivie au laboratoire

VI.5.1. Elevage

Les larves vivantes ont été acheminées au laboratoire pour élevage. Le fond des boites a été rempli de terre. Une tranche de viande de bœuf a été placée, sur laquelle les larves ont été déposées. L'hydratation des larves a été assurée en les vaporisant quotidiennement avec de l'eau (Abdoune & Achour, 2018).

Deux élevages ont été effectués au niveau du laboratoire de l'université de Bejaia à température ambiante (Abdoune & Achour, 2018).

Quelques jours plus tard, l'émergence des adultes se produit, la boite à été alors mise au congélateur à -20°C pendant 10 min afin d'immobiliser les adultes, puis ont été conservées dans de l'éthanol à 70% (Abdoune & Achour, 2018).

VI.5.2. Épinglage

L'épingle a été placée dans le thorax du spécimen, l'endroit varie selon l'ordre auquel appartient l'insecte : (Abdoune & Achour, 2018).

Chapitre 02 : Matériels et Méthodes

-Chez les Hyménoptères et chez les Diptères, l'épingle a été placée légèrement à droite sur le mésothorax, entre les ailes.

- Chez les Coléoptères, l'épingle a été enfoncée dans le premier tiers de l'élyt.

VI.5.3. Identification

L'identification des diptères adultes a été effectuée au niveau de l'INCC/GN par nous même en présence des spécialistes du laboratoire d'entomologie à l'aide d'un stéréo microscope avec caméra (Abdoune & Achour, 2018).

VI.5.4. Étiquetage

Après identification, les insectes ont été placés sur une planche de polystyrène avec des étiquettes portant les informations sur chaque spécimen puis laissés sécher à l'air libre (Abdoune & Achour, 2018).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

I. Présentation du site expérimentale

L'expérimentation a été réalisée dans deux zones :

Ain Azel est une commune de la wilaya de Sétif, située à 50 km au sud de Sétif. Coordonnées géographiques est de (35° 50' 36" Nord, 5° 31' 19" Est), Altitude 916 m, Latitude: 35.8434m, Longitude: 5.522m, le site est présenté dans les Figures (07) (Aittou & Difallah, 2019).



Figure08: Coordonnées géographiques d'Ain Azel (Aittou & Difallah, 2019).

Bellaa est une commune de la wilaya de Sétif en Algérie, située à 47 km à l'est de Sétif. Les Coordonnées géographiques de Bellaa (36° 12' 9" Nord, 5° 51' 13" Est). Latitude : 36.2026, Longitude : 5.85365, le site est présenté dans les Figures (09) (Aittou & Difallah, 2019).

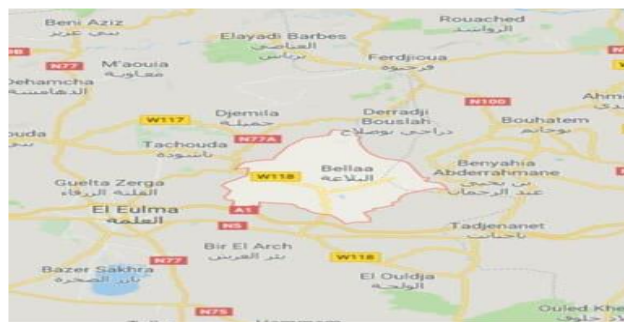


Figure09 : Coordonnées géographiques de Bellaa (Aittou & Difallah, 2019)

I-2. Synthèse climatique

Le territoire de la wilaya de Sétif se caractérise par un climat subtropical humide chaud sans saison sèche (CFA) selon la classification de Koppen au centre, au Sud à Ain Azel possède un climat semi-aride sec et froid et un climat méditerranéen avec un été chaud vers l'ouest dans la zone de Bellaa (Aittou & Difallah, 2019).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

I-3. Inventaire et identification des espèces adultes capturées

Durant toute la période de notre étude allant du 27/03/2019 jusqu'au 06/07.2019, un total de 384 spécimens ont été capturés répartis en deux grands ordre Diptères et Coléoptères. Ces derniers sont repartis en plusieurs espèces, les résultats sont reportés dans le (tableau 02) et (Figure10) (Aittou & Difallah, 2019).

Tableau02 : L'identification de l'espèce adulte capturée (Aittou & Difallah, 2019).

Lapin	Prélèvement	Nombre des spécimens identifié	Espèce
Lapin 01	30/03/2019	09	- <i>Calliphora vicina</i> (05) - <i>Musca domestica</i> (04) non nécrophage
	02/04/2019	16	- <i>Calliphora vicina</i> (10) - <i>Musca domestica</i> (06) non nécrophage
	03/04/2019	20	- <i>Calliphora vicina</i> (08) - <i>Calliphora vomitoria</i> (05) - <i>Musca domestica</i> (07) non nécrophage
	04/04/2019	09	- <i>Piophilha casei</i> (05) - <i>Musca domestica</i> (04) non nécrophage
	10/04/2019	16	- <i>Calliphora vicina</i> (12) - <i>Lucilia caesar</i> (04)
	23/05/2019	04	- <i>Hymenoptera</i> /parasitoïde
	15/06/2019	/	/
	07/07/2019	10	- <i>Calliphora vicina</i> (08) - <i>Lucilia caesar</i> (02)

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Lapin 02	30/03/2019	08	- <i>Calliphora vicina</i> (03) - <i>Blaps.sp</i> (01) non nécrophage - <i>Musca domestica</i> (04) non nécrophage
	10/04/2019	09	- <i>Calliphora vicina</i> (06) - <i>Musca domestica</i> (03)
	10/05/2019	13	<i>Calliphora vicina</i> (03) - <i>Hymenoptera/ formicidae</i> (10) non nécrophage
	13/05/2019	02	- <i>Forficula auricularia</i> (1) non nécrophage
Lapin 03	29/03/2019	19	- <i>Calliphora vomitoria</i> (08) - <i>Musca domestica</i> (06) non nécrophage - <i>Lucilia caesar</i> (05)
	01/04/2019	20	- <i>Piophilila casei</i> (06) - <i>Calliphora vomitoria</i> (04) - <i>Musca domestica</i> (08) non nécrophage - <i>Lucilia caesar</i> (02)
	14/04/2019	10	- <i>Histeridae</i> (03) - <i>Calliphora vomitoria</i> (03) - <i>Musca domestica</i> (04) non nécrophage
	18/04/2019	15	- <i>Creophilus maxillosus</i> (03) - <i>Calliphora vomitoria</i> (05) - <i>Musca domestica</i> (07) non nécrophage
	10/05/2019	32	- <i>Calliphora vomitoria</i> (12)

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

			- <i>Hymenoptera /formicidae</i> (20)
	15/05/2019	16	- <i>Calliphora vomitoria</i> (08) - <i>Tenebrionidae</i> (05) non nécrophage - <i>Musca domestica</i> (03) non nécrophage
	23/05/2019	08	- <i>Calliphora vomitoria</i> (04) - <i>Timarcha tenebricosa</i> (02) - <i>Lucilia caesar</i> (02)
	30/05/2019	11	- <i>Xantholinus.sp</i> (05) - <i>Dermestes frischii</i> (06)
	08/06/2019	03	Araignée non nécrophage
Lapin 04	29/03/2019	18	- <i>Calliphora vomitoria</i> (07) - <i>Musca domestica</i> (08) non nécrophage - <i>Lucilia caesar</i> (03)
	01/04/2019	26	<i>Calliphora vomitoria</i> (10) - <i>Musca domestica</i> (12) non nécrophage - <i>Piophilha casei</i> (04)
	17/04/2019	30	- <i>Calliphora vomitoria</i> (11) - <i>Musca domestica</i> (15) non nécrophage - <i>Histeridae</i> (04)
	18/04/2019	13	<i>Calliphora vomitoria</i> (06) - <i>Musca domestica</i> (04) - <i>Creophilus maxillosus</i> (02) - <i>Lachnaia pubescens</i> (01) non nécrophage
	10/05/2019	20	- <i>Calliphora vomitoria</i> (04) - <i>Hymenoptera /formicidae</i> (16)

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

			<i>non nécrophage</i>
	15/05/2019	06	<i>Tenebrionidae (06) non nécrophage</i>
	23/05/2019	03	<i>-Timarcha tenebricosa (03)</i>
	30/05/2019	16	<i>Calliphora vomitoria (05)</i> <i>-Xantholinus.sp (03)</i> <i>- Histeridae (06)</i> <i>-Dermestes frischii (02)</i>

Nombre d'individus et fréquences centésimales des familles identifiées

Le tableau (02) met en évidence le nombre d'individus par familles. Pour les 10 familles d'insectes mais pas forcément nécrophages comme c'est le cas des Tenebrionidae. On constate que la famille mieux représentée est celle des Calliphoridae avec 144 spécimens à Ain Azel et 12 spécimens à Bellaa, suivie des Muscidae représentée par 92 spécimens à Ain Azel et 07 spécimens à Bellaa, et les Hymenopterae avec 60 spécimens à Ain Azel et 20 spécimens à Bellaa ; Les individus appartenant aux autres familles sont faiblement représentés (Aittou & Difallah, 2019).

Tableau 03 : Nombre de spécimens par familles et Fréquences relatives respectives (Aittou & Difallah, 2019).

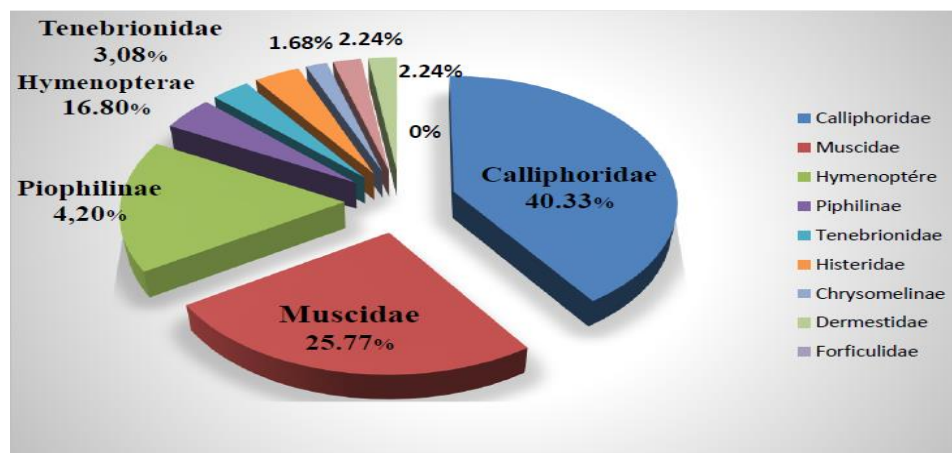
	Ain Azel		Bellaa	
	N. ind	FR (%)	N. ind	FR (%)
Familles /Ordre				
Calliphoridae	144	40.33	12	28.57
Muscidae	92	25.90	07	16.66
Hymenopterae	60	16.80	20	47.61

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Piophilidae	15	4.20	00	00
Tenebrionidae	11	3.08	01	2.38
Histeridae	13	3.64	00	00
Chrysomelidae	06	1.68	00	00
Staphylinidae	08	2.24	00	00
Dermestidae	08	2.24	00	00
Forficulidae	00	00	02	4.76
Total	357	100%	42	100%

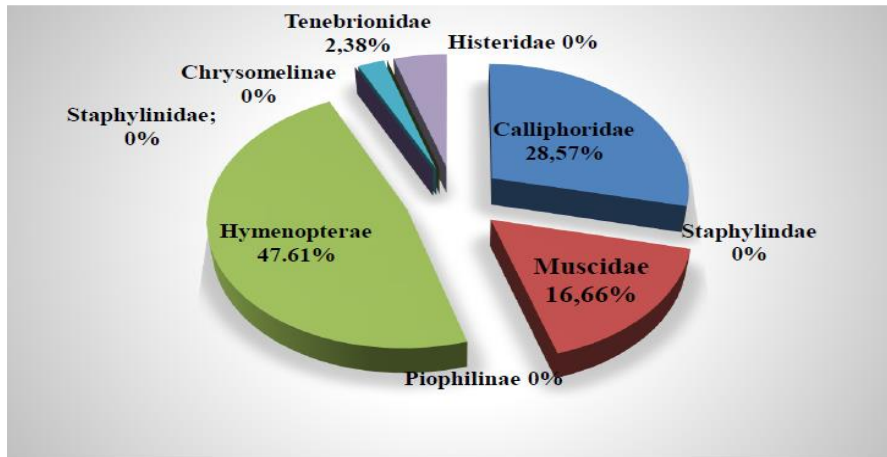
Ainsi, comme le montre la diagramme 01, les Calliphoridae sont les plus abondants par leur abondance soit 40.33 % à Ain Azel et 28.57% à Bellaa, les Muscidae avec 25,90 % à Ain Azel et 16.66% à Bellaa et les Hymenopterae sont présents avec 16.80 % à Ain Azel et 47.61% à Bellaa. (Aittou & Difallah, 2019).

Diagramme 01 : Représente l'abondance relative des insectes nécrophages à Ain Azel (Aittou & Difallah, 2019).



Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Diagramme 02 : Représente l'abondance relative des insectes nécrophages à Bellaa (Aittou & Difallah, 2019).



II. Région d'étude

II.1 Site d'étude

Cette étude a été effectuée dans un champ ouvert situé près de laboratoires de recherche des sciences de la vie, l'Université Ferhat Abbas Sétif (Aillane., Benzaoui & Bouchelghoum, 2019).



Figure10: Situation géographique de site d'expérimentation (Aillane & al, 2019)

II.2. Synthèse climatique

Le climat de la wilaya de Sétif est de type Méditerranéen continental semi -aride caractérisé par une saison hivernale pluvieuse et fraîche et une saison estivale, sèche et chaude. Le mois le plus pluvieux est avril et le plus sec est juillet. Les données climatiques utilisées proviennent du centre météorologique de Sétif. (Aillane., Benzaoui & Bouchelghoum, 2019).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

II-3. Inventaire et identification des espèces adultes capturées

Durant toute la période de notre étude allant du 27/04/2019 jusqu'au 16/05/2019, un total de 70 spécimens ont été capturés, on a utilisé diverses clés pour l'identification des adultes. (Dierl et Ring, 2009). ((Wyss et Cherix, 2006). (Gallimard, 1963). (Lechevalier, 1977, in Aillane & Benzaoui, 2019).

Les résultats de l'identification sont donnés dans le tableau ci-dessous :

Tableau 04: Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Aillane & al, 2019).

Ordres	Familles	Espèces	NB
Diptères	Calliphoridae	<i>Lucilia caesar</i>	16
		<i>Lucilia sericata</i>	13
		<i>Calliphora vicina</i>	14
	Sarcophagidae	<i>Sarcophagacarnaria</i>	03
	Muscidae	<i>Muscinastabulans</i>	03
Coléoptères	Silphidae	<i>Tanathophilus sinuatus</i>	04
	<i>Tenebrionidae</i>	<i>Blaps mostisaga</i>	07
Hyménoptères	Formicidae	<i>Lasius niger</i>	04
		<i>Solenopsis invicta</i>	04
	Vespidae	<i>Vespa germanica</i>	02

En vertu du tableau ci-dessus le nombre de diptères est majoritaire avec 70%, suivie de la présence des coléoptères, des hyménoptères à des proportions respectives (16%, 14%). Les familles des diptères les plus

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

fréquents sont : Calliphoridae (88%), suivie par Sarcophagidae, et les muscidae (6%,6%) (Aillane., Benzaoui & Bouchelghoum, 2019).

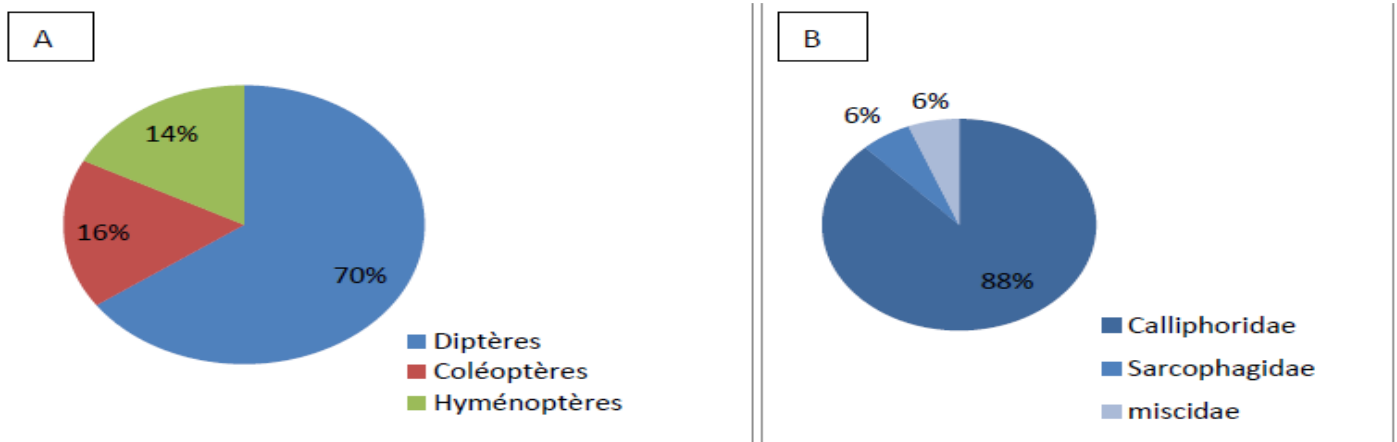


Figure 11 : Répartition(A) des ordres capturés(B) des diptères capturés (Aillane & al, 2019).

III. Site d'étude

Cette étude a été effectuée dans un champ ouvert situé près de la faculté de sciences de la nature et de la vie, l'Université Ferhat Abbas Sétif 1. C'est une université publique située à 6,6 km du chef-lieu de Wilaya de Sétif, qui située à 270 km à l'est d'Alger. Le lieu d'expérimentation a une altitude de 1024m au-dessus du niveau de la mer. (36°12'08.1"N 5°22'00.5"E) (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.1. Synthèse climatique

L'environnement ainsi que le climat ont une influence très importante sur le développement des insectes. Par conséquent, les conditions de température et l'environnement auquel les stades immatures ont été exposés, doivent être reconstituées (Amendt et al., 2006, Sharanowski et al., 2008). Pour mesurer la température du corps ainsi que la température de la masse des larves nous avons utilisé un thermomètre à sonde numérique.

Notre expérience effectuée dans un champ ouvert « à l'extérieur » ; était sous l'influence de plusieurs paramètres météorologiques qu'il fallait prendre en considération (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Afin de pouvoir caractériser le climat de notre région, de nombreux indices ont été utilisés, dont les principaux paramètres retenus sont la température, l'humidité relative et la vitesse du vent ainsi que le taux de précipitations (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Un climat tempéré chaud est présent à Sétif. En hiver, les pluies sont bien plus importantes à Sétif qu'elles ne le sont en été. Sur l'année, la température varie de 19.5 °C. La moyenne des précipitations annuelles atteints 469 mm et la variation des précipitations entre le mois le plus sec et le mois le plus humide

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

est de 47 mm. Le mois de Juillet est le plus chaud de l'année. Le mois le plus froid de l'année est celui de Janvier avec une température moyenne de 4.5 °C, suivie par février avec une température moyenne de 10°C (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

III.3. Identification des spécimens

Nous avons utilisé diverses clés pour l'identification des larves et adultes (Szpila et al. 2008; Szpila et Villet, 2011; Szpila et al. 2013a, b ; Szpila et al. 2013), (witworth, 2010), (Gennard, 2007), (Wyss et Cherix, 2006), (Greenberg et Kunich, 2002), (Rognes, 1998 in Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Durant toute la période de notre étude allant du 11/02/2018 jusqu'au 20/05/2018, un total de 50 Spécimens ont été capturés repartis en dix-huit familles (tableau 5). L'identification des individus capturés a révélé la présence de 11 espèces dont 5 appartenant à l'ordre des diptères (Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae) et 5 espèces à l'ordre des Coléoptères (Staphylinidae, Histeridae, Curculionidae et Tenebrionidae). (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Tableau 05: Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

Ordres	Familles	Espèces	N
Coleoptera	Staphylinidae	<i>Ocypus olens</i>	2
	Tenebrionidae	<i>Tenebrio molitor</i>	1
		<i>Pinelia bipuncata</i>	1
	Histeridae	<i>Hister sp</i>	3
	Curculionidae	<i>Opatrum sabulosum</i>	1
	F : F.indét	<i>E : sp.indét</i>	5
Hymenoptera	Formicidae 1		1
	Vespidae	<i>Vespula germanica</i>	2
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	18
		<i>Calliphora vomitoria</i>	3
		<i>Lucilia sericata</i>	3
	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga carnaria</i> 2	2
	Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	2
Aranea	F : F.indét	<i>E : sp.indét</i>	4

N : nombre d'individus

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Nos résultats montrent que les Diptères étaient les prédominants avec le taux plus élevé (59%), suivie par la présence de Coléoptères, des Araignées et des Hyménoptères à des proportions respectives (27% ; 8% et 6%), Pendant la saison hiverno-printanière, les familles de Diptères les plus fréquentes étaient les Calliphoridae (86%), suivies par les Sarcophagidae (7%), les Muscidae (7%) (Figure12) (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

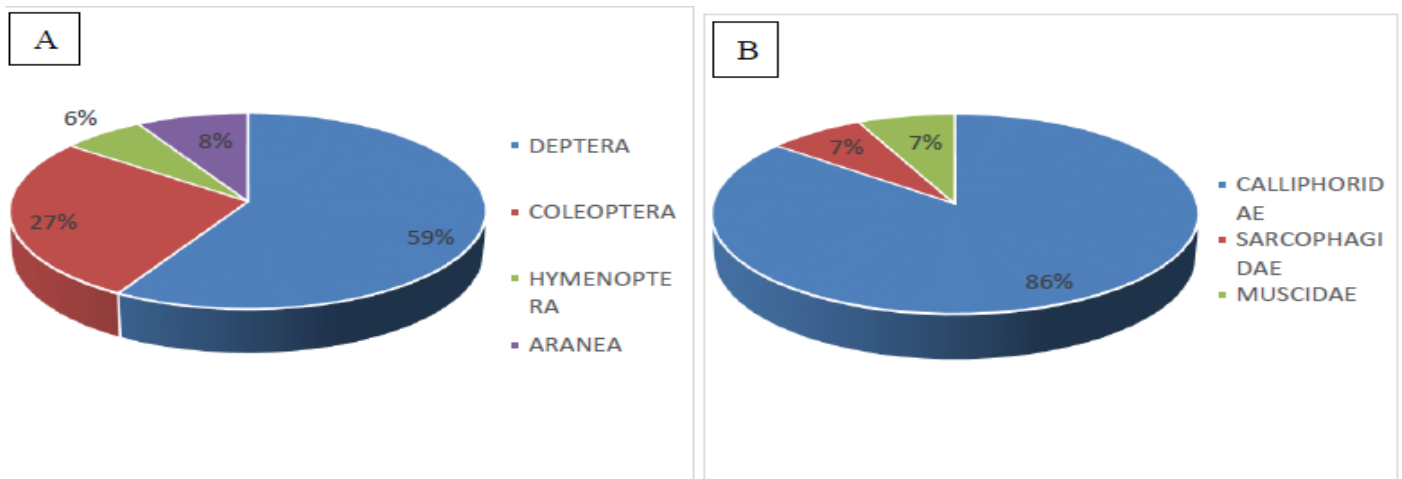


Figure 12 : Répartition (A) des ordres capturés (B) des diptères capturés (Bousafsaf & Boufafa, 2018).

IV. Présentation du site d'étude

IV.1. Situation géographique

Le site choisi pour le déroulement de notre expérience, se localise dans la zone centre de la région de Sétif à $36^{\circ}11'50''N$ $5^{\circ}22'59''$. Il se trouve dans un champ ouvert situé près de la faculté de Technologie de l'Université Ferhat Abbas-Sétif 1 à une altitude de 1018m (Fig.13) (Lazazga, 2019).



Figure 13 : Localisation du site d'expérimentation dans la région de Sétif (Lazazga, 2019).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

IV.2. Climat

Notre étude expérimentale s'est effectuée sur un terrain à l'air libre, sous l'influence de plusieurs facteurs climatiques. Les conditions de ce travail nécessitent la prise en considération les données météorologiques de la région d'étude. Les principaux facteurs climatiques retenus sont la température, le taux de précipitations, l'humidité relative, et la vitesse du vent. La période printanière qui correspond à la période de déroulement de notre expérimentation est caractérisée par un climat froid et humide (Tab.6) (Lazazga, 2019).

Tableau 6. Les données météorologiques enregistrées journalièrement à Sétif (25/03/2019 au 16/05/2019)

Tm°C : Température moyenne journalière. Pm : Précipitation moyenne journalière. H% : taux d'humidité.

Vmax : Vitesse maximale du vent.) (Lazazga, 2019).

Tm°C	Pm (mm)	H% le taux d'humidité	Vmax (m/s)
10,7°C	11,76 mm	31,9% à 87,1%	18m/s

IV-3 Inventaire des espèces nécrophages capturées

Durant toute la période de cette étude allant du 25/03/2019 au 16/05/2019, un total de 288 spécimens a été récolté. Les insectes sont répartis en quatre familles différentes comprenant 9 espèces appartenant à l'ordre des Diptères (Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae et Fanniidae) et deux familles appartenant à l'ordre des Coléoptères (Trogidae, Silphidae) et une famille appartient à l'ordre des Hyménoptères (Ptéromalidae) (Tab.7) (Lazazga, 2019).

Tableau 07 : Ensemble des espèces récoltées près des cadavres (Lazazga, 2019).

Stade	Période	Ordre	Famille	Espèce	Nombre
Frais	Du 25/03/2019 au 02/04/2019	Diptera	Calliphoridae	* <i>Calliphora vicina</i> * <i>Lucilia sericata</i>	59 4
			Muscidae	<i>Musca sp</i>	10

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Gonflé	Du 3/04/2019 au 5/04/2019	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	44
				<i>Lucilia sericata</i>	12
				<i>Calliphora subalpina</i>	2
			Sarcophagidae	<i>Wohlfahrtia nuba</i>	7
			Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	2
			Fannidae	<i>Fannia canicularis</i>	7
		Hymenoptera	Ptéromalidae	<i>sp</i>	9
		Coleoptera	Trogidae	<i>sp</i>	19
Pourri ,	Du 06/04/2019 au 16/04/2019	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	39
				<i>Lucilia sericata</i>	2
				<i>Lucilia silivarum</i>	1
			Fannidae	<i>sp</i>	8
			Muscidae	<i>sp</i>	18
	Hymenoptera	Ptéromalidae	<i>sp</i>	8	
	Coleoptera	Trogidae	<i>sp</i>	15	
Desséché	Du 17/04/2019 Au 16/05/2019	Coleoptera	Silphidae	<i>sp</i>	10

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Les résultats de cette étude montrent que les Diptères étaient les prédominants avec le taux plus élevé (79%), suivie par la présence des Coléoptères et des Hyménoptères à des proportions respectives (15% et 6%) (Fig.14) (Lazazga, 2019).

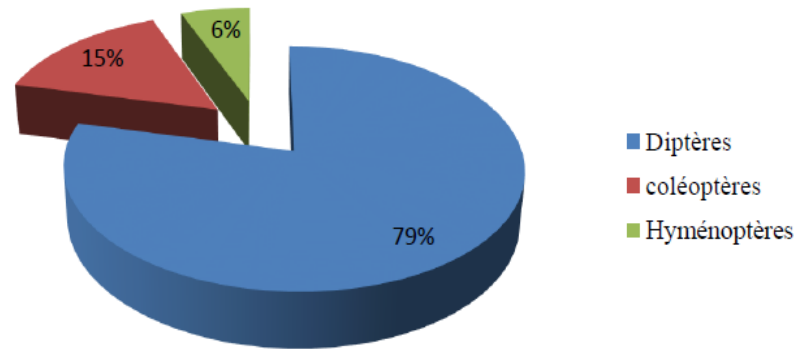


Figure 14 : Pourcentage globale des Ordres recensés sur le cadavre (Lazazga, 2019).

A- Ordre des Diptères

Pendant la saison printanière, les familles de Diptères les plus fréquentes étaient les Calliphoridae (71%), suivies par les Muscidae (13%), les Sarcophagidae (8%), et les Fanniidae (8%) (Fig.15) (Lazazga, 2019).

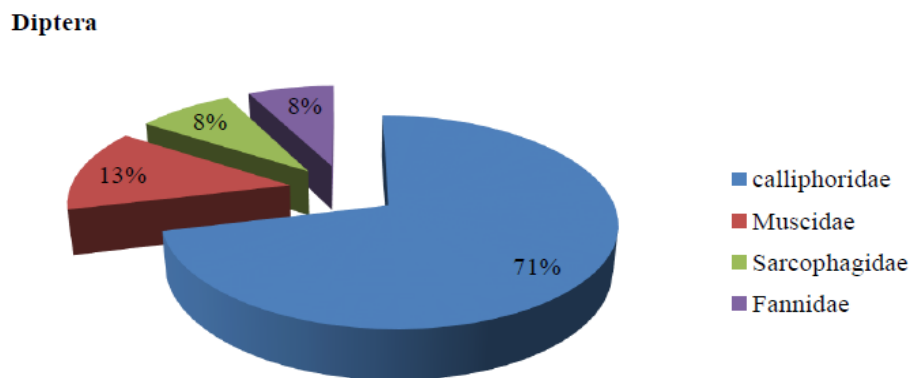


Figure 15 : Pourcentage globale des familles de Diptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019).

Les espèces les plus fréquentes appartenant à cet ordre étaient *Calliphora vicina* avec 71% et *Lucilia sericata* 9% (Fig.16) (Lazazga, 2019).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

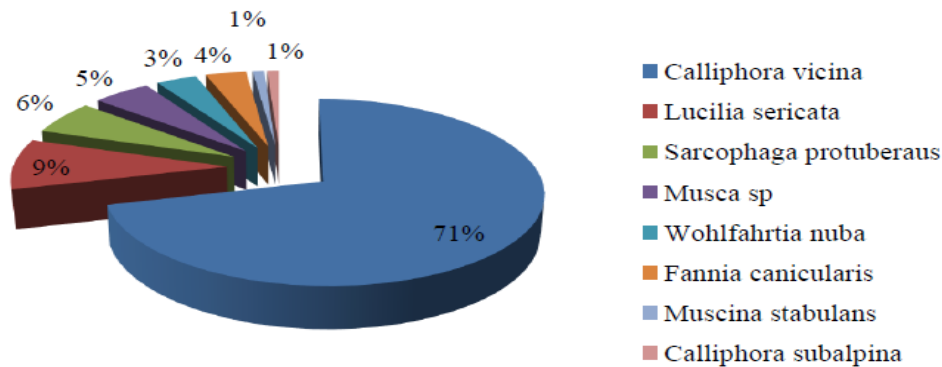


Figure 16 : Pourcentage globale des espèces de Diptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019).

B- Ordre des Coléoptères

Les familles de Coleoptera les plus fréquentes étaient les Trogidae (77%), les Silphidae (23%) (fig.17).

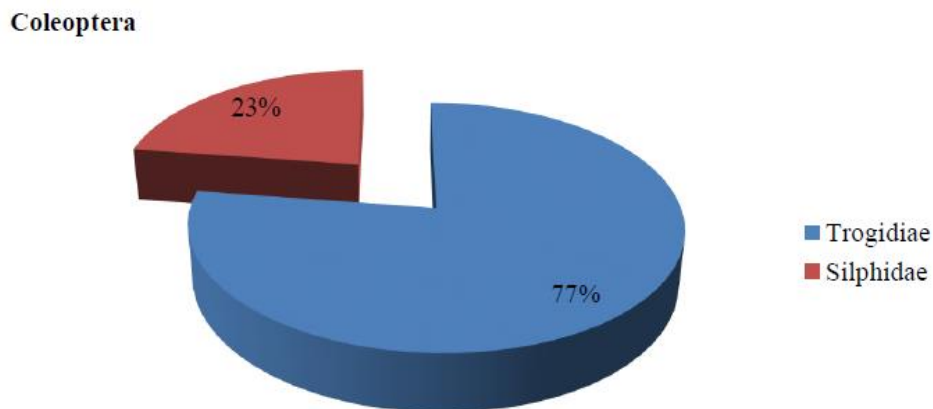


Figure 17 : Pourcentage globale des familles du coléoptères recensées sur le cadavre (Lazazga, 2019).

C- Ordre de Hyménoptères

L'ordre des Hyménoptères est faiblement représenté par rapport aux deux précédents avec un total de 17 spécimens appartenant à la seule famille des Pteromalidae (Lazazga, 2019).

V- Site d'étude

Notre expertise s'est déroulée à proximité de notre laboratoire de « Biosystématique et écologie des arthropodes » durant la période Février-Mai 2018 (Meskaldji & Abed, 2018).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Au cours de notre étude, nous avons pu prélever 1135 spécimens (adultes et larves) sur notre cadavre et tout autour de lui. Nous avons suivi les différentes phases de sa décomposition durant toute la période expérimentale à savoir du 15/02 au 26/04/2018. Les différentes observations ont été notées quotidiennement (date de prélèvement, conditions climatiques et l'état du cadavre). Nous avons également fait l'élevage des larves de Diptères au niveau du laboratoire à une température ambiante « 24°C » pour suivre leur cycle de développement et ainsi que pour la fabrication d'une farine destinée à nourrir les plantes (Meskaldji & Abed, 2018).

Enfin nous avons identifié les spécimens récoltés à l'aide des clés d'identification disponibles au laboratoire. Dans ce chapitre nous allons procéder aux résultats obtenus (Meskaldji & Abed, 2018).

V-1- Inventaire de la faune nécrophage

L'identification a révélé la présence de 20 espèces appartenant à trois ordres (Diptère, Coléoptère et Hyménoptère) (Tableau 8) (Meskaldji & Abed, 2018).

Tableau 08.Liste des insectes nécrophages visitant le cadavre (Meskaldji & Abed, 2018).

Ordre	Familles	Genre	Espèces
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora</i>	<i>Calliphora vicina</i> (Robineau Desvoidy, 1830).
		<i>Lucilia</i>	<i>Lucilia sericata</i> (Meigen, 1826)
	Anthomyiidae	<i>Anthomyia</i>	<i>Anthomyia pluvialis</i> (Linnaeus, 1758).
	Muscidae	<i>Musca</i>	<i>Musca domestica</i> (Linnaeus, 1758).
	Fanniidae	<i>Fannia</i>	<i>Fannia sp</i>
	Piophilidae	/	/
	Silphidae	<i>Thanatophilus</i>	<i>Thanatophilus rugosus</i> (Linnaeus, 1758).
		<i>Necrodes</i>	<i>Necrodes littoralis</i> (Linnaeus, 1758).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Coléoptère	Staphylinidae	<i>Creophilus</i>	<i>Creophilus maxillosus</i> (Linnaeus, 1758).
		<i>Ontholestes</i>	<i>Ontholestes sp</i>
		<i>Philonthus</i>	<i>Philonthus sp</i>
	Histeridae	<i>Saprinus</i>	<i>Saprinus semistriatus</i> (Scriba, 1790)
		<i>Margarinotus</i>	<i>Margarinotus brunneus</i> (Fabricius, 1775) <i>Margarinotus ventralis</i> (Marseul, 1854).
	Dermestidae	<i>Dermestes</i>	<i>Dermestes frischii</i> (Kugelann, 1792).
	Trogidae	<i>Trox</i>	<i>Trox sabulosus</i> (Linnaeus, 1758) <i>Trox scaber</i> (Linnaeus, 1767)
	Cleridae	<i>Necrobia</i>	<i>Necrobia rufipes</i> (De Geer, 1775)
	Scarabaeidae	/	/
	Nitidulidae	<i>Omosita</i>	<i>Omosita colon</i> (Linnaeus, 1758)
Hyménoptera	Pteromalidae	<i>Nasonia</i>	<i>Nasonia sp</i>
Total : 3	13	16	21

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Les résultats cités dans ce tableau sont présentés par la figure 18 qui montre que la famille la plus abondante est celle des Calliphoridae avec 63.15% suivie par celle des Piophilidae avec 14.24 %, ensuite celle des Anthomyiidae avec 8.04%. Le reste des familles est très faiblement représenté (Meskaldji & Abed, 2018).

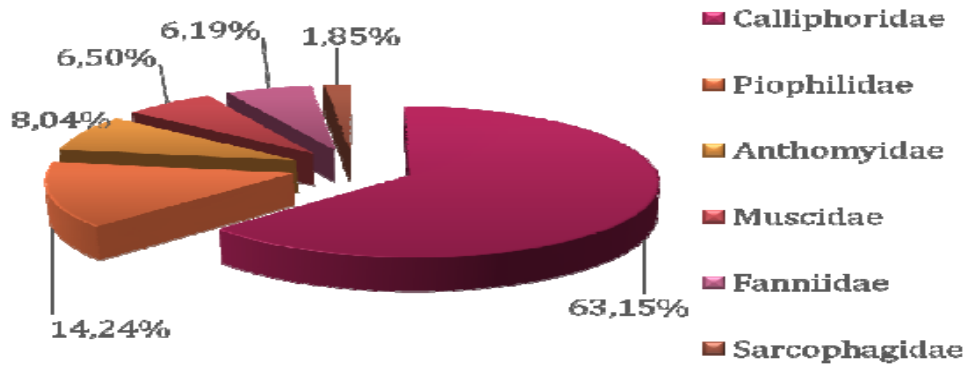


Figure 18 : Pourcentages des différentes familles de Diptères (Meskaldji & Abed, 2018).

Les résultats cités dans ce tableau sont représentés par la figure 19 où on trouve que la famille la plus abondante est celle des Dermestidae avec 61.82% suivi par la famille des Nitidulidae avec 12.56%, ensuite celle des Staphylinidae avec 9.35% .Le reste des familles est très faiblement représenté (Meskaldji & Abed, 2018).

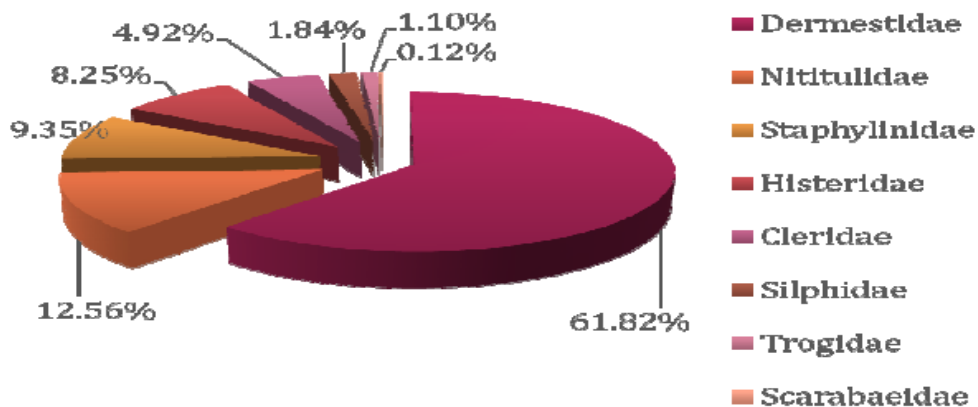


Figure 19 : Pourcentages des différentes familles de Coléoptères (Meskaldji & Abed, 2018).

VI. Présentation du site de l'étude et du lieu de stage

Le site choisit pour le déroulement de notre expérience, à savoir sacrifice des animaux, prélèvement des larves, pupes et insectes se trouve au lieu dit Akabaou à l'ouest de DARGUINA, wilaya de Bejaia à une altitude de 163 m. L'élevage a été effectué au niveau du laboratoire de l'université A.MIRA de Bejaia. L'identification de la faune cadavérique a été effectuée au niveau du laboratoire d'entomologie de l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC /GN), Bouchaoui-Alger (Abdoune & Achour, 2018).

VI.1. Conditions climatiques

Notre expérience a été effectuée à l'extérieur ; donc sous l'influence de plusieurs paramètres météorologiques qu'il fallait prendre en considération. Afin de pouvoir caractériser le climat de cette région, les principaux paramètres retenus sont ; la température, l'humidité relative, la vitesse du vent ainsi que le taux de précipitations (Abdoune & Achour, 2018).

La période hiverno-printanière est caractérisée par un climat froid et humide, avec une température moyenne enregistrée de 13°C, alors que le taux d'humidité variait entre 75% et 90%. Les précipitations moyennes journalières étaient de 6mm, alors que la vitesse maximale du vent a atteint parfois 52Km/h (Abdoune & Achour, 2018).

VI-2 Inventaire et identification des espèces adultes capturées

Durant toute la période de cette étude allant du 03/03/2018 au 12/03/2018, un total de 144 spécimens ont été récoltés. L'identification des insectes capturés a permis leur répartition en neuf familles différentes comprenant 14 espèces dont neuf appartenant à l'ordre des diptères (Calliphoridae, Phoridae, Piophilidae, Muscidae et Fannidae) et quatre espèces à l'ordre des coléoptères (Staphylinidae, Trogidae, Histeridae) et une espèce à l'ordre des Hyménoptères (Pteromalidae) (Tableau 09) (Abdoune & Achour, 2018).

Les résultats montrent que les Diptères étaient les prédominants avec 75%, suivie par les Coléoptères et les Hyménoptères avec des proportions respectives de 21.53% et 3.47% (Figure 20). Pendant cette saison hiverno-printanière, les familles de Diptères les plus fréquentes étaient les Calliphoridae (74.07%), suivies par les Piophilidae (15.74%), les Muscidae (6.48%), les Phoridae (2.78%) et les Fannidae (0.93%) (Figure 21). Les familles de Coléoptères les plus fréquentes étaient les Staphylinidae (74.19%), les Trogidae (19.35%), et les Histeridae (6.45%) (Figure 22) (Abdoune & Achour, 2018).

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

Tableau 09 : Inventaire de la faune cadavérique collectée (Abdoune & Achour, 2018).

Stade	N° jour	Ordre	Famille	Espèce	Nbr
Frais	Jour 1 03/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	18
				<i>Lucilia sericata</i>	1
			Muscidae	<i>Musca sp</i>	1
	Jour 2 04/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	2
				<i>Lucilia sericata</i>	2
			<i>Lucilia silivarum</i>	1	
Fannidae	<i>Fannia canicularis</i>	1			
Gonflé	Jour 3 05/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	1
	Jour 4 06/03/ 2018	Hyménoptera	Ptéromalidae	<i>Alysia sp</i>	5
		Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	5
		Coléoptère	Trogidae	<i>Trox sabusus sabulosus</i>	1
Pourri	Jour 5 07/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	2
		Coléoptère	Trogidae	<i>Trox sabusus sabulosus</i>	2
	Jour 6 08/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia sericata</i>	3
			Muscidae	<i>Muscina stabulans</i>	2

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

	Jour 7 09/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	24
				<i>Calliphora vomitoria</i>	4
				<i>Lucilia sericata</i>	2
		Muscidae		<i>Hydrotaea (ophyra)</i>	4
				<i>Capensis</i>	
		Coléoptère	Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>	2
Jour 10 12/03/ 2018	Diptera	Calliphoridae		<i>Calliphora vicina</i>	10
				<i>Lucilia sericata</i>	2
				<i>Lucilia silivarum</i>	2
				<i>Calliphora vomitoria</i>	1
Coléoptère	Staphylinidae		<i>Creophilus maxillosus</i>	8	
		Histeridae	<i>Saprinus semistriatus</i>	1	
Après Jour 10	Diptera	Phoridae	<i>Phoridae sp</i>	3	
		Piophilidae	<i>Stearibia nigriceps</i>	17	
	Coléoptère	Trogidae	<i>Trox sabusus sabulosus</i>	3	
	Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>	13		
	Histeridae	<i>Saprinus semistriatus</i>	1		

Chapitre 03 : Résultats antérieurs

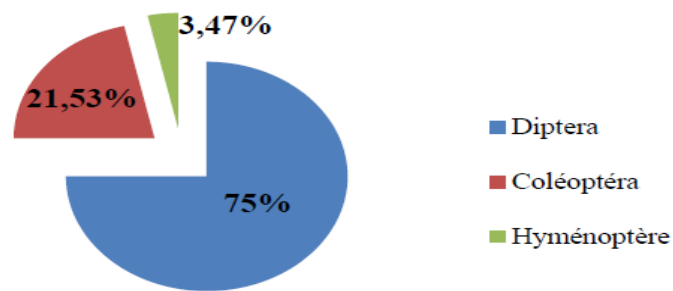


Figure 20 : Répartition des ordres capturés (Abdoune & Achour, 2018).

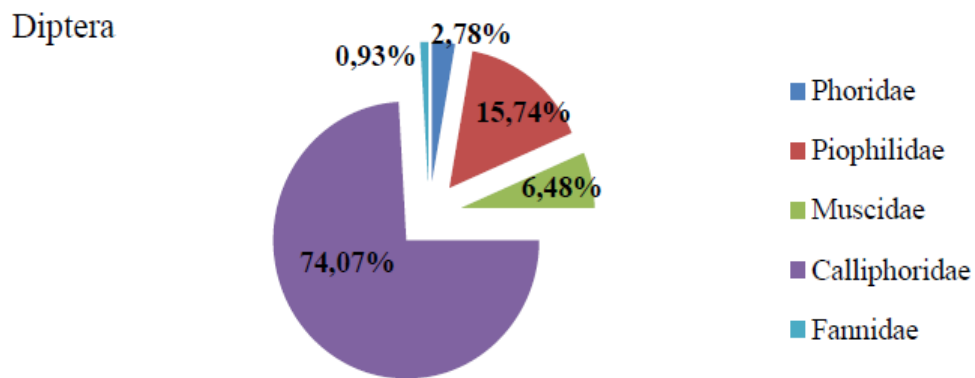


Figure 21 : Répartition des diptères capturés (Abdoune & Achour, 2018).

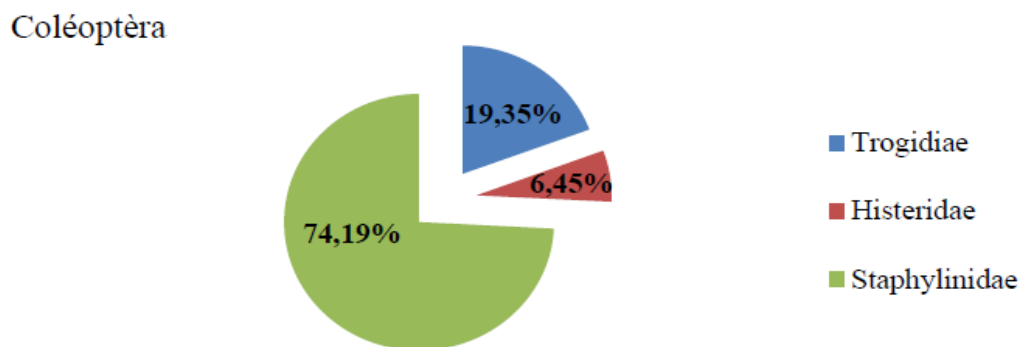


Figure 22: Répartition des coléoptères capturés (Abdoune & Achour, 2018).

Chapitre 04 : Discussion

Tableau 10 : Liste des insectes nécrophages visitant les cadavres.

INVENTAIRE QUALITATIVE	INVENTAIRE QUANTITATIVE	AUTEURS
<ul style="list-style-type: none"> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Musca domestica non nécrophage</i> -<i>Calliphora vomitoria</i> -<i>Piophilidae casei</i> -<i>Lucilia caesar</i> - <i>Hymenoptera /parasitoïde</i> -<i>Blaps.sp non nécrophage</i> -<i>Hymenoptera/ formicidae non nécrophage</i> -<i>Forficula auricularia non nécrophage</i> -<i>Calliphora vomitoria</i> -<i>Histeridae</i> --<i>Creophilus maxillosus</i> --<i>Tenebrionidae non nécrophage</i> --<i>Timarcha tenebricosa</i> -<i>Xantholinus.sp</i> -<i>Dermestes frischii</i> -<i>Araignée non nécrophage</i> -<i>Lachnaia pubescens non nécrophage</i> 	384 Spécimens	AITTOU I, DIFALLAH R & FENDI H, 2019
<ul style="list-style-type: none"> -<i>Lucilia caesar</i> -<i>Lucilia sericata</i> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Sarcophaga carnaria</i> -<i>Muscina stabulans</i> -<i>Tanathophi sinuatus</i> -<i>Blaps mostisaga</i> -<i>Lasius niger</i> -<i>Solenopsis invicta</i> -<i>Vespulager manica</i> 	70 Spécimens	AILLANE S, BENZAOUI A & BOUCHELGHOU M, 2019
<ul style="list-style-type: none"> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Calliphora vomitoria</i> -<i>Lucilia sericata</i> -<i>Sarcophaga carnaria</i> -<i>Muscina stabulans</i> -<i>Ocypus olens</i> -<i>Tenebrio molitor</i> -<i>Pinelia bipuncata</i> -<i>Hister sp</i> -<i>Vespula germanica</i> 	50 Spécimens	BOUSAFAT M & BOUSAFAT M, 2018

Chapitre 04 : Discussion

<ul style="list-style-type: none"> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Lucilia sericata</i> -<i>Calliphora subalpina</i> -<i>Musca sp</i> -<i>Wohlfahrtia nuba</i> -<i>Muscina stabulans</i> -<i>Fannia canicularis</i> -<i>Lucilia silivarum</i> 	288 Spécimens	LAZAZGA A & LAZAZGA R, 2019
<ul style="list-style-type: none"> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Lucilia sericata</i> -<i>Anthomyia pluvialis</i> -<i>Musca domestica</i> -<i>Fannia sp</i> -<i>Thanatophilus rugosus</i> -<i>Necrodes littoralis</i> -<i>Creophilus maxillosus</i> -<i>Ontholestes sp</i> -<i>Philonthus sp</i> -<i>Saprinus semistriatus</i> -<i>Margarinotus brunneus</i> -<i>Margarinotus ventralis</i> -<i>Dermestes frischii</i> -<i>Trox sabulosus</i> -<i>Trox scaber</i> -<i>Necrobia rufipes</i> -<i>Omosita colon</i> -<i>Nasonia sp</i> 	1135 Spécimens	MESKALDJI Y & ABED R, 2018
<ul style="list-style-type: none"> -<i>Calliphora vicina</i> -<i>Lucilia sericata</i> -<i>Musca sp</i> -<i>Lucilia silivarum</i> -<i>Fannia canicularis</i> -<i>Alysia sp</i> -<i>Trox sabusus sabulosus</i> -<i>Muscina stabulans</i> -<i>Calliphora vomitoria</i> -<i>Hydrotaea (ophyra)</i> <i>Capensis</i> -<i>Creophilus maxillosus</i> -<i>Saprinus semistriatus</i> -<i>Phoridae sp</i> -<i>Stearibia nigriceps</i> 	144 Spécimens	ABDOUNE H & ACHOUR H, 2018

Le nombre des insectes différent. Selon le type de carcasse, notamment en fonction de la taille et l'espèce, la colonisation varie en nombre et diversité des colonisateurs (Lord, 1982 in AUBERNON, 2019). L'environnement agit très fortement sur les populations d'insectes. Ainsi, les larves d'une même espèce peuvent présenter des tailles et des vitesses de développement différentes selon leur micro-habitat (Tarone, 2011 in AUBERNON, 2019). A l'échelle du cadavre, la dégradation

Chapitre 04 : Discussion

est facilitée par de fortes chaleurs, une exposition au soleil permettant la colonisation de la carcasse par une plus grande diversité d'insectes (Joy et al, 2002 ; Archer, 2004 in Aubernon, 2019).

Les représentants de la famille des Sarcophagidae se retrouvent partout dans le monde, avec la plupart des espèces se produisant soit dans les régions tempérées tropicales ou chaudes. Les adultes sont fréquents et souvent localement abondantes. Ils se nourrissent des tissus de décomposition humaine et animale, ainsi que sur la végétation en décomposition (Castner et al., 1995 in Bouleknafet, 2016). Quelques espèces seulement semblent être nécrophages dans cette famille, le mode de vie des larves est très varié. Dans notre étude, nous avons trouvé un seul individu adulte de *S. carnaria* avec un faible taux de 0.02% ce qui la qualifie d'accidentelle. En effet cette espèce étant uniquement prédatrice de vers de terre (Eberhardt et Steiner, 1952 ; Kirchberg, 1961 in Wyss et cherix, 2014 in Boulkenafet, 2016) on le trouve dans les résultat de Aillane & al, 2019 et Bousafaf & al, 2018 dans la région de Sétif.

Arnaldos et al., (2005)(in Boulkenafet, 2016) déclare que les adultes de *M. domestica* dominant dans la période d'été dès le premier jour de l'exposition de la carcasse. Voss et al., (2009)(in Bouleknafet, 2016) ont rapporté que les adultes de *M. domestica* se rendent régulièrement sur les cadavres, bien que la ponte est rare.

Selon Barton Browne (1962)(in Boulkenafet, 2016), certains facteurs abiotiques sont liés aux facteurs biotiques pour la vitesse de décomposition. Ce même auteur affirme que l'humidité du sol déterminent l'humidité de l'air près du sol ce qui permet d'augmenter le taux d'oviposition (ponte) de certaines espèces du genre *Licilia* (Calliphoridae) et par conséquent l'accroissement du nombre de larves qui se nourrissent sur le cadavre. Aittou & al ont exposées Le lapin01 sur sol de ciment le nombre du genre *Licilia* moins par rapport les autres lapin03, lapin04 sur terre.

Lucilia sericata, la mouche verte aux yeux rouges, est présente dans la majorité des biotopes et est visible dans nos régions principalement au printemps et en été (Charabidzé, 2012 in Aubernon, 2019). Dans la région de Sétif, Constantine et Bejaia ou les expériences sont déroulées pendant la période hiverno-printanière.

Lorsque les conditions sont favorables, dont une température ambiante supérieure à 14 °C, elle va coloniser rapidement les cadavres (Matuszewski & al., 2014 in Aubernon ,2019).

Chapitre 04 : Discussion

Espèce ubiquiste, *L. sericata* se développe aisément sur les cadavres de petits comme de gros mammifères (Davies, 1999 in Aubernon, 2019). Nous avons l'observé sur le chien l'expérience de Meskaldji même sur les lapins l'expérience d'Aillane.

Les mouches Calliphoridae ont colonisé tous les continents. Elles sont massivement représentées parmi la faune liée aux cadavres et jouent un rôle écologique très important dans le recyclage de la matière organique (Byrd & Castner, 2001 in Aubernon, 2019). Elles sont majoritairement attirées par les cadavres de mammifères mais peuvent aussi coloniser d'autres cadavres tels que ceux des poissons (Davies, 1999 in Aubernon, 2019).

L'espèce *Calliphora vicina* est la plus connue au monde. C'est une espèce cosmopolite qui se trouve dans les régions tempérées et subtropicales. Les adultes de cette espèce sont attirés par la plupart des types de matières en décomposition et des matières fécales. Par contre, les larves se trouvent principalement sur les cadavres en décomposition (Boulkenafet, 2016). Nous avons observé la présence de *Calliphora vicina* dans toutes les régions Sétif, Bejaia et Constantine.

On observe également d'autres interactions plus directes entre les organismes décomposeurs. Les larves de *Chrysomya rufifacies* ou le Staphylinidae *Creophilus maxillosus* sont ainsi de gros prédateurs de larves de Calliphoridae (Shiao et Yeh, 2008 ; Abbott, 1938 in Aubernon, 2019). Nous avons observé *Creophilus maxillosus* dans les régions Constantine et Bejaia.

Parfois, on remarque la présence de certaines espèces sur le cadavre due au hasard .On peut citer comme exemple Coccinellidae, Curculionidae, Piophilidae, Melolonthidae (Arnaldos *et al.*, 2005 in Kharchoui,& al., 2017) . Piophilidae : Les mouches de cette famille représentent une petite famille avec seulement 69 espèces que l'on retrouve dans le monde entier avec cependant une plus grande diversité dans les régions tempérées (Bouleknafet, 2016). Nous avons observé Piophilidae que dans l'expérience d'Aittou.

Les Fanniides ont souvent été classées par erreur dans les Muscides. Elles sont considérées aujourd'hui comme une famille à part entière (Matile, 1995 in Boulkenafet, 2016). Les représentants de cette famille se distinguent des Muscides par la plus grande courbe sur la veine axillaire (veine 7, la veine la plus proche du calypter supérieur) et l'espèce se caractérise par l'absence de l'angle aigu sur la veine 4, qui atteint le bord de l'aile. *Fannia canicularis* (Linnaeus), est une petite mouche abondante dans les maisons car attirée par la lumière. Smith (1986)(in Boulkenafet, 2016) rapporte que c'est la mouche domestique la plus

Chapitre 04 : Discussion

commune jusqu'en Juillet. Ce sont des mouches de taille petite à moyenne (3 – 9 mm). Les mâles se différencient facilement des femelles, leurs yeux se touchant, alors que ceux des femelles sont très éloignés, particularité que l'on retrouve chez les Calliphoridés.

Les larves se reconnaissent à leur corps aplati portant de nombreuses excroissances sur chaque segment. Les larves sont saprophages et se nourrissent essentiellement de matière organique en décomposition, le plus souvent d'origine végétale. Néanmoins, quelques espèces sont nécrophages et se développent sur des cadavres humains et animaux. Les adultes se rencontrent fréquemment dans les régions boisées et seules trois espèces présentent un caractère synanthrope (Wyss et Cherix, 2014 in Boulkenafet, 2016).

Aittou et al ont exposées lapin02 dans une chambre ferme nous avons observé l'absence de *Fannia canicularis* par contre nous avons l'observé dans les résultats de Lazazga de Sétif, Meskaldji de Constantine, Abdoune de Bejaia qui sont déroulées à l'extérieur.

Tout au long de la décomposition, on peut enfin noter la présence de coléoptères sarcosaprophiles appartenant aux genres *Necrophorus*, *Necrodes*, *Thanatophilus* et *Silpha*, ainsi que *Saprinus* et *Hister*.

Bien que très communes, ces espèces sont généralement peu informatives quand à la datation du décès, et ont été assez peu étudiées (Halffter *et al.* 2007; Midgley & Villet 2009; Ozdemir & Sert 2009; Velasquez & Vilorio 2009 ; Ikeda *et al.* 2010; Dekeirsschieter *et al.* 2011; Bugajski *et al.* 2011; Matuszewski 2011, 2012 in Charabidze 2012).

Conclusion

L'entomologie médico-légale repose sur l'utilisation des insectes prélevés sur un cadavre pour estimer le moment du décès. Cette discipline est relativement peu développée en Algérie (Meskaldji & Abed, 2018).

La dégradation d'un cadavre et sa colonisation par les insectes sont deux phénomènes liés et sont influencés par de nombreux facteurs biotiques et abiotiques (Campobasso et al. 2001 in Bousafsaf et Boufafa, 2018).

Les résultats démontrent que les insectes nécrophages sont les principaux acteurs de la décomposition des cadavres.

Entre autres les premiers représentants de la faune nécrophage sont les diptères suivis par les coléoptères et les hyménoptères.

Au cours de la première phase de décomposition des cadavres qui dure en moyenne 3 jours, il a été noté que les pontes des masses des œufs sont localisées principalement au niveau des orifices naturels et des plaies. Le choix de ces sites de ponte est dû à la fragilité des œufs et des jeunes larves qui se nourrissent préférentiellement sur de tissus mous (Charabidzé, 2008 in Boulkenafet, 2016).

Les larves nécrophages ont de faibles capacités de déplacement et sont donc généralement inféodées au cadavre sur lequel elles ont été pondues. Cette spécificité permet d'exploiter leur présence afin de déterminer un intervalle post mortem minimum (IPM min) basé sur leur âge (Bousafsaf et Boufafa, 2018).

D'Après Anderson(2001), Campobasso et al. (2001) la relation entre la température et la vitesse de décomposition est linéaire, plus la température augmente plus le processus de décomposition est accélérée (Aillane., Benzaoui & Bouchelghoum, 2019).

Conclusion

L'espèce *Calliphora vicina* est la plus connue au monde. C'est une espèce cosmopolite qui se trouve dans les régions tempérées et subtropicales. Les adultes de cette espèce sont attirés par la plupart des types de matières en décomposition et des matières fécales. Par contre, les larves se trouvent principalement sur les cadavres en décomposition (Bouleknefet, 2016 in Meskaldji & Abed, 2018).

En vertu de notre présent travail il serait souhaitable de faire des études plus étendues sur les insectes nécrophages et leur utilisation dans la médecine légale. Il serait aussi intéressant de mener des études expérimentales recouvrant toute l'année afin de voir s'il existe des variations dans l'abondance et la diversité des insectes nécrophages durant les différentes saisons.

Bibliographie

Bibliographie

A

Abdoune A & Achour H. Entomologie forensique et datation de La mort. Mémoire en Ecologie Microbienne. Université A. MIRA Bejaia ; 2018, pp 10-13, 23-24. [En ligne]. <http://www.univ-bejaia.dz/dspace/handle/123456789/10978?show=full>. Consulté le 06/11/2019.

Aittou I, Difallah R et Fendi H. inventaire des insectes nécrophages dans le sud de Sétif. Mémoire en parasitologie. Université Ferhat Abbas Sétif ; 2019, pp 02-06, 08, 10-19, 29-32, 38-39.

Aillane S, Benzaoui A, Bouchelghoum I. Inventaire des insectes nécrophages a nord de Sétif. Mémoire en parasitologie. Université Ferhat Abbas Sétif ; 2019, pp 7, 18-28, 33, 39, 41-42.

Aubernon C. stratégies développementales chez les larves de calliphoridae : entre régulation thermique et socialite. Thèse doctorat. Université de Lille ; 2020, pp 03-04. [En ligne]. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-02637920/document>. Consulté le 01/08/2020.

B

Bensaada F. Différents aspects forensiques dans quelques régions d'Algérie : Recyclage de la matière organique animale. Thèse en Protection des végétaux. Ecole nationale supérieure agronomique El Harrach Alger ; 2015, p 36-37, 39-40. [En ligne]. <http://dspace.ensa.dz:8080/jspui/bitstream/123456789/1255/1/Th%C3%A8se%20de%20Doctorat%20fini.pdf> Consulté le 06/11/2019.

Boukli Hacene S. Bioécologie des Coléoptères (Arthropodes-Insectes) du marais salé de l'embouchure de la Tafna (Tlemcen). Thèse en Ecologie animale ; 2012, pp 09-10. [En ligne]. <http://193.194.71.234/bitstream/112/3390/1/THESE%20BOUKLI%20HACENE%20Samira.pdf>. Consulté le 13/01/2020.

Bousafsaf M, Boufafa M. Inventaire des insectes nécrophages a Sétif. Mémoire en Parasitologie. Université Ferhat Abbas Sétif ; 2018, pp 07-08, 10-11, 13, 25-32, 47, 50.

Boulkenafet F. Caractérisation des insectes nécrophages, leur utilité en médecine légale et dans les enquêtes judiciaires. Thèse d'Entomologie. Université des Frères Mentouri Constantine ; 2016, pp 07-08, 19-20, 102, 106, 108-109. [En ligne]. <https://bu.umc.edu.dz/theses/biologie/BOU6919.pdf>. Consulté le 06/11/2019.

Bibliographie

C

Charabidzé D. Étude de la biologie des insectes nécrophages et application à l'expertise en entomologie médico-légale. Thèse en Biologie. Université de Lille 2; 2008, p 08, 15, 19, 22-24, 26-27. [En ligne]. <https://tel.archivesouvertes.fr/t00343660/file/TheseCHARABIDZE.pdf>. Consulté le 06/11/2019

Charabidze D. La biologie des insectes nécrophages et leur utilisation pour dater le décès en entomologiemédico-légale. Annales de la Société Entomologique de France, 2012, 48 (3-4), pp 242. [En ligne]. <https://www.tandfonline.com/doi/pdf/10.1080/00379271.2012.10697773>. Consulté le 01/08/2020.

D

Dekeirsschieter J, Verheggen F, Frederickx C & al. Comment les insectes communiquent-ils au sein de l'"écosystème-cadavre"? L'écologie chimique des insectes nécrophages et nécrophiles. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology* 2012 **65**, 3-13. Pp 5. [En ligne]. <https://orbi.uliege.be/bitstream/2268/124146/1/Dekeirsschieter-et-al-2012-FE.pdf>. Consulté le 01/08/2020

F

Frederickx C, Dekeirsschieter J, Verheggen F J & al. L'entomologie forensique, les insectes résolvent les crimes. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology* 2011 (2010) 63 (4), 237-249. Pp 237-240. [En ligne]. https://www.researchgate.net/publication/216691558_L'entomologie_forensique_les_insectes_resolvent_les_crimes. Consulté 01/02/2020.

Filali F. Contribution a l'étude de la colonisation préférentielle d'un cadavre animal par les insectes nécrophages. Mémoire en Biologie Animale ; 2010, pp 2, 14-17. [En ligne]. <http://193.194.84.142/theses/biologie/FIL.pdf>. Consulté le 06/11/2019

K

Khachaoui S, Mimouni H. Inventaire des insectes nécrophages dans les régions de Draa Ben Khedda et Ouaguenoun et leur utilisation forensique. Mémoire d'Entomologie appliquée à la médecine, à l'agriculture et à la forestière. Université Mouloud Mammeri De Tizi-Ouzou ; 2017, pp 6. [En ligne]. <https://fr.search.yahoo.com/search?fr=mcafee&type=E210FR91105G0&p=Inventaire+des+insectes+n%C3%A9crophages+dans+les+r%C3%A9gions+de+Draa+Ben+Khedda+et+Ouaguenoun+et+leur+utilisation+forensique>. Consulté le 06/11/2019.

L

Lazazga A, Lazazga R. Inventaire des insectes a intérêt médico-légal dans la région de la région de Sétif et leur utilisation en entomologie forensique. Mémoire en parasitologie. Université Ferhat Abbas Sétif ; 2019, pp 07, 09, 17-25, 27-30.

Bibliographie

M

Meskaldji Y, Abed R. Contribution à l'étude des insectes nécrophages d'intérêt médico-légal dans la région de Constantine. Mémoire en Sciences Biologiques. Université des Frères Mentouri Constantine; 2018, pp 07, 19-26, 28-31, 58, 60. [En ligne]. <https://fac.umc.edu.dz/snv/bibliotheque/biblio/mmf/2018/Contribution%20C3%A0%20%E2%80%99%C3%A9tude%20des%20insectes%20n%C3%A9crophages%20d%E2%80%99int%C3%A9r%C3%AAt%20m%C3%A9dicol%C3%A9gal%20dans%20la%20r%C3%A9gion%20de%20Constantine..pdf>. Consulté le 01/12/2019.