

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



Université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biologie Animale et Végétale



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du Diplôme de Master en Biologie

Spécialité : Entomologie appliqué à la Médecine, l'Agriculture et la Foresterie

Inventaire des insectes nécrophages dans la région de Tizi-Ouzou et leur utilisation en médecine légale

Présenté par :

Melle AIT ALI SAID KAHINA

Melle OURRAD OUIZA

Soutenu le : 04/10/2016

Devant le jury :

Président : Mr KELLOUCHE A.

Professeur l'UMMTO

Promoteur : Mr BOULASSEL B

Professeur l'UMMTO

Co-promoteur: Mr TOUMI M.

INCC/GN

Co-promotrice : Mme SADOUDI D.

Professeur l'UMMTO

Examinatrice : Mme AOUAR M.

Maître de conférences A l'UMMTO

Examinatrice : Mme KITOUS K.

Maître de conférences B à l'UMMTO

Année Universitaire : 2015/2016

REMERCIEMENTS

Nous remercions « Dieu » le tout puissant de nous avoir donné la santé, la patience, et la volonté pour réaliser ce travail.

*C'est avec un grand plaisir que nous exprimons notre gratitude et nos sincères remerciements à notre promoteur **Mr. Brahim Boulassel** professeur au département médecine de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou et chef de service médecine légale de CHU de Tizi-Ouzou pour son orientation judicieuse, son encadrement et ses conseils qui nous ont guidés dans l'élaboration de ce mémoire de fin d'étude.*

*Nous tenons à remercier **Docteur Lyassine** médecin légiste à l'hôpital de Tizi-Ouzou pour son suivi, son soutien et ses encouragements au sein de service médecine légale.*

Nos remerciements à toute l'unité de médecine légale de CHU de Tizi-Ouzou

*Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements pour notre Co-promoteur **Mr. Toumi Moussa**, laboratoire d'entomologie de l'INCC, pour l'accueil qu'il nous a réservé, Ses conseils et ses orientations pour la réalisation de ce travail.*

*Nous tenons aussi à exprimer notre sincère reconnaissance et nos vifs remerciements à **Mr. Djedouani Brahim**, laboratoire d'entomologie de l'INCC, pour l'accueil qu'il nous a réservé pour son aide, Sa grande disponibilité et ses sincères efforts qui nous ont facilité le travail*

Nous remercions aussi toute l'unité de médecine légale notamment l'équipe du laboratoire d'entomologie de l'INCC/GN pour leur accueil et leur confiance.

*Nous remercions chaleureusement notre Co-promotrice **Mme. Sadoudi Djamila** professeur au département de biologie à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou pour ses conseils et ses orientations.*

Nous tenons à remercier également :

*Notre président du jury **Mr. Kellouche Abdelkader** professeur au département de biologie à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury*

*Nos examinatrices **Mme. Aouar M**, Maitre de conférences de classe A à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou et **Mme. kitous K**, Maitre de conférences de classe B à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou pour avoir acceptés d'examiner notre manuscrit.*

*Nous exprimons nous vifs et sincère remerciement pour **Mr. Berdja Aghiles** et **Melle. Guermah Dihya** pour leur disponibilité et leur soutien tout au long de notre travail.*

DEDICACES

Je dédie ce modeste mémoire de fin d'études à toute la famille OURRAD ainsi que la famille METREF

« A toi grand-père, même si tu es parti avant de partager cette joie avec ta petite fille chérie, je te dédie ce travail pour toutes les années de bonheur et les beaux souvenirs que j'ai gardé de toi. A toi mon cher frère, qui nous a quitté récemment si jeune avant de partager ce moment avec moi, Reposez en paix et que dieu vous accueille dans son vaste paradis»

A mes parents, mes sœurs « Dihya et lysa », mes frères « Ghani, Kader et Juba », ma grand-mère Ouiza, mes grands-parents maternels «Mokrane et Houria », mes oncles et mes tantes paternels et maternels ainsi qu'à tous mes cousins et cousines.

A mes copines avec qui j'ai partagé ces 5 merveilleuses années (Ferroudja, Fafi, Milila, Hassina, Souhila, Sylia) et à tous mes amis (Sabrina, Djitta, Yamina, Saada, Kamylia , Ourdia, Khadidja, Yasmine , Sara, samir, Azedine, Youcef, Kamel, Mounir, Remdane, Moussa et Hocine) à mon meilleur ami Amar qui m'a toujours rapporté un soutien moral et qui n'a jamais cessé de m'encourager et de me pousser en avant, à mon amie et camarade Kahina, avec qui j'ai partagé ce travail et surmontée toutes les difficultés rencontrées à sa réalisation, et à toute la promotion d'entomologie 2015/2016

Enfin à toutes les personnes qui m'ont soutenu et aidé de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Ouiza

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents, en témoignage de mon profond respect, mon grand amour et toute ma gratitude pour leur soutien indéfectible durant toute ma vie et pour m'avoir encouragé pendant toutes ces années. Je vous dédie ce mémoire car c'est grâce à vous que je le présente aujourd'hui. Que ce travail soit pour vous une source de fierté et un témoignage de mon affection et de ma reconnaissance. Que dieu vous procure santé, bonheur et longue vie.

A la mémoire de mes grands pères que je n'ai eu ni la chance ni l'honneur de connaître. J'espère que là où ils sont, ils sont fiers de moi.

A mes grands-mères que j'aime beaucoup et à qui je souhaite une longue vie.

A mes chers frères Abdelkader et Ilyas.

A mes chères sœurs Zahira et Lynda et leurs époux Kaci et Ali.

A mes adorables neveux Zahia et Abdelhamid.

A toute la famille L'hesbelaoui en particulier Mourad.

A mon cousin Ghiles pour son aide précieuse.

A mes tantes et mes oncles.

A mes meilleures amies que j'aime énormément : Tassadit, Hayet, Salma, Kamelia.

Au trio avec qui j'ai partagé des moments de bonheur et avec qui j'ai surmonté toutes les difficultés : Ouiza, Sabrina et Amar.

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Kahina

SOMMAIRE

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

INTRODUCTION

1

CHAPITRE 1 : DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES

I :	GENERALITE SUR L'ENTOMOLOGIE MEDICO-LEGALE	3
I.1.	Définition	3
I.2.	Historique	3
I.3.	Domaine d'application	4
I.3.1.	Datation de la mort	4
I.3.2.	Déplacements, dissimulation du cadavre, lieu de décès	4
I.3.3.	Entomotoxicologie	5
I.3.4.	Enfants et personnes âgées maltraités	6
I.3.5.	ADN et l'entomologie forensique	6
I.4.	Ecosystème autour d'un organisme mort	7
I.4.1.	Le cadavre en tant qu'écosystème	7
I.4.2.	Le processus de la décomposition du corps	9
I.4.3.	La vie autour d'un cadavre : l'entomofaune cadavérique	10
II :	CALCUL DE L'INTERVALLE POST-MORTEM	12
II.1.	Première méthode : Cycle de développement des Diptères nécrophages	14
II.1.1.	Ponte : période embryonnaire	15
II.1.2.	Croissance larvaire	15

II.1.3. Phase pupale	16
II.1.4. Emergence des adultes (période imaginale)	16
II.2. La deuxième méthode : Le principe d'escouades	16
II.2.1. Pour un corps à l'air libre	17
II.2.2. Pour les corps inhumés	20
II.2.3. Pour les corps calcinés	20
II.2.4. Pour les corps immergés	21
II.3. Les facteurs limitant le calcul de l'IPM	21
II.3.1. La température	22
II.3.2. Hygrométrie	22
II.3.3. Vent	23
II.3.4. Lumière	23
II.3.5. Adéquation avec l'environnement	23
II.3.6. D'autres facteurs	23
III. LES INSECTES NECROPHAGES	24
III.1. Définition des insectes nécrophages	24
III.2. Classification des insectes nécrophages	24
III.2.1. LES DIPTERES	24
III.2.1.1. Généralités	24
III.2.1.2. Biologie	24
III.2.1.3. Les principales familles nécrophages	25
III.2.2. LES COLEOPTERES	26
III.2.2.1. Généralités	26
III.2.2.2. Biologie	27
III.2.2.3. Les principales familles nécrophages	27
III.2.3. LES LÉPIDOPTÈRES	27

CHAPITRE 2 : METHODOLOGIE

I.	Présentation du lieu de stage	32
II.	Présentation du site expérimental	33
III.	Synthèse climatique	34
III.1.	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen	34
III.2.	Climatogramme d'Emberger	35
IV.	Matériels et Méthodes	36
IV.1.	Matériels	36
IV.1.1.	Matériel de terrain	36
IV.1.2.	Matériel de laboratoire	37
IV.2.	Méthodes	38
IV.2.1.	Etude de la faune entomologique	38
IV.2.1.1.	Piégeage	38
IV.2.1.2.	Prélèvement et conservation des échantillons entomologiques	39
IV.2.1.3.	Identification des spécimens entomologiques	39
IV.2.1.4.	Estimation de l'intervalle post-mortem (IPM)	42
IV.2.1.5.	Analyse toxicologique	44
VI.2.2.	Indices écologiques	45
VI.2.2.1.	Examens des résultats par les indices écologiques de composition	45
VI.2.2.2.	Les indices écologiques de structure	46

CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSION

I.	Stades de décomposition	48
I.1.	Stade frais	48
I.2.	Stade gonflé	48
I.3.	Stade pourri	48
I.4.	Stade desséché	48
II.	Inventaire entomologique identification des espèces adulte capturées	50
III.	Identification des larves prélevées	60
IV.	Exploitation des résultats par les différents indices écologiques	62
	.IV.1. Abondances relatives des principales espèces capturées pendant l'étude en fonction du stade de décomposition	62
	.IV.2. La constance d'occurrence	66
	.IV.3. L'indice de Shannon-Weaver et d'équitabilité	67
V.	Elevage des larves de Diptères	67
VI.	Calcul des intervalles post-mortem	69
VII	Résultat de l'entomotoxicologie	74
VIII	Discussion	75
	CONCLUSION ET PERSPECTIVES	76
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
	ANNEXE	
	RESUME	

LISTE DES FIGURES

Figure 01 :	Schéma des différents constituants de l'écosystème « cadavre »	8
Figure 02 :	Schéma des processus naturels d'évolution du corps	10
Figure 03 :	Schéma des différents groupes écologiques autour d'un cadavre	12
Figure 04 :	Estimation du délai post-mortem	13
Figure 05 :	Cycle évolutif d'un diptère Calliphoridae	15
Figure 06 :	Calliphoridae et Muscidae	17
Figure 07 :	Sarcophagidae	17
Figure 08 :	<i>Dermestides peruvianus</i>	18
Figure 09 :	<i>Piophilidae casei</i> (mouche de fromage) Piophilidae	18
Figure 10 :	Histeridae	18
Figure 11 :	Acariens	19
Figure 12 :	Un lucane	19
Figure 13 :	Ptinidae	19
Figure 14 :	L'influence des températures sur le développement des Diptères nécrophages	22
Figure 15 :	Morphologie des différentes larves de Coléoptères associées aux cadavres	27
Figure 16 :	Institut nationale de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC/GN)	32
Figure 17 :	Le site d'étude	33
Figure 18 :	Site expérimental au niveau de l'université Mouloud MAMMERI de Tizi-Ouzou	33
Figure 19 :	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la région de Tizi-Ouzou pour une période allant de 1973 à 2015	34
Figure 20 :	Projection de la région de Tizi-Ouzou sur le climatogramme d'Emberger durant la période de 43 ans (1973- 2015).	36
Figure 21 :	Fiole de 200ml de xylocaine	37
Figure 22 :	Préparations des larves pour l'indentification	40
Figure 23 :	Epinglage d'un diptère récolté	41

Figure 24 :	Etalage d'un coléoptère récolté	41
Figure 25 :	Etiquetage des diptères	42
Figure 26 :	Protocole d'élevage	42
Figure 27 :	Processus de décomposition du cadavre	49
Figure 28 :	Durée (heures) du processus de la décomposition du chien	49
Figure 29 :	<i>Chrysomya albiceps</i> (Diptera :Calliphoridae)	55
Figure 30 :	<i>Lucilia sericata</i> (Diptera :Calliphoridae)	55
Figure 31 :	<i>Calliphora vicina</i> (Diptera : Calliphoridae)	56
Figure 32 :	<i>Lucilia silvarum</i> (Diptera :Calliphiridae)	56
Figure 33 :	<i>Calliphora vomitoria</i> (Diptera :Calliphoridae)	57
Figure 34 :	<i>Phormia regina</i> (Diptera: Calliphoridae)	57
Figure 35 :	<i>Sarcophaga africa</i> (Diptera : Sarcophagidae)	57
Figure 36 :	groupe d'espèces <i>Wohlfahrtia nuba</i> (Diptera : Sarcophagidae)	58
Figure 37 :	<i>Dermestes frischi</i> (coleoptera : Dermestidae)	58
Figure 38 :	(Coleoptera : Staphylinidae)	58
Figure 39 :	<i>Thanatophilus sinnuatus</i> (Coleoptera : Silphidae)	59
Figure 40 :	<i>Necrobia rufipes</i> (Coleoptera :Cleridae)	59
Figure 41 :	<i>Saprinus semistriatus</i> (Coleoptera : Histeridae)	59
Figure 42 :	Partie postérieure de la larve montrant les stigmates	61
Figure 43 :	Larve de troisième stade <i>Crysomya albiceps</i>	61
Figure 44 :	Larve de troisième stade de <i>Lucilia sericata</i>	61
Figure 45 :	Larve de troisième stade de <i>Calliphora vicina</i>	62
Figure 46 :	Abondance des familles de diptères durant le processus de décomposition.	64
Figure 47 :	Abondance des familles de Coléoptères durant le processus de décomposition	64

Figure 48 :	Taux des espèces de Diptères durant la période d'étude	65
Figure 49 :	Taux des espèces de Coléoptères durant l'étude	65
Figure 50 :	Le chromatogramme standard de la Xylocaïne	75

LISTE DES TABLEAUX

CHAPITRE I – DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES

Tableau 01 :	La succession des escouades sur les corps inhumés	20
Tableau 02 :	Espèces de diptères nécrophages récoltés lors des différentes expérimentations en Algérie	30
Tableau 03 :	Les espèces de coléoptères nécrophages récoltés lors des différentes expérimentations en Algérie	31
Tableau 04 :	Etapes de décomposition du chien selon les températures, l'humidité et la vitesse du vent	50
Tableau 05 :	Inventaire de la faune cadavérique de la région de Tizi-Ouzou	51
Tableau 06 :	Identification des larves prélevées durant l'étude	60
Tableau 07 :	L'abondance absolue des espèces capturées sur le cadavre du chien	62
Tableau 08 :	L'indice d'occurrence pour différentes espèces des diptères	66
Tableau 09 :	valeurs de diversité de Shannon (H') et de l'équitabilité (E) des espèces	67
Tableau 10 :	Emergence des individus du premier élevage	68
Tableau 11 :	Emergence des individus du deuxième élevage	68
Tableau 12 :	Emergence des individus du troisième élevage.	66
Tableau 13 :	Les Températures effectives nécessaire des espèces utilisées.	69
Tableau 14 :	Estimation de la date de la ponte pour le premier élevage	71
Tableau 15 :	Estimation de la date de a ponte du deuxième élevage	72
Tableau 16 :	Estimation de la date de la ponte du deuxième élevage	73
Tableau 17 :	Estimation de la date de la ponte du troisième élevage	74

LISTE S DES ABREVAITIONS

INCC/GN : Institut national de criminalistique et de criminologie de la gendarmerie nationale.

IPM : Intervalle post-mortem

ADJ : accumulation des degrés jours

ADH : accumulation des degrés heures

GC MS : La Chromatographie en phase gazeuse spectrométrie de masse

AR : abondances relative

Q₃ : Quotient pluviométrique

Sp : espèces

ADN : acide désoxyribonucléique

Introduction

INTRODUCTION

Les insectes dominent la majorité des écosystèmes terrestres et aquatiques à l'exception des mers et des océans. Ils occupent la majeure partie de l'embranchement des Arthropodes par leur diversité, leur densité et leur biomasse.

L'entomologie est une science qui étudie les insectes, leur développement, leur comportement, leur utilité et leur nuisibilité. Elle comprend plusieurs disciplines appliquées dans plusieurs domaines comme l'agriculture, la foresterie ainsi que la médecine. Parmi les disciplines appliquées dans la médecine, il y a l'entomologie forensique.

L'entomologie forensique comprend trois principales disciplines : l'entomologie urbaine, qui se concentre principalement sur les insectes causant des nuisances au sein de l'environnement humain. L'entomologie des denrées stockées s'intéresse aux arthropodes et débris d'arthropodes retrouvés dans la nourriture et autres produits (livres, textiles, *etc.*). Enfin, nous avons l'entomologie criminelle, qui est définie comme étant l'utilisation des insectes et d'autres arthropodes, tels que les acariens, à des fins médico-légales judiciaires ou forensique. (Catts et Goff, 1992 ; Hall, 2001 ; Hall et Huntington, 2009)

Lors de la découverte d'un cadavre, la détermination du moment du décès est l'objectif principal des enquêteurs. Cette information est fournie par les médecins légistes par une étude des caractéristiques du corps et de son état de décomposition (T° corporelle, lividité et rigidité cadavériques).

Cependant, ces méthodes classiques ne sont fiables que durant une courte période (48 à 72h), au-delà de cette période l'estimation du délai du décès devient délicate et imprécise. Pour cela, il y a eu recours à l'entomologie forensique, l'étude des insectes nécrophages dont le cadavre constitue un substrat nourricier, un site de reproduction, un refuge ou encore un territoire idéal, bien qu'il fluctue le rythme du processus de décomposition.

L'entomologie forensique a pour but de faire parler les insectes présents sur le lieu du cadavre, et les utiliser pour des fins judiciaires. La détermination de la période de l'activité des insectes sur le corps, correspond à l'intervalle post-mortem par l'estimation de la période de ponte des premières mouches nécrophages venues

INTRODUCTION

coloniser le corps. Généralement, on considère qu'il y a une concomitance entre les pontes et le décès.

Les insectes peuvent jouer un rôle important voir décisif dans les constats de manipulation du corps, si une espèce d'insectes à une répartition géographique différente à la scène du crime. En outre, également grâce aux examens toxicologiques sur les larves et les adultes, il est possible de déterminer la cause du décès (overdose, empoisonnement, ou suicide)

La présente étude vise en premier lieu à améliorer les connaissances fondamentales quant au développement et au comportement des principales espèces de Diptères nécrophages, et à connaître l'entomofaune nécrophage de la région de Tizi Ouzou.

L'objectif de notre étude est de récolter puis identifier les insectes nécrophages (faune cadavérique), notamment les Diptères et les Coléoptères associés au processus de décomposition d'un cadavre pour estimer l'intervalle post mortem, la cause décès par les analyses entomotoxicologiques et pour connaître la faune cadavérique spécifique de la région de Tizi-Ouzou, selon un protocole préalablement établi par le laboratoire d'entomologie de l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC-GN).

***Chapitre 1–Données
bibliographiques***

CHAPITRE 1 : DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES**I: GENERALITE SUR L'ENTOMOLOGIE MEDICO-LEGALE****I.1. Définition**

L'entomologie médico-légale est le nom donné à tous les aspects de l'étude des insectes (voire des arthropodes) qui interagissent avec la justice (**Hall, 1991**). C'est une discipline criminalistique qui permet, par l'étude des insectes nécrophages et leur rôle dans la décomposition des cadavres de déterminer où, quand et comment un crime a été commis.

L'entomologie légale, medio-criminelle ou forensique englobe l'ensemble des interactions entre les insectes et la justice. Elle s'appuie sur l'étude du développement thermo-dépendant des insectes colonisateurs sur un principe de succession chronologique des différentes espèces au cours de l'altération cadavérique. Ainsi, l'estimation de la période d'oviposition est réalisée en étudiant les stades immatures des diptères nécrophages, dont l'activité et le développement évoluent en fonction des conditions environnementales (**Gaudry et al, 2009**).

I.2. Historique

L'utilisation de l'entomologie à des fins médico-légales remonte au l'**IIIX**^{ème} siècle en chine, lors d'une enquête à la suite d'un meurtre par un coup de serpe, l'assassin a été trahi par la présence des mouches attirées par l'odeur du sang sur sa hache (**Mougeat, 2012**).

La première utilisation d'insectes comme un moyen de datation est attribuée au Dr.Bergeret au 1850; qui étudia les insectes présents sur le corps d'un nouveau-né retrouvé derrière une cheminée, il estima que la mort remonte à 2 ans. Mais ce n'est que vers la fin du **XIX**^{ème} siècle que la **1^{ère}** base scientifique de l'utilisation des insectes nécrophage a été faite par les travaux de Mégnin (1828-1905). Depuis cette époque, l'étude des insectes nécrophages est devenue essentielle. En effet, ils sont utilisés pour déterminer le moment du décès avec précision et déduire si le corps a été déplacé depuis le décès, ou si une drogue ou un poison a été utilisé (**Mignault, 2004**).

En Europe, différents entomologistes tels que **Leclerc** en Belgique, **Nuorteva** en Finlande **Marchenko** en Russie ont publié plusieurs travaux traitants de l'entomologie médico-légale sur les cadavres humains. (**Frederickx et al, 2011**).

En Algérie cette science est très mal connue, elle est utilisée seulement dans le laboratoire d'entomologie à l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale et cela depuis exactement 2010.

I.3. Domaine d'application

La datation de la mort est l'une des premières applications qui vient à l'esprit quand on parle d'insectes et d'expertises entomologiques médico-légales; elle n'est pas la seule utilisation des insectes en criminalistique .En effet, les insectes peuvent aussi donner des indices à l'entomologiste forensique en ce qui concerne le lieu du décès, s'il y a eu ou non dissimulation du corps ou encore sur d'éventuels déplacements post mortem du cadavre. Les insectes peuvent aussi fournir des informations sur les causes du décès extrême en l'absence de cadavre, révéler l'identité de la personne décédée en analysant l'ADN présent dans le système digestif des larves. Ils peuvent ainsi apporter des informations dans les cas d'abus et de négligences chez les enfants ou les personnes âgées. L'utilisation des insectes en tant que bio-indicateurs et auxiliaires miniaturisés de police se révèlent être précieuse et non négligeable (**Dekeirsschierter, 2012**).

I.3.1. Datation de la mort

Les principales méthodes dont disposent les médecins légistes pour évaluer le temps écoulé depuis le décès sont fondées sur les modifications post-mortem du corps humain (lividité rigidité cadavériques, modifications biochimiques et histologiques) et sont utilisées surtout au cours des premières phases de décomposition puis deviennent rapidement inexploitable.

L'entomologie médico-légale constitue une méthode d'estimation de l'intervalle post mortem très performante durant les premières semaines qui suivent le décès et demeure efficace dans le cas de mort plus ancienne.

I.3.2. Déplacements, dissimulation du cadavre, lieu de décès

Chaque espèce présente une aire de distribution qui traduit ses capacités d'adaptation au milieu environnant. Il en résulte que la comparaison entre la faune entomologique observée sur le cadavre et la faune locale peut permettre de déterminer si le corps a été déplacé durant la période écoulée entre le décès et la découverte du cadavre.

Cela implique que les prélèvements doivent être complets et les plus rigoureux possible.

I.3.3. Entomotoxicologie

Au début des années 1980 une question originale découle d'une enquête criminelle aux États-Unis : peut-on détecter la prise de drogues par la victime à partir d'insectes prélevés sur la scène d'un crime ? La réponse de l'entomologiste consulté ne tarde pas et est affirmative. À partir de là, l'entomotoxicologie a pris véritablement son essor.

Le recours à l'entomotoxicologie, branche de l'entomologie légale, permet à l'enquêteur de détecter la présence de substances toxiques dans des tissus d'insectes. La discipline s'est développée dans de nombreux pays européens, en Afrique du Sud, au Brésil et aux États-Unis. Dans les premiers temps, les analyses ont surtout eu pour but de révéler la présence de métaux lourds dans un objectif environnemental ou d'évaluer l'effet de pesticides sur les insectes. Vers les années 1970, les études se sont de plus en plus dirigées vers des applications médico-légales.

La première investigation a porté sur un corps en décomposition avancée. L'urine, le sang et les organes n'étant plus disponibles, les analyses toxicologiques ont été réalisées sur des asticots d'un Calliphoridae, et les résultats ont permis de confirmer le suicide par prise de barbituriques.

À la fin des années 1980, c'est un empoisonnement à l'insecticide que prouve la détection de malathion dans les tissus d'un Sarcophagidae prélevé sur un corps en état de décomposition avancée. De même, un empoisonnement à l'arsenic a pu être mis en évidence grâce à des larves d'autres Diptères (Piophilidae, Psychodidae et Fanniidae) prélevées sur des restes humains.

Pour les dosages de drogues, les insectes offrent de nombreux avantages par rapport au sang ou à l'urine. Lors de la décomposition du cadavre, ces fluides ainsi que les organes se dégradent rapidement, ce qui rend les dosages classiques impossibles. Des drogues sont détectables dans des pupes de Diptères vides, des exuvies de Coléoptères et des fèces de dermestes. Cependant, leur accumulation est moindre chez les Coléoptères qui se nourrissent de tissus secs, où la concentration en drogue est plus faible. Bien plus, les toxines peuvent s'accumuler chez les Staphylinidae prédateurs des larves de Calliphoridae.

À l'heure actuelle, une soixantaine de substances toxiques (drogues mères mais aussi leurs métabolites) ont été détectées à partir de tissus de 26 espèces d'insectes nécrophages (Calliphoridae, Dermestidae, Fanniidae, Muscidae, Phoridae, Piophilidae, Sarcophagidae, Silphidae, Staphylinidae)

L'entomotoxicologie permet une détection de plus en plus précise de nombreux composés. Elle doit cependant encore progresser dans la compréhension des voies métaboliques et du processus de bioaccumulation pour permettre une analyse quantitative et fournir des éléments de preuve incontestables (**Gosselin, 2009**).

I.3.4. Enfants et personnes âgées maltraités

Les insectes nécrophages peuvent aussi révéler certains cas de maltraitances et de négligence sur les personnes dépendantes de notre société telles que les personnes âgées ou les enfants en bas âge (**Benecke et Lessig, 2001; Gennard, 2007**). En effet, les larves de certains Diptères nécrophages, par exemple *Lucilia sericata* Meigen 1826, sont attirées par les odeurs, comme l'ammoniaque, provenant de l'urine et des fèces. La présence d'asticots au niveau d'une blessure (escarres) ou d'un orifice naturel d'une personne vivante provoque des lésions et indique souvent que la personne est négligée. Ces lésions, appelées myiases des plaies ou traumatiques, apparaissent sous forme d'abcès et de furoncles de coloration rougeâtre qui deviennent douloureux. L'estimation de l'âge de ces larves permet de déterminer depuis quand les larves sont présentes sur le corps et donc depuis quand la personne est délaissée.

Cependant, la médecine a su également tirer profit des mouches. En effet, on emploie leurs larves à des fins thérapeutiques en asticothérapie pour débrider les plaies. On parle également de "*maggot therapy*", de larvothérapie ou de luciliathérapie en référence aux espèces de Calliphoridae employées (**Guilhou et al., 2003; Nigam et al., 2006; Gennard, 2007**).

I.3.5. ADN et l'entomologie forensique

En entomologie forensique, l'identification de larves, des pupes et des adultes nécrophages se base principalement sur des caractéristiques morphologiques (**Benecke et Wells, 2001; Gupta et Setia, 2004; Gomes et Von Zuben, 2006; Benecke, 2009**). Ce travail est essentiel, mais demande une certaine expérience dans la taxonomie et pour confirmer les identifications, il est nécessaire d'élever les larves jusqu'au stade adulte, ce qui occasionne une perte de temps importante (**Gomes et Von Zuben, 2006**) ; De plus, sous certaines conditions, il est difficile voire impossible d'identifier les insectes, notamment le cas des insectes immatures, des insectes endommagés ou encore des adultes appartenant à certains taxa comme les Sarcophagidae (**Wells et Stevens, 2009**). Pour ces raisons, l'ADN peut être utilisé comme une technique d'identification

taxonomique alternative ou complémentaire, plus rapide et plus fiable mais aussi plus onéreuse (Gupta et Setia, 2004, Gennard, 2007, Wells et Stevens, 2009).

Dans une autre optique, on peut aussi récupérer l'ADN humain contenu dans le tractus digestif des asticots et en effectuer le séquençage afin de déterminer le profil génétique de la victime (Benecke et Wells, 2001). Cette application trouve son utilité lorsque l'on est en présence d'insectes nécrophages en grande quantité mais en l'absence de cadavre (déplacements du corps par exemple) (Gaudry et *al.*, 2007).

I.4. Ecosystème autour d'un organisme mort

Lorsqu'un organisme animal meurt, il est rapidement visité et colonisé par de nombreux organismes. La majorité de ces organismes sont des arthropodes, avec une nette prépondérance d'insectes.

Le cadavre constitue pour ces différents organismes un substrat nourricier, un site de pontes, un refuge ou encore un territoire idéal pour leur développement.

I.4.1. Le cadavre en tant qu'écosystème

L'approche éco- systémique du cadavre et de son peuplement entomologique, bien qu'abordée dans quelques études populationnelles ou pour expliquer la variabilité de certaines observations, reste extrêmement minoritaire et peu développée.

A l'origine de ce biotope se trouve un cadavre, qui constitue non seulement une ressource alimentaire responsable de la formation locale de cet écosystème, mais également un milieu de vie et de développement des populations de larves et de certains insectes adultes. Il s'agit de plus d'une zone attractive pour les populations de femelles gravides, qui y sont attirées sur de grandes distances afin d'y déposer leurs œufs.

Le déclenchement des pontes est dépendant de l'état du corps, qui sera plus ou moins attractif pour les insectes nécrophages selon son niveau de décomposition, mais également des populations et pontes préexistantes sur le cadavre. Le climat joue un rôle fondamental sur la dynamique de ce système, notamment via la température. Celle-ci contrôle la vitesse et le processus de décomposition du cadavre, mais également l'activité des populations d'insectes.

Elle intervient aussi à un niveau local, la température ressentie par les larves présentes sur le corps étant le principal facteur de variation de leur vitesse de développement.

Enfin, le dernier élément de cet écosystème est représenté par les populations d'insectes nécrophages présents sur le corps. Nous nous sommes ici principalement intéressés aux larves de diptères, mais de très nombreuses autres espèces interviennent, dont certaines sont prédatrices. Au sein même des masses de larves, la compétition semble jouer un rôle déterminant dans la régulation inter et intra spécifique des populations. Le comportement propre des individus, notamment via l'agrégation, influe quant à lui à la fois sur des paramètres locaux tels que la température ou la compétition, et sur la dynamique globale du système en accélérant la décomposition du corps.

L'ensemble de ces éléments constitue un écosystème éphémère et instable, voué à disparaître. Les changements y sont donc extrêmement rapides, la compétition accrue et la variabilité d'un cas à l'autre particulièrement forte (Charabidez, 2008).

La **Fig.01** présente une synthèse des principaux éléments et interactions constituant l'écosystème « cadavre » que nous avons défini

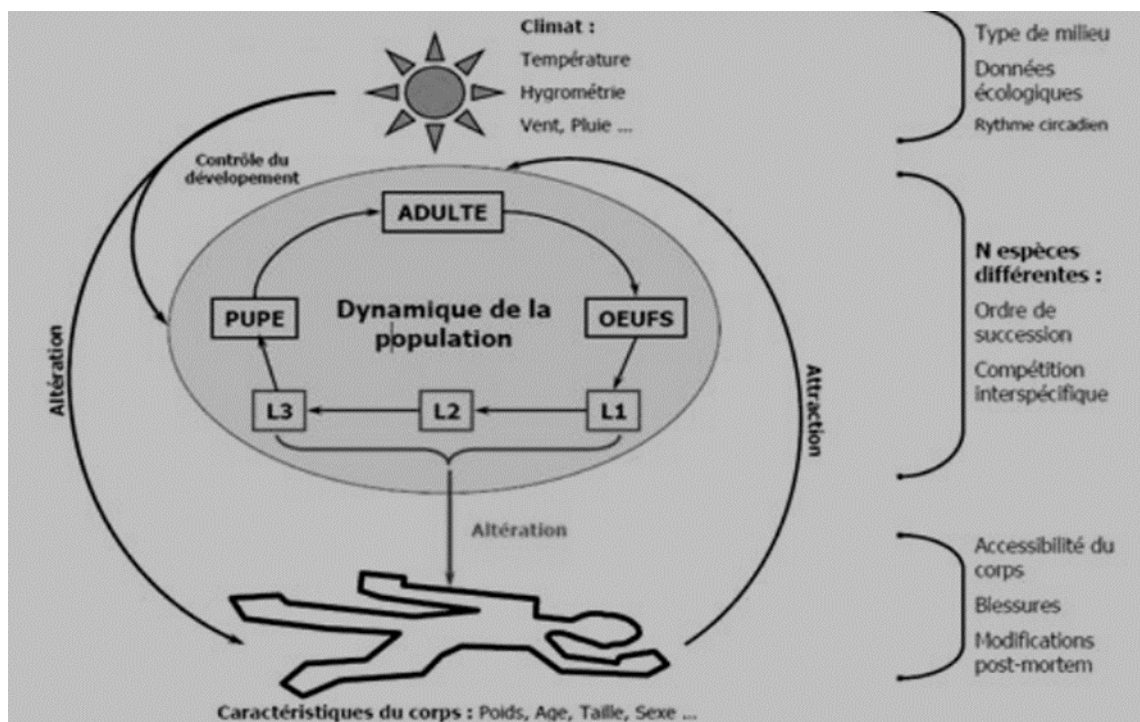


Figure 01: Schéma des différents constituants de l'écosystème « cadavre » (Charabidz, 2008).

I.4.2. Le processus de la décomposition du corps

La mort est la perte de toute activité biologique de l'individu qui se caractérise par :

- Un arrêt cardiaque sur un plan physiopathologique ;
- Un arrêt cérébral par l'absence d'activité électrique combinée à une absence de circulation sanguine endocrânienne.

On peut aussi la définir comme une perte irréversible des fonctions sensibles et motrices, conduisant inéluctablement à l'arrêt cardiaque et respiratoire (**Mangin ; 2008**). L'évolution d'un cadavre s'inscrit dans un processus biologique général de décomposition dont l'avancée dépend de facteurs intrinsèques et de facteurs extrinsèques et varie d'un corps à l'autre, d'un environnement à l'autre, et d'une partie du corps à l'autre (**Mangin ; 2008**).

L'évolution d'un cadavre s'inscrit dans un processus biologique général de décomposition dont l'avancée dépend des facteurs intrinsèques et des facteurs extrinsèques et varie d'un corps à l'autre, d'un environnement à l'autre, d'une partie du corps à l'autre (**Mangin, 2008**).

Hormis la décomposition biologique du corps (Champignons, bactéries, insectes) et sa destruction par les vertébrés (mammifères, oiseaux) (**Marchenko, 2001**), le corps subit une thanatomorphose.

Après la mort, les processus de décomposition se déclenchent plus au moins rapidement selon les conditions environnantes.

La dégradation d'un corps comporte une série de processus dynamiques, chimiques et biologiques au niveau du cadavre (**Anderson, 2001**). La destruction d'une dépouille est donc un phénomène complexe qui varie en fonction de l'organisme ou d'une partie de celui-ci et de l'environnement, il s'agit souvent d'un phénomène asymétrique (**Dix et al, 2000 ; Campobasso et al, 2011**).

La **Fig.02** montre les processeurs naturels d'évolution du corps :

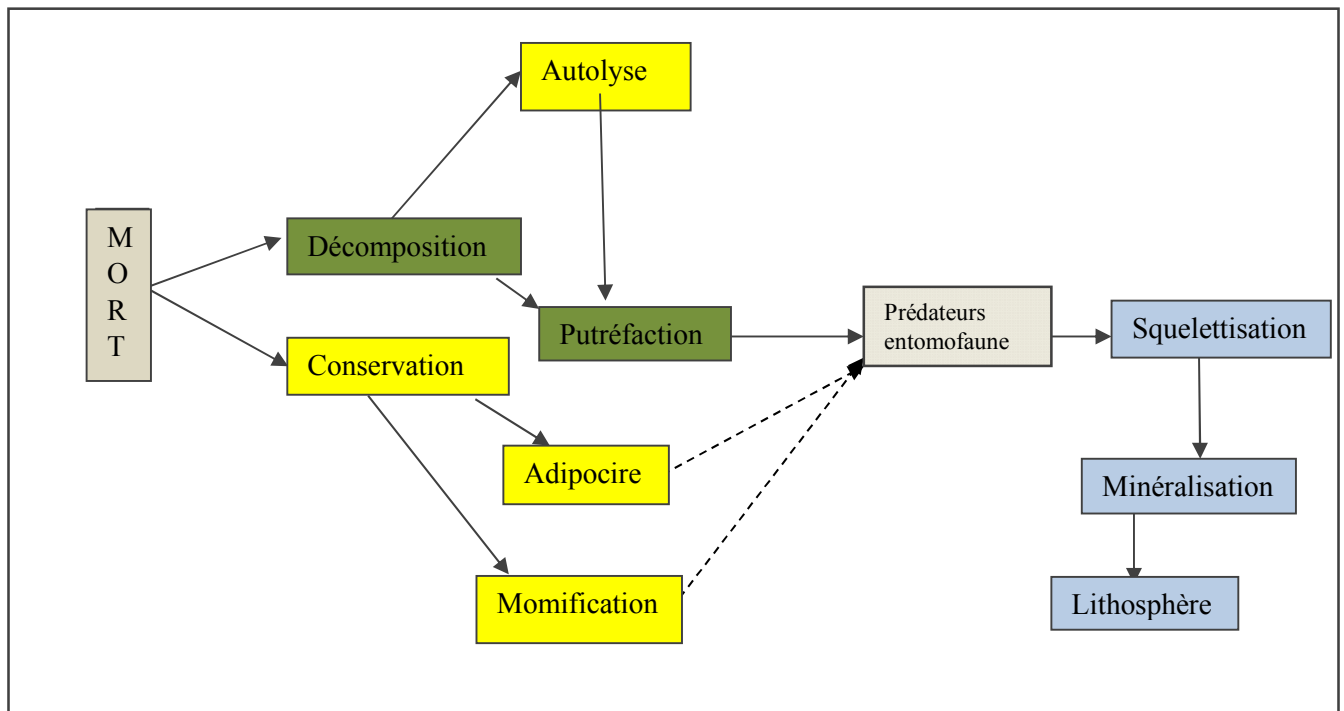


Figure 02 : Schéma des processus naturels d'évolution du corps (Mangin, 2008)

I.4.3. La vie autour d'un cadavre : l'entomofaune cadavérique

On distingue 4 groupes fonctionnels :

a. Les espèces nécrophages

Des insectes sont dotés de puissants chimiorécepteurs présent au niveau de leurs antennes et un odorat performant leur permettant de détecter l'odeur du cadavre frais quelques minutes seulement après le décès, voire même au moment de l'agonie à une très large distance. Ils se nourrissent de substrat (cadavre) et l'utilisent pour assurer la subsistance de leurs larves.

Les insectes rencontrés appartiennent principalement aux ordres des Diptères (*Calliphoridae*, *Muscidae*, *Sarcophagidae*, *Fannidae*, *Piophilidae* et *Phoridae*) et de Coléoptères (*Dermetidae*, *Silphidae*, *Cleridae* et *Nitidulidae*) (Wyss et Cherix, 2006).

b. Les espèces nécrophiles

Il s'agit des espèces prédatrices ou parasites des larves et des pupes nécrophages. On rencontre régulièrement des Coléoptères (*Silphidae*, *Histeridae*, *Staphylinidae*) des Diptères (*Calliphoridae* et *Stratiomyidae*) ainsi que des Hyménoptères.

c. Les espèces opportunistes

Les insectes de ce groupe, utilisent le cadavre comme refuge pour étendre leurs habitats, s'abriter, se réchauffer, hiberner et parfois même se nourrir (**Leclercq et Vestraeten, 1992**). Ils sont originaires de la végétation environnante ou de la pédofaune et peuvent exceptionnellement être prédateurs des espèces nécrophages (**Campobasso et al., 2001**).

On y dénombre des collemboles, des araignées, des mille-pattes, des lépidoptères, mais aussi des acariens qui se nourrissent des moisissures et champignons qui peuvent se développer sur le corps en décomposition (**Campobasso et al., 2001**)

d. Les espèces omnivores

Ces insectes ne sont pas forcément nécrophages, ils utilisent le cadavre comme source alimentaire et se nourrissent des poils, tissus, etc. Ils peuvent également se nourrir d'insectes présents sur le corps. Les principales espèces appartiennent généralement aux Hyménoptères (fourmis, guêpes) et aux Coléoptères (**Wyss et Cherix, 2006**).

Parfois on remarque la présence de certaines espèces sur le cadavre due au hasard qui sont accidentelles (**Arnaldos et Lumaa, 2005**).

On distingue dans la **Fig.03** quatre groupes d'arthropodes, en fonction de leur régime alimentaire, sur un organisme en décomposition. On y rencontre des espèces nécrophages, nécrophiles, omnivores et des opportunistes. Une cinquième catégorie est parfois citée, il s'agit des espèces dites accidentelles

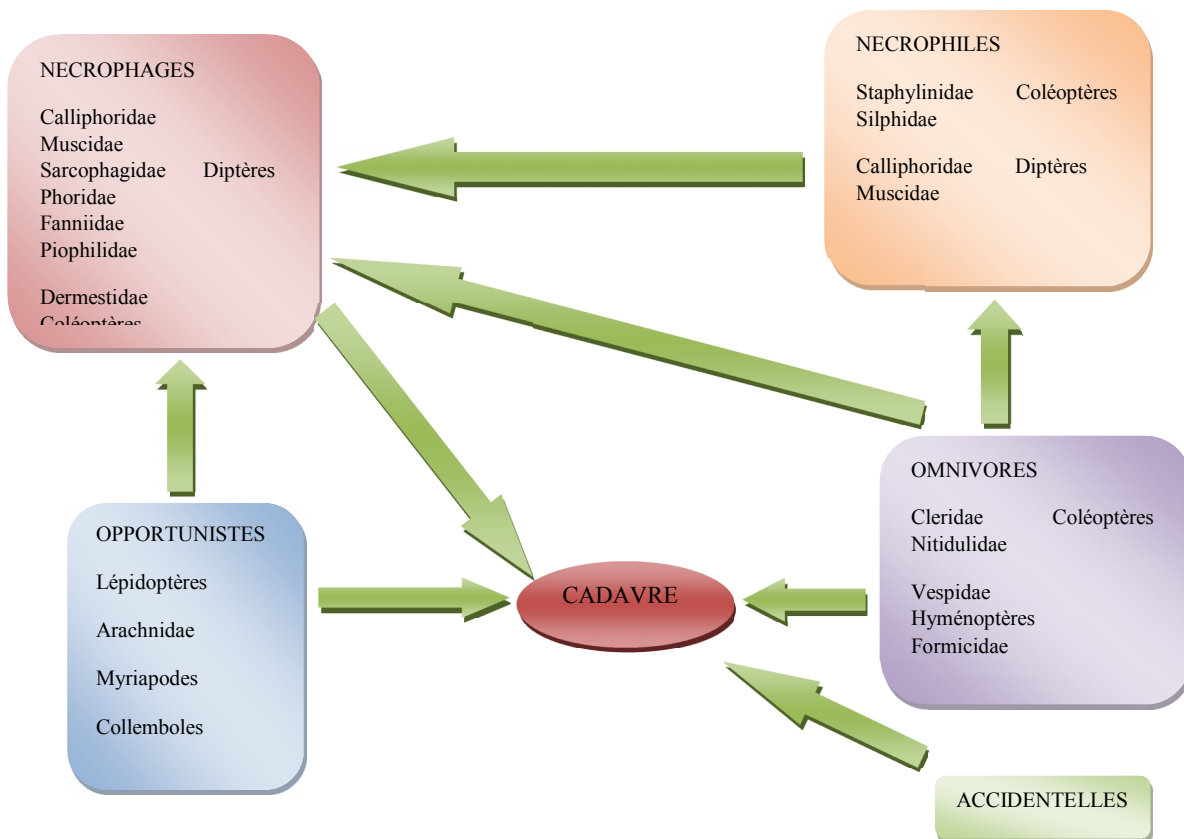


Figure 03 : Schéma des différents groupes écologiques autour d'un cadavre
(Hamel, 2011)

II : CALCUL DE L'INTERVALLE POST-MORTEM

Dans la littérature on parle souvent de deux méthodes pour déterminer un IPM en utilisant les insectes comme bio indicateurs (Swift, 2006; Wyss et Cherix, 2006).

La détermination de la période de l'activité des insectes sur le corps correspond à l'intervalle ou délai post mortem et qui est basée sur la détermination de la période des pontes des premières espèces de Diptères nécrophages venues coloniser le corps (Fig.04).

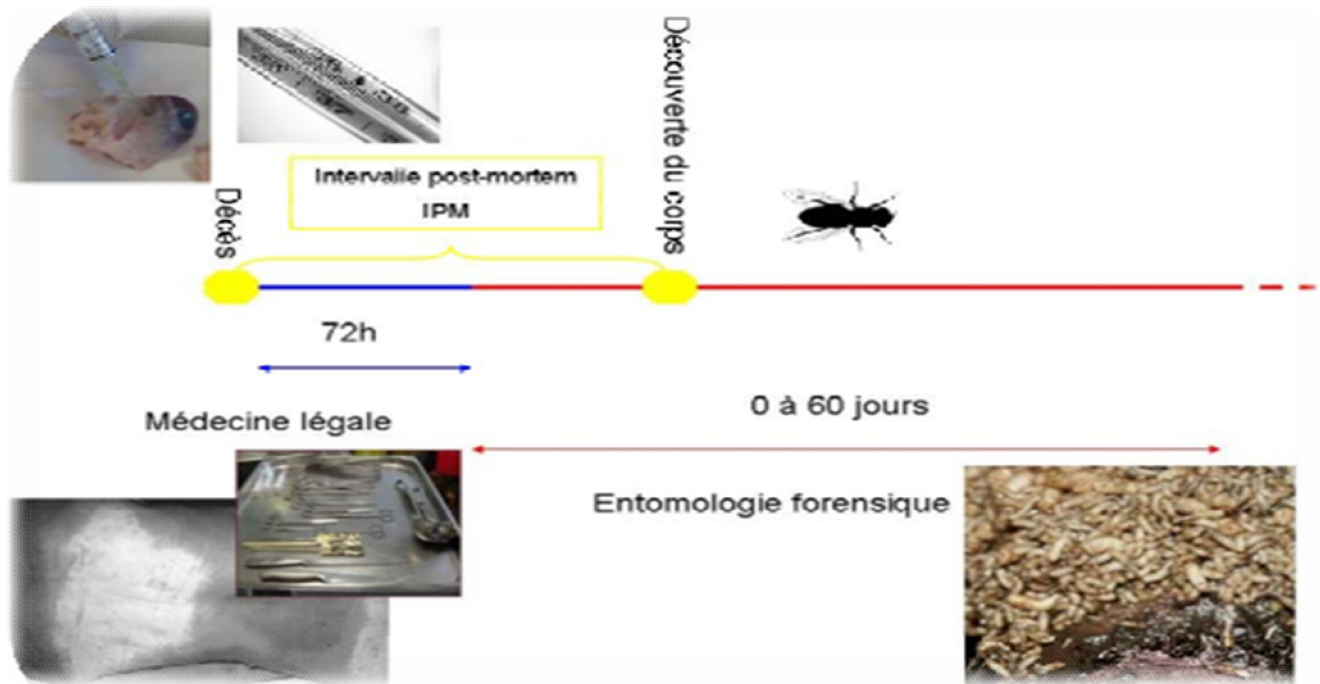


Figure 04 : Estimation du délai post-mortem (Frederick. et *al*, 2011).

La première méthode se base sur le cycle de développement des diptères nécrophages (presque uniquement les Calliphoridae). Pour être correcte, cette méthode doit tenir compte de nombreux facteurs tels que l'accessibilité du corps aux insectes dès le décès et des conditions climatiques favorables à l'activité des mouches. En effet, on part du postulat que si les mouches ont accès au substrat, le jour des premières pontes correspond au jour du décès.

La deuxième méthode utilise les escouades pour déterminer l'IPM ; selon Wyss et Cherix (2006), cette méthode n'est pas pertinente et peu fiable. 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 l'insecte, tous deux fortement influencés par les conditions climatiques locales.

Nous avons deux méthodes pour estimer l'intervalle post-mortem, la première est utilisée pour dater les corps dont la mort est récente et la deuxième pour dater la mort ancienne.

II.1. Première méthode : Cycle de développement des Diptères nécrophages

Cette méthode doit tenir compte de nombreux facteurs, tels que l'accessibilité du corps aux insectes dès le décès et des conditions climatiques favorables à l'activité des mouches.

Deux techniques sont utilisées : la première est utilisée seulement Aux Etats-Unis et se fonde sur la taille et le poids des larves de Diptères nécrophages pour obtenir le jour de la ponte. La deuxième, est l'approche la plus communément admise, elle repose sur la détermination du jour de ponte des mouches nécrophages en se fondant sur la durée du développement complet des spécimens prélevés sur les lieux (accumulation des degrés jours (ADJ), et des degrés heures (ADH)) ; il peut s'agir d'œufs, de larves ou de pupes, une mise en élevage sera nécessaire ;

Les spécimens quelque soient leur stade ne se développent qu'au-dessous d'une certaine température, il s'agit du seuil inférieur de croissance.

Ainsi, dans le développement des mouches nécrophages, les températures effectives sont les seules prises en compte c'est-à-dire, les Températures moyennes journalières obtenues par la météorologie moins le seuil inférieur de croissance qui est spécifique à l'espèce étudiée.

Pour un cycle de développement complet, soit de l'œuf à l'imago, chaque espèce a besoin d'une certaine quantité de chaleur définie comme la constante de chaleur, (c'est à dire, la somme des Températures effectives journalières) (Wyss et Cherix, 2006).

Ainsi grâce à cette constante, il est rétroactivement possible d'estimer le jour de ponte, ce qui correspond à l'IPM (Marchenko, 1988) avec une grande marge d'erreur estimée à $\pm 24h$.

La **Fig.05** représente le cycle de vie d'un diptère Calliphoridae

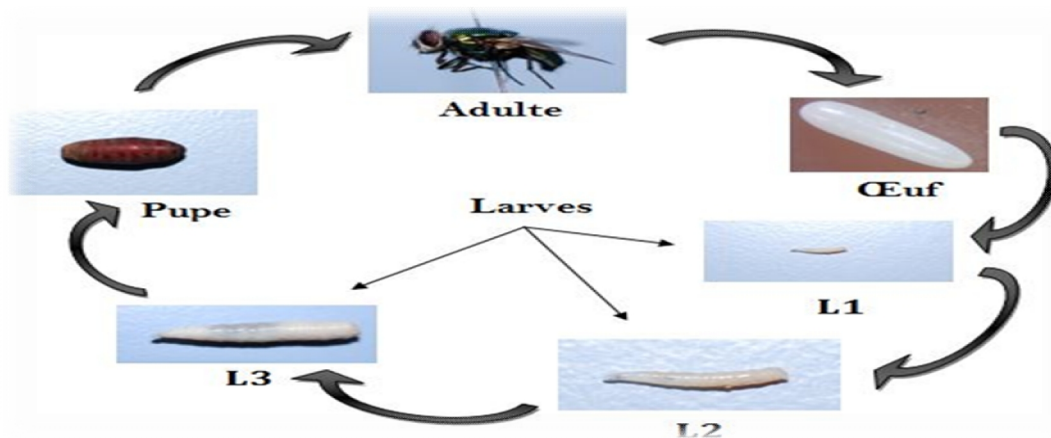


Figure 05 : Cycle évolutif d'un diptère Calliphoridae (photo original)

II.1.1. Ponte : période embryonnaire

Chez les Calliphoridae nécrophages, les femelles déposent leurs œufs en priorité sur les blessures ou, si celles-ci sont absentes, dans les orifices naturels. Les œufs, en forme de banane, de couleur blanc-jaunâtre, et mesurant de 1 à 2 mm de long, sont déposés par paquets d'une dizaine à plusieurs centaines. La femelle pond parfois profondément dans le substrat grâce à son oviscapte.

II.1.2. Croissance larvaire

La durée d'incubation des œufs est très étroitement dépendante de la température. Elle peut ainsi varier d'une dizaine à une centaine d'heures. La période larvaire est essentiellement une période de nutrition. Une réserve alimentaire importante se constitue sous la forme de nappes de tissu graisseux. La larve passe successivement par trois stades, séparés chacun par une mue. Le premier stade larvaire est le plus court, une quinzaine d'heures maximum. Les jeunes larves cherchent immédiatement à pénétrer dans les tissus sous-cutanés.

Le second stade larvaire est un peu plus long. Le troisième stade dure plusieurs jours et se termine par une période pendant laquelle la larve cesse de se nourrir, quitte le substrat nourricier et recherche un site favorable à la pupaison (on parle alors de prépupe). Anatomiquement, les trois stades larvaires se différencient par la morphologie de leurs stigmates respiratoires.

Au premier stade, la larve ne possède qu'une paire de stigmates situés sur le dernier segment. A partir du deuxième stade, il y a apparition d'une deuxième paire de

stigmates sur le prothorax. A ce deuxième stade les stigmates postérieurs présentent deux fentes, alors qu'au troisième stade, ces mêmes stigmates en présentent trois (Charabidze, 2008). Ce dernier stade larvaire est divisé en deux phases :

La phase nutrition et la phase poste nutritionnel ou la larve cesse de se nourrir et change de couleur c'est une phase de préparation pour la pupe.

II.1.3. Phase pupale

Après avoir cessé de s'alimenter, les larves, alors appelées prépuces, quittent le corps et recherchent un site favorable à la pupaison. Elles s'enterrent la plupart du temps à quelques mètres du cadavre mais peuvent dans certains cas (carrelage d'une habitation) parcourir jusqu'à 30 mètres. Chez beaucoup d'espèces, la pupaison a lieu à 2 ou 3 cm de profondeur. A ce moment, la cuticule de la larve se contracte puis se sclérifier en brunissant pour former la pupe (enveloppe rigide protégeant la nymphe). La vitesse de la métamorphose est proportionnelle à la température (Charabidze, 2008).

II.1.4. Emergence des adultes (période imaginale)

Le début de cette période est marqué par l'ouverture du puparium. Le jeune imago provoque cette ouverture par des gonflements répétés de son sac frontal ou ptilinum. Il est alors capable de mouvements de reptation rappelant ceux de la larve, lui permettant de traverser le substrat sous lequel il émerge. Juste après l'émergence, les téguments sont mous et peu pigmentés. Rapidement, le corps augmente de volume par remplissage des sacs trachéens et les ailes s'étalent. Les téguments durcissent et prennent leur teinte définitive. La mouche présente alors déjà sa forme caractéristique bien que certains organes doivent encore achever leur maturation. Dans les conditions optimales (température, alimentation protéique suffisante), les femelles sont capables de pondre une semaine après leur émergence.

II.2. La deuxième méthode : Le principe d'escouades

Le concept est simple : le biotope « cadavre » évoluant au fur et à mesure de la décomposition, certains insectes seront attirés très tôt sur le corps, d'autres plus tardivement.

Megnin (1894) en classa ces insectes en 8 groupes selon leur arrivée sur le biotope et selon lui les périodes d'attractivité du cadavre correspondaient à l'émission d'odeurs différentes corrélées à certaines phases de décomposition.

Les insectes sont attirés par certains composés volatiles caractéristiques d'une phase de décomposition adaptée au développement de leurs larves sur le cadavre (Gragg, 1956 ; Vass, 2004 ; Seenivasagan et al, 2010 ; Von Hoermann et al, 2011).

La notion d'escouades s'imposa malgré tout dans un premier temps comme une méthode simple et efficace de datation de l'IPM.

Smith en **1986** proposa ainsi dans sa monographie de 1986 une succession de huit escouades qui resta pendant longtemps la référence en entomologie médico-légale.

II.2.1. Pour un corps à l'air libre

1ère escouade : Les premiers insectes sont les Calliphoridae ou mouche à viande et les Muscidae ou mouches domestiques communes. Ces insectes arrivent directement après la mort, avant qu'il y ait d'odeur de décomposition. Ils arrivent parfois même juste avant la mort, à l'agonie. D'un bleu sombre brillant, leurs larves aspirent les liquides produits par la transformation des tissus organiques (**anonyme G**).



Figure 06 : Calliphoridae et Muscidae (Filali, 2010)

2ème escouade : Les mouches Sarcophagidae, striées de noir et de blanc, attirées par l'odeur de la mort, arrivent dès que le corps dégage les odeurs cadavériques, aux alentours de trois mois après la mort. Elles pondent des larves qui réduisent les tissus en bouillie.



Figure 07 : Sarcophagidae (Filali, 2010)

escouade : Les coleoptères Dermestidae surviennent trois mois du rancissement des graisses car il y a libération des acides gras volatiles, qui attirent les insectes de cette catégorie.



Figure 08: *Dermestides peruvianus* (Filali, 2010)

4ème escouade : Les mouches *Piophilidae* ou mouches du fromage, d'un noir luisant, apparaissent lors de la fermentation de la caséine entre quatre et huit mois.



Figure 09: *Piophila casei* (mouche de fromage)

Piophilidae (Filali, 2010)

5ème escouade : Un dégagement d'ammoniac donne ensuite le signal de la cinquième vague : les coléoptères, dont *Histeridae*.



Figure 10: *Histeridae*

6

ème escouade : Une fois les fermentations arrêtées, surviennent les acariens, arachnides microscopiques qui nettoient les dernières humeurs du cadavre, entre six et douze mois après le décès.



Figure 11: Acariens (Filali, 2010)

7ème escouade : Les coléoptères et les lépidoptères de la septième vague interviennent lorsque le cadavre est complètement desséché, entre un et trois ans. Les coléoptères raclent les ligaments et les tendons du cadavre.



Figure12 : Un lucane (Filali, 2010)

8ème escouade : Les coléoptères *Tenebrionidae*, un scarabée, et *Ptinidae* interviennent trois ans après la mort et éliminent tous les restes des escouades précédentes (pupes, excréments, insectes morts).



Figure13: *Ptinidae* (Filali, 2010)

Cette méthode des « escouades » est soumise respectivement à plusieurs tests qui démontrent que ses 8 escouades change parfois ordre de colonisation du cadavre, les familles et les espèces peuvent aussi se différencier.

II.2.2. Pour les corps inhumés

Escouades	Insectes et acariens	Intervalle post mortem
1	<i>Calliphora</i>	
	<i>Muscina stabulans</i>	
2	<i>Hydrotaea (ophyra)</i>	
3	<i>Phorides Conicera sp</i> , Moucheron pouvant voler au niveau du sol ou se trouve un cadavre enfoui	1 an
4	Coléoptères Rhizophagides <i>Rhizophagus, parallelcolllis</i> , <i>Staphylinides</i>	2 ans

Tableau 01 : La succession des escouades sur les corps inhumés (**Mégnin 1894, Leclercq 1978**).

II.2.3. Pour les corps calcinés

Très peu d'études ont été publiées concernant l'influence du feu sur la colonisation post-mortem par les insectes (**Anderson, 2009**). Cependant, ces études mettent en évidence une colonisation différentielle des corps brûlés par rapport aux corps non incendiés (**Avila et Goff 1998**). Les corps brûlés attirent plus précocement les insectes (craquements de l'épiderme fournissant des zones propices à l'oviposition) que ceux n'ayant pas été brûlés (**Avila et Goff, 1998 ; Anderson 2009**). Toutefois, on retrouve les mêmes insectes sur les corps brûlés que sur les corps non brûlés, l'importance de la colonisation entomologique est fonction du taux d'incinération du corps (**Anderson, 2009**). Pour que celui-ci reste attractif pour les insectes, la carbonisation doit être partielle ; il doit rester sur le corps des masses musculaires humides sans coagulation totale des protéines par la chaleur. De plus, le carburant utilisé doit être volatil et rapidement éliminé sous peine de jouer le rôle de substance répulsive pour les insectes. Dans une autre optique, les traces laissées par les insectes (pupes, exuvies, etc.) sur une scène de décès incendiée peuvent encore être analysées et servir d'indicateurs post-mortem. En effet, ces éléments résistent très bien au feu (**Anderson, 2005**)

II.2.4. Pour les corps immergés

La faune des cadavres immergés est différente de celle des cadavres retrouvés à l'air libre (**Anderson, 2001**). Contrairement aux écosystèmes terrestres, il n'y a pas d'espèces aquatiques exclusivement nécrophages.

Cependant, les restes humains (et/ ou animaux) attirent une faune aquatique diversifiée : des larves d'insectes (Trichoptères, Coléoptères, Diptères etc.), des crustacés, des mollusques et des poissons (**Merritt et Wallace 2001**). On ne parle plus d'intervalle post-mortem mais d'intervalle post-mortem de submersion (IPMS) (**Merritt et Wallace, 2001**).

Le cadavre constitue une source de nourriture pour une large variété d'invertébrés et de poissons, c'est aussi un abri pour de nombreuses autres espèces.

Les algues peuvent également coloniser et croître sur le cadavre (**Merritt et Wallace, 2001**). Par la suite, ces végétaux aquatiques vont attirer des herbivores.

Néanmoins, les corps partiellement immergés peuvent être colonisés par des arthropodes terrestres, notamment les Calliphoridae (**Anderson, 2001**). L'eau limite le nombre et les espèces d'arthropodes nécrophages présents sur le corps. En effet, le tiers de la faune présente sur un cadavre à l'air libre peut être retrouvé sur les corps immergés (**Leclercq, 1978**). Peu d'études étudiant les relations entre insectes et corps immergés existent. Pour dix études réalisées en entomologie forensique, seulement deux sont consacrées aux arthropodes aquatiques (**Merritt et Wallace, 2001**). Une étude récente (**Wallace et al, 2008**) souligne l'importance des Trichoptères (*caddis flies*) en tant que bio-indicateur dans l'estimation de l'IPMS.

II.3. Les facteurs limitant le calcul de l'IPM

L'estimation de l'IPM est l'un des aspects les plus essentiels de l'étude des insectes nécrophages. Lors de l'application de la méthode entomologique, les points importants à prendre en considération sont :

- Le site de découverte (situation géographique, altitude).
- L'accessibilité des insectes nécrophages au cadavre
- Les facteurs climatiques (Température, Hygrométrie)

II.3.1. La température

Le développement des insectes est rythmé par les températures ambiantes et leur variation ainsi que la photopériode (Turchetto et *al*, 2004).

Il existe des seuils thermiques inférieurs et des seuils thermiques supérieurs au-delà des quels les insectes nécrophages sont inactifs ou meurent. (Faucherre et *al*, 1999)

Les températures sont des bio-indicateurs potentiels dans l'estimation de l'IPM, compte tenu de leur lien direct avec le développement des insectes et plus précisément de leur influence sur la durée du cycle de développement des Diptères nécrophages (Marchenko, 1988), Une élévation des températures tend à accélérer les cycles évolutifs alors qu'un refroidissement accroît sa durée.

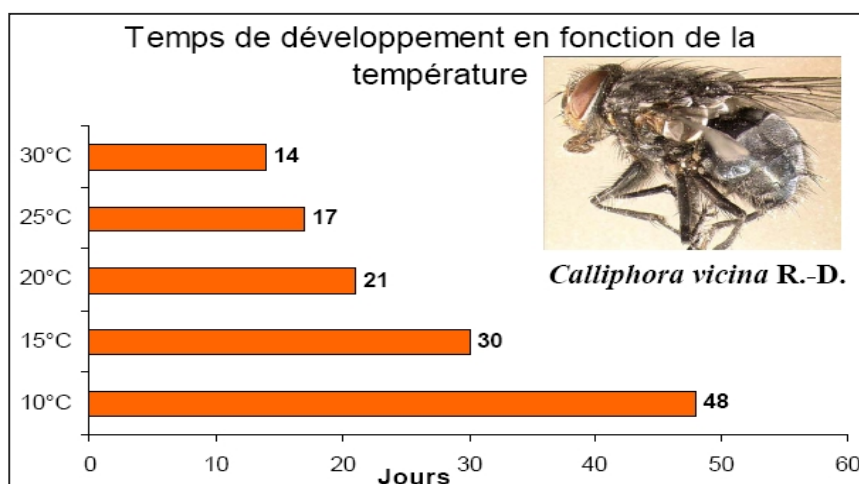


Figure14 : L'influence des températures sur le développement des Diptères nécrophages.

II.3.2. Hygrométrie

L'humidité est un facteur important pour la ponte chez de nombreux Diptères nécrophages, parfois ses fluctuations déclenchent des phases d'inertie évolutive ; L'élévation du degré de l'hygrométrie n'est pas aussi dangereux que la sécheresse pour l'épanouissement des larves, la déshydratation peut leur être fatale.

L'influence de l'humidité sur la biologie des insectes et des acariens est en règle générale liée à la température et vice versa. La résistance au froid et à la chaleur est sous la dépendance du degré hygrométrique de l'air ambiant (Paulian, 1988). Si celui-ci est faible, il entraîne une dessiccation rapide de tout cadavre exposé à l'air libre, ce qui influe sur la succession des Arthropodes et favorise la colonisation par les espèces qui

se nourrissent de matières organiques desséchées, dont certains Coléoptères du genre *Dermestes* et certains Lépidoptères.

II.3.3. Vent

Le vent est un facteur défavorable à l'activité des Diptères, il perturbe le sens olfactif des Mouches rendant la localisation et la ponte sur le cadavre difficile : un vent faible diminue l'activité des Calliphoridae et un vent violent l'interrompt complètement.

II.3.4. Lumière

La lumière influence directement sur la ponte parce que la plupart des insectes nécrophages comme les Calliphoridae ont des activités diurnes.

II.3.5. Adéquation avec l'environnement

Dans ce cas il ya une cohérence entre l'association des espèces et le milieu, ainsi qu'entre l'entomofaune nécrophage et l'état de décomposition du cadavre.

II.3.6. D'autres facteurs

a. Le phénomène de compétition

La surpopulation au-sein des masses semble d'après les différentes études menées, être un frein pour le développement des insectes, non pas par insuffisance de substrat mais du fait de la difficulté d'accès à la nourriture.

b. Le phénomène de diapause

Certaines espèces sont capables, lors de climat très hostile, de stopper temporairement leur développement larvaire en attendant le retour des conditions favorables. Ce caractère se transmet de façon facultative par la mère.

Une femelle adulte pourra ainsi, si elle est soumise à des températures extrêmes ou un rythme nycthéméral altéré, transmettre à sa descendance la faculté d'interrompre son développement appelé phénomène de diapause.

c. Le phénomène de larviposition

Certaines espèces préférentiellement choisies en entomologie forensique, comme les Sarcophagidae et certaines Calliphoridae, ont la particularité de pouvoir maintenir leurs œufs dans les voies génitales de la femelle après fécondation et de déposer directement les larves de premier stade sur le cadavre. Ce phénomène de larviposition peut être une source d'erreur à l'évaluation de l'intervalle post mortem, puisque la détermination de la durée de développement de l'insecte prendra en compte le temps écoulé entre la ponte

et le premier stade larvaire alors que celui-ci aura pu être antérieur à la colonisation du corps et donc à la date du décès.

III. LES INSECTES NECROPHAGES

III.1. Définition des insectes nécrophages

Les insectes nécrophages appartiennent au groupe de nécrophores, Ils se nourrissent de matières organiques comme les cadavres. Ces insectes sont de précieux éléments d'enquêtes pour les enquêteurs car différentes espèces se succèdent au cours du temps en fonction du stade de décomposition du cadavre.

III.2. Classification des insectes nécrophages

III.2.1.LES DIPTERES

III.2.1.1. Généralités

Les Diptères nécrophages appartiennent au sous-ordre des Brachycères (antennes courtes avec moins de 6 segments) et au groupe des Cyclorrhaphes. Parmi les Diptères, seules les mouches ont aujourd'hui un intérêt en entomologie criminelle, les autres espèces n'étant présentes que fortuitement.

Les mouches nécrophages sont recensées dans plusieurs familles (26 familles sont fréquemment citées dans la littérature) mais seules six familles sont couramment rencontrées sur les cadavres humains et y effectuent leur cycle de développement. Il s'agit des Calliphoridae, des Sarcophagidae, des Fanniidae, des Muscidae, des Piophilidae et des Phoridae (Byrd et Castner, 2001., Wyss et Cherix, 2006).

III.2.1.2. Biologie

Les Diptères sont des insectes à métamorphose complète (holométabole), la larve est très différente de l'insecte adulte. Les larves, de couleur blanchâtre, sont apodes (asticots) et n'ont pas de capsule céphalique visible. La larve va subir plusieurs mues avant d'entrer en nymphose (pupaison). La durée de développement de chaque stade est dépendante de la température (fonction linéaire) et est différente selon les espèces (Wyss et Cherix, 2006).

La plupart des espèces sont ovipares (exception faite des Sarcophagidae (Byrd et Castner, 2001), En quelques heures, les œufs vont éclore et donner naissance à des larves ou asticots. Ces asticots vont passer par trois stades larvaires. Le troisième stade est le plus vorace, la masse larvaire est très active et dépouille le cadavre de ses chairs

très rapidement (**Haskell et al., 1997**). Après s'être suffisamment alimentés, les asticots vont migrer et vont s'éloigner du corps pour effectuer leur métamorphose. Contrairement aux autres stades qui sont mobiles, ce dernier stade est statique (puparium). Au fur et à mesure que le temps passe, le puparium va se sclérifier et se mélaniser. Ce changement de couleur, plus ou moins marqué, est une des techniques utilisées pour dater l'âge des pupes (**Haskell et al., 1997**).

III.2.1.3. Les principales familles nécrophages

Les familles présentes sur les cadavres humains et/ou animaux sont les suivantes :

a. Calliphoridae (1100 espèces mondiales dont 110 espèces européennes)

Les Calliphoridae sont des Diptères de taille moyenne (4 à 16 mm) avec des reflets métalliques bleus(*Calliphora sp.*), verts (*Lucilla sp.*), bronzes ou noirs (**Chinery, 1988 ; Byrd et Castner, 2001**).

Il s'agit d'une famille très importante en entomologie forensique. En effet ; les Calliphoridae arrivent très rapidement sur le cadavre (dans les minutes qui suivent le décès) pour peu qu'il soit accessible et que les conditions climatologiques leur soient propices. L'arrivée de ces insectes sur le cadavre permet d'estimer un intervalle post mortem (**Byrd et Castner, 2001 ; Wyss et Cherix, 2006**). Ils ont généralement un comportement diurne (pontes en journée) et ne volent pas par temps pluvieux (**Anderson, 2001**).

b. Sarcophagidae (2600 espèces mondiales dont 300 en Europe)

Les Sarcophagidae sont des Diptères assez trapus de 2 à 22mm de longueur, et se reconnaissent aisément par la présence d'un motif à damier (bandes ou tâches grisées) sur le thorax et par l'absence de coloration métallique (**Wyss et Cherix, 2006**). On retrouve des espèces de Sarcophagidae aussi bien au début du processus de décomposition du corps qu'aux stades plus avancés (**Byrd et Castner, 2001**). Les adultes se retrouvent généralement sur les fleurs tandis que les larves se nourrissent de matières animales en décomposition ou d'excréments (**Byrd et Castner, 2001 ; Wyss et Cherix, 2006**).

c. Muscidae (4000 espèces dont 400 en Europe occidentale)

Les Muscidae sont une famille assez hétérogène dont la taille peut fortement varier (2 à 18 mm), Les mouches de cette famille sont généralement de couleur terne (Wyss et Cherix, 2006). Beaucoup d'espèces de muscides sont ubiquistes et synanthropiques, et se retrouvent souvent dans les habitations (Byrd et Castner, 2001).

d. Fanniidae (270 espèces dont une centaine en Europe)

Les Fanniidae sont des petites mouches (4 à 9mm) qui se rencontrent principalement dans l'hémisphère nord. Elles sont généralement de couleur foncée (noire ou grise) avec parfois des tâches jaunes sur l'abdomen. On les rencontre préférentiellement dans les milieux boisés et sont plus rares en milieux ouverts (Wyss et Cherix, 2006).

e. Piophilidae (75 espèces dont 25 en Europe)

Les Piophilidae sont des Diptères de petite taille (2,5 à 6 mm de longueur), de couleur sombre mate ou brillante (Wyss et Cherix, 2006). Elles se retrouvent dans de nombreux micro habitats tels que les charognes, les déchets humains, les os, les peaux et les fourrures (Byrd et Castner, 2001).

f. Phoridae (3000 espèces dont 600 en Europe)

Les Phoridae sont également des Diptères de petite taille (1,5 à 6mm de longueur) de couleur brune, noire ou jaunâtre (Wyss et Cherix, 2006). Contrairement à beaucoup d'autres espèces de Diptères, les Phoridae sont capables de coloniser les corps inhumés (Bourel et al., 2004). Quatre espèces ont été observées sur des cadavres humains en Europe : *Conicera tibialis* SCHMITZ (« coffin fly »), *Triphleba hyalinata* MEIGEN, *Megaselia rufipes* MEIGEN et *M. scalaris* LOEW (Dewaele et Leclercq, 2002).

III.2.2. LES COLEOPTERES

III.2.2.1. Généralités

L'ordre des Coléoptères est l'ordre d'insectes le plus important en nombre d'espèces (avec environ 370000 décrites au monde). L'utilisation des Coléoptères, en tant que bio indicateurs en entomologie forensique, n'en est toutefois qu'à ses prémises. Cependant, lorsqu'une dépouille est à un stade de décomposition avancé et qu'il ne reste plus que des tissus squelettiques secs, l'utilisation de certains Coléoptères (Dermestidae et Cleridae) peut se révéler pertinente (Kulshrestha et Satpathy, 2001)

III.2.2.2. Biologie

Les Coléoptères sont des insectes holométaboles. Les larves possèdent généralement trois paires de pattes et une capsule céphalique bien différenciée. Les Coléoptères ont un cycle de développement similaire à celui des Diptères mais ils ont plus de stades larvaires (**Haskell et al., 1997**). Les larves de Coléoptères présentent une large variété de morphologie (**fig.06**). En outre, certaines espèces prennent soins de leur progéniture comme les (Silphidae) (**Devault et al., 2003**). La **Fig.** nous montre la morphologie des différentes larves de coléoptères



Figure 15: Morphologie des différentes larves de Coléoptères associées aux cadavres
(Hall, 2011)

II.2.2.3. Les principales familles nécrophages

Les Coléoptères nécrophores appartiennent aux familles des Dermestidae, Silphidae, Staphylinidae, Histeridae, Cleridae et Nitidulidae (**Byrd et Castner, 2001, Wyss et Cherix, 2006**).

a. Dermestidae (1000 espèces dont un peu moins d'une centaine en Europe)

Les Dermestidae sont de petite taille (2 à 12 mm); leur corps est arrondi, recouvert de poils ou d'écailles de couleur variées et formant des dessins caractéristiques. Les espèces du genre *Dermestes* se retrouvent sur les cadavres lorsque les tissus sont desséchés mais peuvent également être présents plus tôt (**Wyss et Cherix, 2006**). Ils se nourrissent de divers types de matière organique sèche.

b. Silphidae (superfamille des Staphylinoidea) 193 espèces dont 22 en Belgique (Hastir, 2002)

La famille des Silphidae regroupe des individus de taille moyenne à grande (10 à 35 mm) avec des antennes en massue et un sens de l'olfaction très développé (**Chinery, 1988, Byrd et Castner, 2001**). En Europe occidentale, trois sous-familles de Silphidae existent : les Nicrophorinae, les Silphidae et les Agyrtinae (**Hastir et Gaspar, 2001 ; Wyss et Cherix, 2006**).

Les Nicrophorinae sont des insectes de grande taille (généralement supérieure à 15mm) et de couleur noire avec des élytres généralement ornées de bandes ou de tâches orangées.

On les rencontre généralement seul ou en couple sur le cadavre. Ils ont un comportement « fouisseur », les petits cadavres (oiseaux, rongeurs, etc.) sont rapidement enfouis dans le sol, la femelle va creuser des galeries sous le corps afin d'y pondre et d'y entasser des débris putréfiés qui serviront à alimenter sa descendance. *Nicrophorus humator* OLIVIER (14 à 25mm) est une espèce que l'on rencontre fréquemment sur les cadavres de petits animaux, principalement en milieu forestier du printemps à l'été (**Hastir et Gaspar, 2001**).

Les Silphidae sont de taille moyenne à grande (habituellement inférieure à 20mm) avec une forme généralement aplatie et de couleur foncée. Leur comportement est très proche de celui des Nicrophorinae.

Silpha (Necrodes) littoralis L, (16 à 23mm) est une espèce que l'on retrouve sur les grandes charognes et parfois sous les amas d'algues en décomposition (**Hastir et Gaspar, 2001**). La sous-famille des Agyrtinae rassemble des individus de plus petite taille et de couleur brune, leur éthologie est actuellement peu connue. Ils semblent se nourrir de cadavres et d'escargots (**Hastir et Gaspar, 2001 ; Wyss et Cherix, 2006**). La seule espèce belge connue est *Agyrtes castaneus* F. et est carnassière (**Hastir, 2002**).

c. Staphylinidae (superfamille des Staphylinoidea) (29000 espèces dont 2000 en Europe)- rove beetles

Les staphylins sont reconnaissables à leur morphologie, contrairement aux autres Coléoptères, leurs élytres ne recouvrent pas la totalité de leur abdomen. La taille des adultes varie fortement d'une espèce à l'autre et s'échelonne de 1 à 25 mm (**Byrd et Castner, 2001**). On les rencontre souvent dans les matières en décomposition où ils chassent d'autres petits insectes (**Byrd et Castner, 2001**). Sur les cadavres, ils sont généralement prédateurs des larves de Diptères nécrophages. Ils sont présents

rapidement sur le corps et peuvent y rester tant qu'il y a une activité entomologique (Wyss et Cherix, 2006).

d. Histeridae (3900 espèces dont 260 en Europe)

Les Histeridae sont généralement assez petits (rarement plus de 10 mm) et de couleur noire avec un éclat brillant. Il s'agit d'une famille aux mœurs très diversifiées, on les retrouve dans de nombreux milieux dont les cadavres où ils chassent les larves de Diptères. Ils peuvent exercer une prédation très importante sur les asticots et ainsi réduire de façon significative le nombre de larves de Diptères sur le cadavre (Byrd et Castner, 2001; Wyss et Cherix, 2006).

e. Cleridae (3400 espèces)

Les Cleridae sont des insectes de petite taille (3 à 12 mm) avec une pilosité assez marquée et des couleurs vives. Les larves et les adultes sont prédateurs des œufs et des larves de Diptères nécrophages. On peut les rencontrer sur les cadavres à différents stades de décomposition mais ils affectionnent plus particulièrement les stades avancés (Wyss et Cherix, 2006).

f. Nitidulidae (3000 espèces dont 127 en Europe)

Les Nitidulidae, insectes de petite taille (4 à 12 mm), ont généralement une forme ovale ou allongée (Byrd et Castner, 2001). On les trouve sous les écorces d'arbres, les champignons ainsi que dans les matières végétales et animales en décomposition. Certaines espèces du genre *Omositase* se rencontrent avec les *Dermestes* sur les cadavres mais contrairement à ces derniers, elles tolèrent une plus grande humidité du substrat (Wyss et Cherix, 2006).

g. Geotrupidae (environ 40 espèces en Europe)

La famille des Geotrupidae comporte des Coléoptères de taille moyenne à grande (18 à 25mm), de couleur foncée avec généralement des reflets métalliques. La plupart des géotrupes sont coprophages mais certaines espèces du genre *Geotrupes* semblent pouvoir se nourrir de cadavres humains (Wyss et Cherix, 2006).

Selon les enregistrements du laboratoire d'entomologie à l'INCC les espèces de diptères et coléoptères nécrophages en Algérie sont répertoriés dans les tableaux suivants :

Tableau 02 : Espèces de diptères nécrophages récoltés lors des différentes expérimentations en Algérie

Famille	Espèce	Famille	Espèce
Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	Muscidae	<i>Fannia canicularis</i>
	<i>Calliphora vomitoria</i>		<i>Fannia scalaris</i>
	<i>Calliphora nigribasis</i>		<i>Hydrotaea aenescens</i>
	<i>Chrysomya albiceps</i>		<i>Hydrotaea leucostoma</i>
	<i>Chrysomyamegacephala</i>		<i>Musca domestica</i>
	<i>C. chloropyga</i>		<i>Muscina asimilis</i>
	<i>Chrysomya rufifacies</i>		<i>Muscina stabulans</i>
	<i>Cochliomyia macellaria</i>		<i>Morellis spp</i>
	<i>Cynomyopsis cadaverina</i>		<i>Ophyra argentina</i> Bigot
	<i>Lucilia illustris</i>		<i>Synthesiomyia nudiseta</i>
	<i>Lucilia caesar</i>	Fanniidae	<i>Fannia manicata</i>
			<i>F. coracina</i>
			<i>F.Fuscula</i>
	<i>F. Incisurat</i>		
	<i>Phaeniciacluvia</i>	Piophilidae	<i>Piophila casei</i>
	<i>Phaeniciacoeruleiviridis</i>	Phoridae	<i>Megaselia scalaris</i>
	<i>Phaeniciacuprina</i>		<i>Spiniphorabergenstammi</i>
	<i>Phaeniciaeximia</i>		<i>Puliciphora rufipes</i>
	<i>Phaenicia sericata</i>		<i>Silva Figueroa</i>
	<i>Phormiaregina</i>		<i>Conicera tibialis</i>
	<i>Protophormiaterraenovae</i>	Sepsidae	<i>Sepsis sp</i>
	<i>Paraluciliapseudolycea</i>	Sphaeroceridae	<i>Poecilosomellaangulata</i>
	<i>Sarconesiachlorogaste</i>	Psychodidae	<i>Psychoda alternate</i>
	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga haemorrhoidalis</i>	Stratiomyidae
<i>Sarcophaga bullata</i>			

Tableau 03 : Les espèces de coléoptères nécrophages récoltés lors des différentes expérimentations en Algérie

	Espèce	Famille	Espèce
Silphidae	<i>Heterosilpharamosa (say)</i>	Dermestidae	<i>Dermestesater</i>
	<i>Necrodes surinamensis</i>		<i>Dermestescaninus</i>
	<i>Necrophilia Americana</i>		<i>Dermestesmaculatus</i>
	<i>Nicrophorus americanus</i>		<i>Dermestid frass</i>
	<i>Nicrophorus carolinus</i>		<i>Dermestid damage</i>
	<i>Nicrophorus investigator</i>	Staphylinidae	<i>Creophilusmaxillosus</i>
	<i>Nicrophorus marginatus</i>		<i>Platydracus comes</i>
	<i>Nicrophorus orbicollis</i>		<i>Platydracusfossator</i>
	<i>Nicrophorus tomentosus</i>		<i>Platydracusmaculosus</i>
	<i>Oiceoptomainaequale</i>		<i>Platydracustomentosus</i>
	<i>Oiceoptomanoveboracense</i>	Histeridae	<i>Hister sp</i>
	<i>Oiceoptomarugulosum</i>		<i>Saprinuspennsylvanicus</i>
	<i>Thanatophiluslapponicus</i>	Cleridae	<i>Necrobia rufipes</i>
Scarabaeidae	<i>Deltochilumgibbosum</i>	Trogidae	<i>Troxsuberosusfabricius</i>
	<i>Phanaeusvindex</i>		

III.2.3. LES LÉPIDOPTÈRES

Peu d'espèces sont associés aux cadavres, les plus fréquentes appartiennent à la famille des Tineidae, ils interviennent tardivement lorsque les tissus sont desséchés.

III.2.4. LES HYMENOPTÈRES

Ils forment un ordre de la classe des insectes ; on rencontre peu d'espèces autour des cadavres, les plus fréquentes sont les guêpes parasitoïdes de la famille des Pteromalidae qui pondent leurs œufs dans les pupes des diptères Calliphoridae (Charabidze, 2008).

Chapitre2 – Méthodologie

Notre étude a été conçue à répondre à trois objectifs :

- Contribuer à l'étude de la faune cadavérique associée au processus de décomposition des cadavres de la région de Tizi-Ouzou.
- Tester la méthode de l'estimation de délais post mortem par les insectes.
- L'utilisation des stades immature des insectes « larves » comme une éventuelle source d'échantillons pour les analyses toxicologiques.

Afin d'atteindre ces objectifs un protocole expérimental a été préalablement établie avec le laboratoire d'entomologie de l'Institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC/GN).

I. Présentation du lieu de stage

L'identification et l'élevage de la faune cadavérique a été effectuée au laboratoire d'entomologie du département de Médecine légale au sein de l'Institut Nationale de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC /GN) Bouchaoui-Alger.

Ce laboratoire utilise les insectes à des fins juridiques et sont utilisés avec différentes manières afin d'aider à résoudre un crime. Cependant l'objectif principal est d'estimer la date de la mort. Cette figure (**Fig. 16**) représente le lieu où le stage a été effectué.



Figure 16: Institut nationale de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC/GN) (**Originale, 2016**).

II. Présentation du site expérimental

Le site choisit pour le prélèvement des insectes se trouve au cœur de la ville de Tizi Ouzou, à l'université Mouloud Mammeri à la faculté des sciences biologiques et des sciences agronomiques, au département de biologie à environ 206 m d'altitude. Cette figure (**Fig. 17**) représente le site d'étude de notre expérimentation :



Figure 17 : Le site d'étude (Originale, 2016)

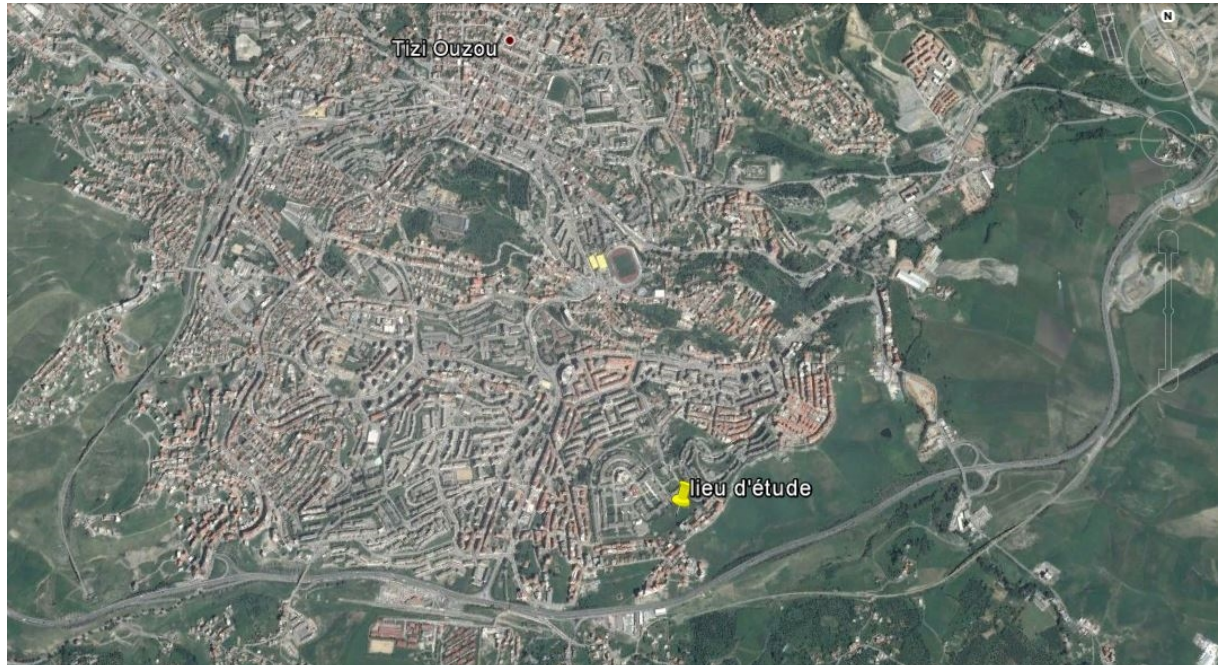


Figure 18 : Site expérimental au niveau de l'université Mouloud MAMMERI de Tizi-Ouzou (vue satellite)

III. Synthèse climatique

Afin de pouvoir caractériser le climat d'une localité ou de notre région, de nombreux indices, formules et expressions graphiques sont proposées, les températures et les précipitations sont les principales variables utilisées. (**Locustes et Salmon, 2001**).

Ces deux facteurs sont utilisés pour élaborer le diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gaussen ainsi que le climatogramme pluviométrique d'Emberger.

III.1. Diagramme ombrothermique de Gaussen et Bagnouls

Le diagramme ombrothermique de **Bagnouls et Gaussen (1953)**, permet de suivre les variations saisonnières de la réserve hydrique ainsi que de calculer l'intensité et la durée de la période sèche. Ces auteurs considèrent qu'un mois est sec quand $P < 2T$.

Le diagramme est tracé, en portant en abscisses, les mois, en ordonnées, à droite les précipitations, et à gauche les températures à une échelle double de celle des précipitations.

La période qui s'étend entre les deux courbes correspond à la période sèche (**Fig.19**).

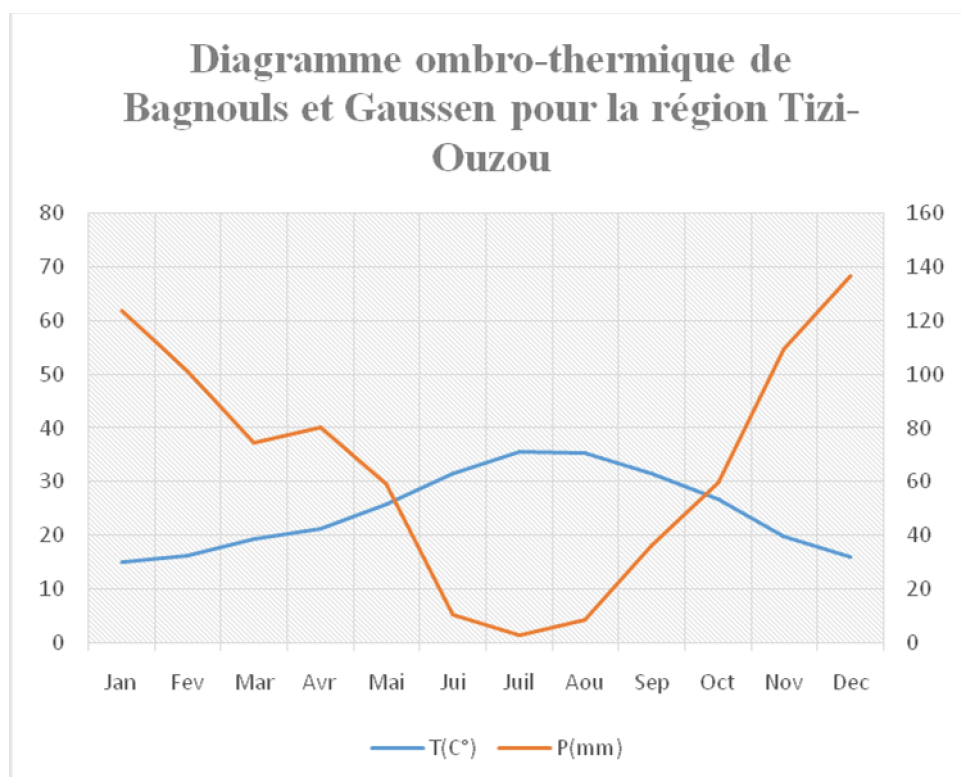


Figure19 : Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen de la région de Tizi Ouzou pour une période allant de 1973 à 2015.

Le diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gaussen indique une période sèche s'étend sur 5 mois allant de fin Mai au début Octobre et une période humide assez longue s'étalant sur le reste de l'année.

III.2. Climatogramme d'Emberger

Le climatogramme d'Emberger permet de montrer à quel étage bioclimatique une région donnée appartient. EMBERGER cité par **Mutin (1977)** définit un quotient pluviométrique qui permet de préciser les différentes nuances du climat méditerranéen. Ce quotient est calculé à partir de la formule suivante **Stewart (1969)** :

$$Q_3 = 3,43 \times \frac{P}{M - m}$$

Q₃: Quotient pluviométrique d'EMBERGER.

P : pluviométrie moyenne annuelle en mm.

M: Moyenne des températures maximales du mois le plus chaud. Obtenue sur 43 ans.

m : Moyenne des températures minimales du mois le plus froid notée sur 42 ans (1973 à 2015).

L'interprétation de ce quotient nécessite l'emploi du climatogramme d'Emberger qui permet de classer une station donnée dans l'une des 54 combinaisons bioclimatiques du climat méditerranéen (**Meddour, 2010**).

$$M = 37^{\circ}\text{C}$$

$$m = 6,15^{\circ}\text{C}$$

$$P = 804\text{mm}$$

$$Q_3 = 89,3$$

Le quotient Q₃ de la région d'étude est égal à 89,3 pour une période s'étalant sur 43 ans. Cette valeur du quotient Q₃ étant portée sur le climatogramme pluviométrique d'Emberger

montre que la région d'étude se situe dans l'étage bioclimatique subhumide à hiver tempéré.

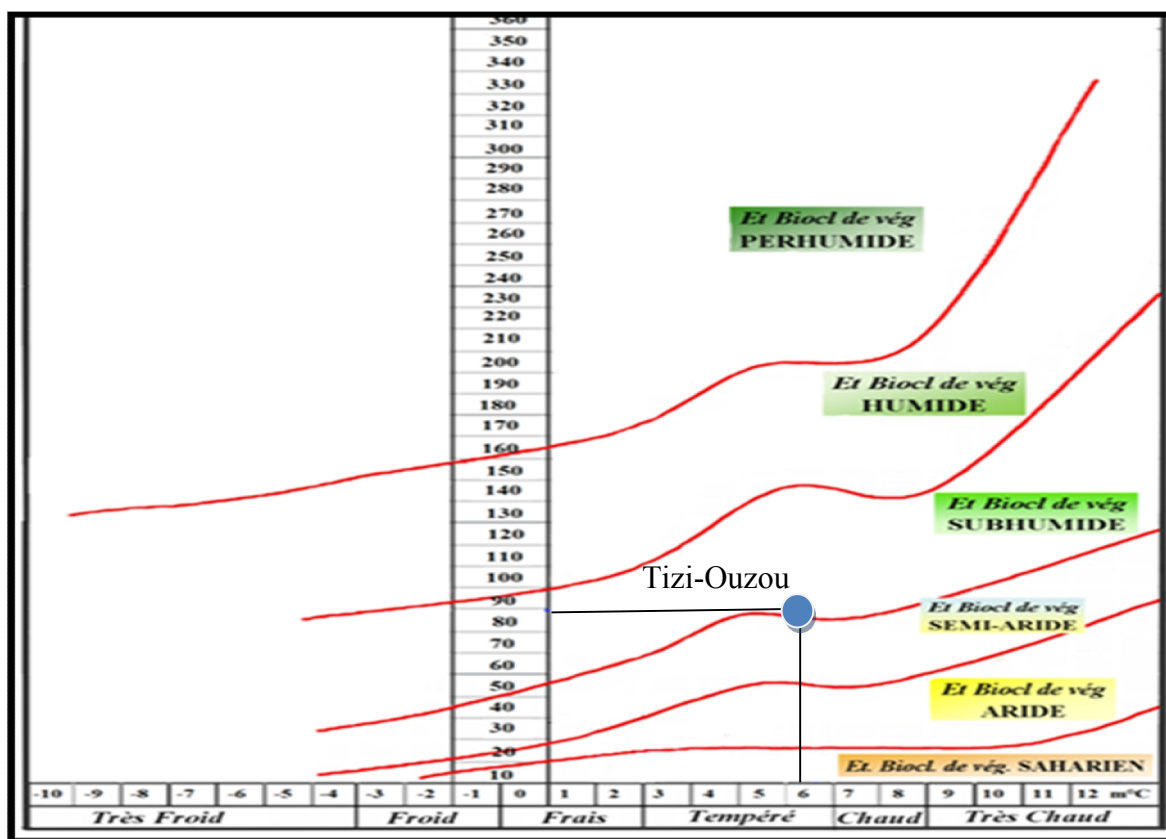


Figure 20: Projection de la région de Tizi-Ouzou sur le climatogramme d'Emberger durant la période de 43 ans (1973- 2015).

IV. Matériels et Méthodes

IV.1. Matériels

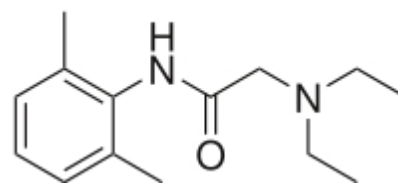
Pour la réalisation de ce travail nous avons utilisé un matériel de terrain et un autre de laboratoire.

IV.1.1. Matériel de terrain

- un chien d'un poids corporel de 45Kg ;
- Produit chimique utilisé pour l'euthanasie qui est le xylocaïne ; son nom générique est lidocaïne, xylocaïne, son nom chimique est 2-(diéthylamino)-N-(2,6-diméthylphényl) acétamide. Il appartient à la classe anesthésie locale, anti-arythmique ;



Figure 20 : Fiole de 200ml de xylocaine



Structure chimique de xylocaine

- Cage métallique dont les mailles (2cm de diamètre) laissent passer les insectes ;
- Gants chirurgicaux ;
- Pincés souples en acier ;
- Pincés brucelles rigide ;
- Récipients en plastique avec couvercle ;
- Pièges pour les insectes volants ;
- Filet fauchoir ;
- Sacs poubelles ;
- Combinaison ;
- Appareil photos numérique ;
- Thermo hygromètre numérique ;
- Bavettes ;
- Flacons

IV.1.2. Matériel de laboratoire

- Loupe binoculaire (agrandissement 50x) ;
- Pincés, scalpel, ciseaux, aiguille montée ;
- Boîtes en plastique pour l'élevage (23 x 33 x 10 cm) ;
- Épingles entomologiques n°1-2, minuties 15mm ;
- Paillettes ou étiquettes en carton (pour coller les Coléoptères) ;
- Bâtonnets de polypores (montages par minutie) ;
- GC / MS : Un chromatographe TRACE GC ULTRA THERMO équipé d'une colonne 5MS (longueur 30 m, diamètre intérieur 0,25 mm et épaisseur du film 0,25 µm), couplé à un spectromètre de masse D.S.QII THERMO).

IV.2. Méthodes

Afin d'atteindre nos objectifs un protocole expérimental a été mis en 8exécution, nous avons sacrifié un chien d'environ 45kg. Le chien été euthanasié le 18/04/2016 à 07h22mn par injection d'une substance chimique (la xylocaïne) dans le cœur causant un arrêt cardiaque.

L'animal est transporté par la suite puis placé dans une cage installée sur un site expérimentale à l'université de Tizi Ouzou à 12h32mn.

IV.2.1. Etude de la faune entomologique

Les méthodes utilisées sont basées sur la collecte, le transport et l'élevage des insectes selon les techniques adoptées par **Lord et Burger (1983)**, **Smith (1986)**, **Catts et Haskell (1991)**, **Amendt et al (2007)**, **Byrd et Astner (2005)**, **Hamilton (2010)**, **Gerrard (2012)**, **Robert et Marquez-Graut (2012)** et **Wyss et Cherix (2013)**.

IV.2.1.1. Piégeage

Le piégeage est une méthode d'échantillonnage indispensable, Pour ce faire nous avons utilisé plusieurs pièges pour la collecte des diptères nécrophages.

a. Pièges actifs

- **Filet fauchoir** : pour collecter les diptères adultes, il faut juste faucher autour de soi par un mouvement de vas et vient tout autour de la cage.
- **Collecte manuelle** : à l'aide d'une pince entomologique et des cuillères jetables, nous avons prélevé tous les asticots et même d'autres insectes qui se trouvaient sur les cadavres.

b. Pièges attractifs

- **Pièges aériens** : en utilisant une bouteille en plastique remplie d'eau avec de savon munie de son bouchon à travers lequel est fixée une petite corde pour la suspendre.
- **Piège barber** : un moyen de base pour la collecte des insectes du sol. Nous avons placé des récipients en plastique remplis de liquide attractif dans des trous creusés préalablement au raz du sol.
- **Piège jaune** : composé d'un récipient jaune rempli d'eau et un peu du savon liquide installé juste à côté du cadavre, il nous permet de récolter de nombreux Diptères et même des Coléoptères.

IV.2.1.2. Prélèvement et conservation des échantillons entomologiques

Les insectes capturés dans les pièges ont été placés dans des flacons contenant de l'alcool à 96%. Les larves ont été prélevées délicatement au-dessous du cadavre, dans les orifices naturels.

IV.2.1.3. Identification des spécimens entomologiques

Le recours à l'indice entomologique lors d'une enquête criminelle quel que soit son objectif, l'estimation des IPMs ou la recherche des toxines, fait appel en premier lieu à l'identification des insectes retrouvés sur la scène du crime. Cette méthode est basée sur l'utilisation des clés d'identification à travers les critères morphologiques qui nécessitent une bonne connaissance sur la nomenclature des différents composants du corps de l'insecte (Gennard, 2012).

L'identification des espèces a été réalisée à l'aide d'un stéréo-microscope avec camera « Stemi 2000-C » ; en suivant les clés d'identification des espèces des larves et des adultes Calliphoridae « Blowflies » (Akbarzadeh et al, 2015) puis confirmée par les spécialistes du laboratoire d'entomologie de l'INCC.

- **Préparation des spécimens pour l'identification**

- 1. Préparation des larves**

Les larves sont lavées avec de l'eau distillée pour leur enlever les débris, puis tuées avec de l'eau chaude. Après l'identification, elles sont conservées dans l'éthanol à 70%

**a****b****c****d**

a : Rinçage des larves

b : Tuer les larves avec de l'eau chaude

c : Les faire sécher avec du papier absorbant

d : Identification sous loupe

Figure 22 : Préparations des larves pour l'indentification (Photo originale).

2. Préparation des adultes

Les insectes capturés lors de l'échantillonnage sont conservés dans l'éthanol à 70%, Avant l'identification, ils sont lavés sous l'eau de robinet pour se débarrasser de l'éthanol, puis ils sont placés dans du papier absorbant pour les faire sécher et leur donner juste le taux d'humidité nécessaire pour faciliter leur manipulation.

- **Epinglage**

Les insectes sont épinglés dans le thorax, l'endroit varie selon l'ordre auquel appartient l'insecte (**Fig. 23**).

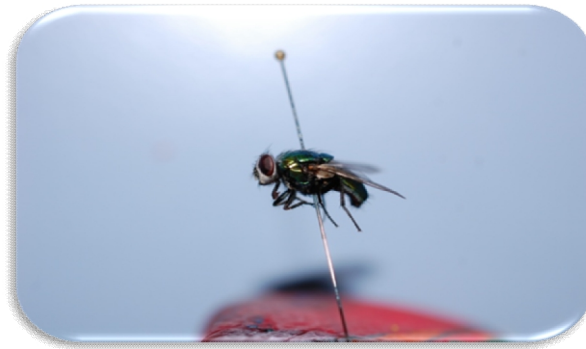


Figure 23: Epinglage d'un diptère récolté (**Photo originale**).

- **Etalage**

Cette étape permet de donner au spécimen une position naturelle, en disposant certaines parties de son corps de façon à faciliter son identification en moyen de plusieurs clés de détermination (**Fig. 24**).

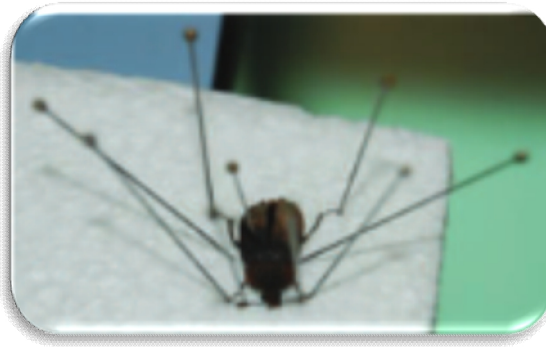


Figure 24: Etalage d'un coléoptère récolté (**Photo originale**).

- **Etiquetage**

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 (**Fig.25**).

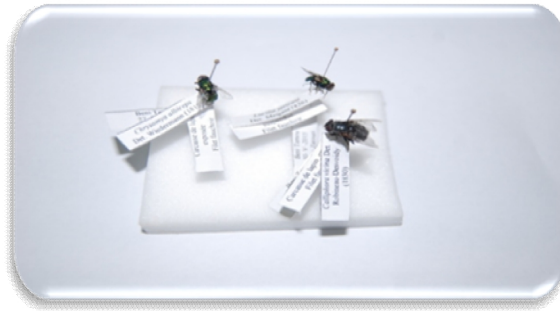


Figure 25: Etiquetage des diptères (Photo originale).

IV.2.1.4. Estimation de l'intervalle post-mortem (IPM)

a. élevage des larves

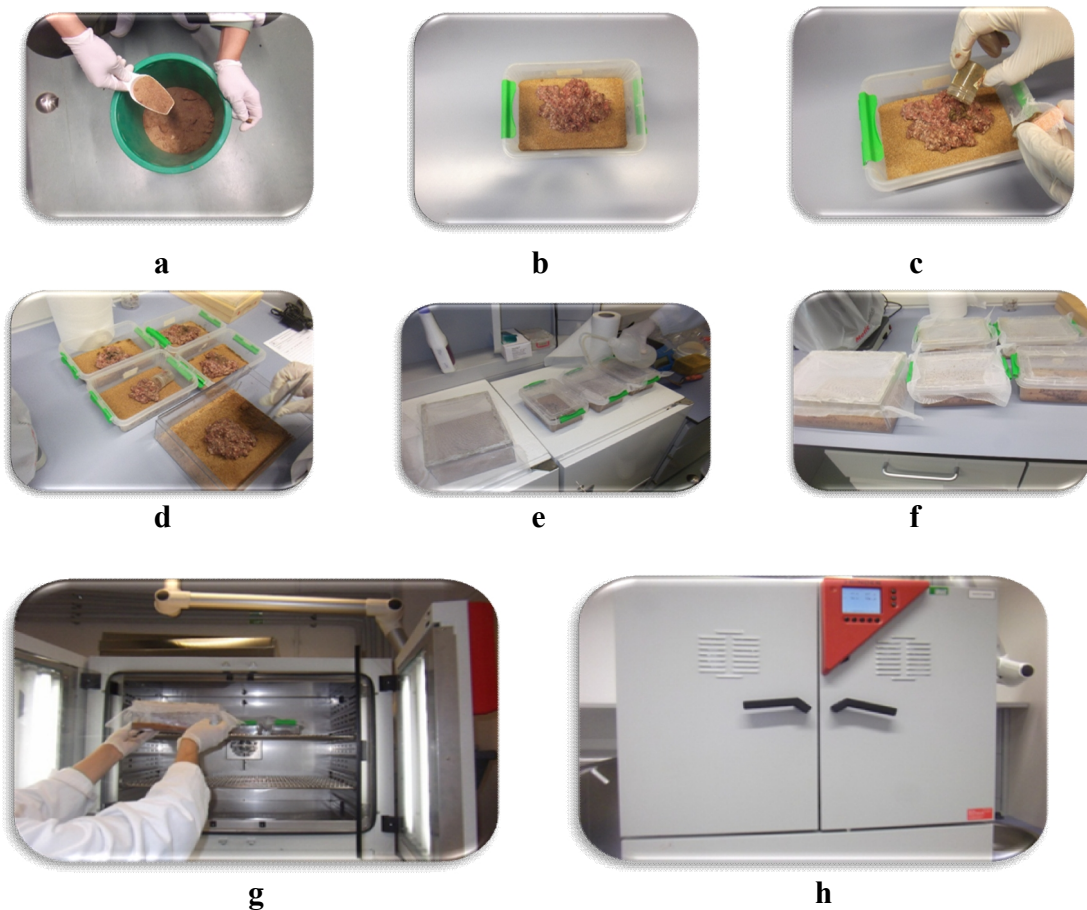


Figure 26 : Protocole d'élevage (Photo originale).

- | | |
|---|------------------------------------|
| a : préparation des boîtes de sables | b : placement du substrat |
| c : placement des larves sur le substrat | d : numérotation des boîtes |
| e : humidification des préparation | f : couvrir les boîtes |
| g, h : placement des boîtes dans une enceinte climatique, la régler à 27C°et 70% d'humidité climatique | |

Pour mettre en évidence la fiabilité de l'estimation du délai post mortem par les stades immatures des insectes. Des masses de larves ont été prélevées et gardées vivantes dans des flacons à couvercle perforé et transportées au laboratoire d'entomologie où elles ont été élevées jusqu'au stade adulte.

Pour l'élevage des larves nous avons utilisé des bacs contenant du sable et un substrat nourricier (viande). Les flacons prélevés sont vidés sur le substrat ; les bacs sont recouverts avec du gaz puis humidifiés avec de l'eau (**Fig. 26**).

Chaque bac porte les indications : (qui consistent en la date de prélèvement, le numéro du bac et la date de la mise en émergence). Les boîtes sont maintenues jusqu'à l'émergence des adultes dans une enceinte climatique thermo-régulée à 27°C et une humidité relative à 70%, pour 12h d'éclairage et 12h d'obscurité.

b. Estimation de l'IPM

Dans notre étude l'IPM est un délai court, pour cela la méthode suivie est basée sur le développement des larves afin de déterminer la période de ponte de la première génération des Diptères Calliphoridae.

Les calculs ont été faits selon la méthode de **Marchenko (1988)** qui tient compte des températures moyennes journalières en sachant que chaque espèce nécessite une constante de chaleur pour effectuer la totalité de son cycle, L'auteur affirme que la marge d'erreurs est de l'ordre ± 24 heures.

Ces calculs ont été réalisés pour vérifier la fiabilité de la méthode utilisée pour l'estimation du délai post-mortem basée sur le développement des larves. Il s'agit d'un IPM court. Dans ce cas, on fait des calculs pour déterminer la date de la ponte de la première génération des Diptères Calliphoridae. Les calculs ont été effectués avec la technique des degrés jours accumulés (ADD) (**Marchenko, 2001**). Les données de la température enregistrées au cours de la période expérimentale ont été utilisées ainsi que celles de la station météorologique la plus proche pour qu'une mouche nécrophage puisse se développer, de l'œuf à l'adulte, il lui faut une somme de températures, spécifique à l'espèce en retenant un seuil minimal ou un indice, également spécifique à l'espèce, en dessous duquel le développement de l'insecte s'arrête. Lorsque la somme est atteinte, elle correspond au jour de ponte de l'espèce. Cette somme est calculée par la formule suivante :

$$\text{Température accumulée} = \sum (T^{\circ} - I)$$

T° : moyennes des températures/jour,

I : Indice ; température minimale nécessaire au développement de l'espèce.

IV.2.1.5. Analyse toxicologique

Puisque notre animal a été sacrifié par une injection létale de xylocaïne qui est une anesthésie locale, une méthode d'analyse a été adoptée afin de détecter cette dernière dans les larves qui se nourrissent sur du substrat.

- **Choix de la méthode d'analyse**

Pour des raisons de disponibilité et l'efficacité la méthode de GC/MS a été choisie pour effectuer les analyses toxicologiques.

Une partie des échantillons récoltés (larves) durant la première phase de l'étude ont été sacrifiés en utilisant de l'eau chaude à 80°C puis les conservées au congélateur à – 20°C pour les préparer à l'analyse toxicologique.

Les échantillons de larve ont été décongelés à une température ambiante, une fois décongeler un échantillon de 10 larves a été broyé à l'aide d'une tige métallique propre dans son tube de prélèvement puis dilué dans l'eau distillée. L'extraction du médicament a été faite sur trois phases par trois solutions préparées comme suit :

- **Préparation de la solution (R1)** : faire dissoudre 20 g du Sulfate de Sodium pour analyse (Na_2SO_4) dans 50ml H_2O ultra pure ;

- **Préparation du solvant d'extraction (R2)** : Diéthyléther ($\text{C}_4\text{H}_{10}\text{O}$) / Acétate de diéthyle ($\text{C}_4\text{H}_8\text{O}_2$) (50/50) (v/v) ;

- **Préparation de la solution NaOH1M (R3)** : Peser 40mg de Na OH et dissoudre dans 40 ml d' H_2O ultra pur ;

- Extraction dans des tubes à centrifuger (15ml) en polypropylène: 2.5 ml du milieu à analyser + 2ml de **R1** + 5 ml de **R2** ;

- Mélanger les tubes pendant 15 min avec le mélangeur rotateur ;

- Centrifuger les tubes pendant 10 min à 3000 tr/min à 22°C ;

- Récupérer la phase organique dans un tube à hémolyse en verre, mettre sous flux d'azote (Liebisch Labortechnik) à 60°C jusqu'à évaporation à moitié ;

- Eliminer la couche qui se trouve entre les deux phases, extraire la phase aqueuse une deuxième fois dans un tube à centrifuger (15mL) en polypropylène: ajouter 2 ml de **R1**+ 5 ml de **R2**+ 500µL de **R3** ;

- Mélanger les tubes pendant 15 min avec le mélangeur rotateur ;
- Centrifuger les tubes 10 min à 3000tr/min ;
- Récupérer la phase organique dans le tube à hémolyse en verre, évaporé à moitié et continuer jusqu'à évaporation totale ;
- Reprendre le résidu à sec avec 100 µl de méthanol qualité HPLC ;
- Injecter 1 µl dans le chromatographe et analyser selon la méthode appropriée.

VI.2.2. Indices écologiques

Les méthodes d'analyse des données sont diverses et variées. Elles dépendent des méthodes d'échantillonnage et de l'objectif qu'on veut atteindre. **Daget (1976)** et **Southwood (1978)** proposent pour l'étude des communautés animales, surtout celle des insectes d'effectuer des analyses d'abondance et des indices écologiques de composition et de structure.

VI.2.2.1. Examens des résultats par les indices écologiques de composition

Les indices écologiques de composition employés sont l'abondance relative (AR) et l'indice d'occurrence.

a. Abondance relative

L'abondance relative d'une espèce est le nombre des individus de cette espèce par rapport au nombre total des individus de toutes les espèces contenues dans le même prélèvement (**Faurie et al, 1984**). Elle s'exprime en pourcentage (%) par la formule suivante :

$$AR\% = ni \times 100 / N$$

AR (%): abondance relative exprimé en pourcentage

ni : nombre d'individus d'une espèce i

N : nombre total d'individus toute espèces confondues

b. Indice d'occurrence

La constance est exprimée par le nombre de relevés contenant l'espèce étudiée par rapport au nombre total des relevés **Dajoz (1982)**. La constance est calculée par la formule suivante :

$$C\% = Pi \times 100 / P$$

P_i : nombre de relevés contenant l'espèce étudiée

P : nombre total des relevés effectués

Selon la valeur de C, on distingue les catégories suivantes :

- Des espèces constantes si $75\% \leq C \leq 100\%$
- Des espèces régulières si $50\% \leq C \leq 75\%$
- Des espèces accessoires si $25\% \leq C \leq 50\%$
- Des espèces accidentelles si $5\% \leq C \leq 25\%$

VI.2.2.2. Les indices écologiques de structure

Les indices de structure montrent l'aspect qualitatif de l'entomofaune étudiée, l'indice le plus utilisé en écologie est celui de Shannon-Weaver suivi de l'équipartition (équitabilité).

a. La diversité spécifique

Dans cette étude nous avons utilisé l'indice de diversité de Shannon-Weaver défini comme étant la probabilité d'occurrence d'un événement et calculé selon la formule suivante (Ramade, 1984) :

$$H' = -\sum P_i \log_2 P_i$$

P_i = n_i/N

n_i : nombre d'individus d'une espèce i

N : effectif total d'individus de la collection

La valeur donnée par cette formule est exprimée en bits. La diversité ne varie pas seulement en fonction du nombre d'espèces présentées mais aussi en fonction de leur abondance relative Barbault (1981). Elle est maximale quand toutes les espèces du peuplement sont représentées par le même nombre d'individus. Par contre, si la diversité est faible on parle d'un peuplement pauvre en espèces. (Blondel, 1979).

b. L'équitabilité

L'indice d'équitabilité (E) correspond au rapport de la diversité observée (H') à la diversité maximale (H' max). (Wessi et Belemsobgo, 1997). Elle est calculée à l'aide par la formule suivante :

$$E = H'/H' \text{ max}$$

H' max = $\log_2 S$

S : la richesse spécifique

- E tend vers 0 : quand la quasi-totalité des effectifs correspond à une seule espèce du peuplement ;

- E tend vers 1 : lorsque toutes les espèces sont représentées par le même nombre d'individus. (**Ramade, 1984**).

Chapitre 3 – Résultats et discussions

I. Stades de décomposition

Durant notre étude, nous avons remarqué la succession de 04 stades dans le processus de décomposition du cadavre. Il s'agit :

- Cadavre frais ;
- Cadavre gonflé ;
- Cadavre pourri ;
- Cadavre desséché ;

I.1. Stade frais

Ce stade a commencé dès la mort et s'est poursuivi jusqu'à ce que le ballonnement du corps soit évident. Aucun changement morphologique ne s'est produit et aucune odeur de décomposition n'est dégagée. Ce stade est caractérisé par un corps intact. Ce stade attire les diptères comme les Calliphoridae dont *Lucilia sericata*, *Lucilia silvarum* et *Lucilia ampullacea*, la famille des Sarcophagidae comme *Sarcophaga sp* et les Muscidae qui est *Musca sp*.

I.2. Stade gonflé

Il a débuté le deuxième jour et il est représenté par l'apparition du ballonnement du corps.

I.3. Stade pourri

Il a commencé le quatrième jour, marqué par une forte odeur tout autour du cadavre avec libération des gaz (NH₃, CO₂, NO₂, H₂S), dégonflement du corps et écoulement des fluides. La putréfaction est très évidente à ce stade et qui se poursuit jusqu'au dessèchement total des débris.

II.4. Stade desséché

Il s'agit de la dernière étape du processus de décomposition. Ce stade est caractérisé par un dessèchement total de la peau, du cartilage et des os, l'odeur est toujours présente mais c'est celle d'une peau d'animal séchée. La fin de ce stade est difficile à définir en raison de sa longue durée. Les figures présentent les différents stades de décomposition du cadavre.



Figure 27 : Processus de décomposition de cadavre (original)

La durée du processus de la décomposition du cadavre est représentée par la figure suivant :

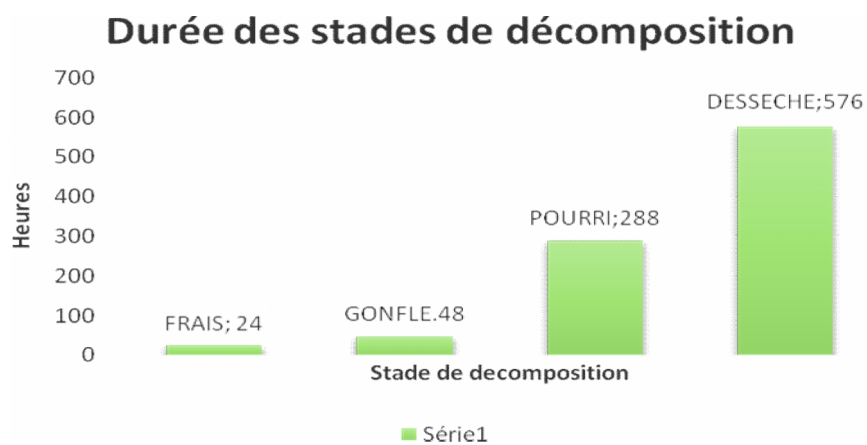


Figure 28 : Durée (heures) du processus de la décomposition du chien.

Les étapes de décomposition du chien selon les facteurs : température ; humidité ; vitesse du vent sont données dans le (Tab.04).

Tableau 04 : Etapes de décomposition du chien selon les températures, l'humidité et la vitesse du vent

Date	Température	Humidité	Vitesse du Vent	Stade
18/04/2016	19.05°C	72%	25km/h Ouest	Frais
19/04/2016	20.7°C	76%	25km/h Est	Gonflé
20/04/2016	19.8°C	76.5%	50km/h Nord-est	Gonflé
21/04/2016	17.75°C	68%	36km/h Ouest	Pourri
22/04/2016	17.7°C	70.5%	32km/h Ouest	Pourri
25/04/2016	15.7°C	71%	36km/h Nord-est	Pourri
26/04/2016	16.95°C	65%	43km/h Ouest	Pourri
28/04/2016	27°C	48%	-	Pourri
03/05/2016	30.8C	26%	-	Desséché
10/05/2016	35.5°C	37%	-	Desséché
23/05/2016			-	Desséché
26/05/2016	31.2°C	50%	-	Desséché

II. Inventaire et identification des espèces adulte capturées

Durant notre étude allant de 18 /04/2016 jusqu'au 26/05/2016 nous avons capturées 57 espèces dont 24 espèces appartenant à l'ordre des diptères et 33 espèces appartenant à l'ordre des coléoptères et qui sont identifiées et représentées dans le tableau suivant :

Tableau 05: Inventaire de la faune cadavérique de la région de Tizi-Ouzou.

Stade	Ordre	Famille	Espèce	Nombre
Frais	Diptères	Calliphoridae	<i>Lucilia silvarum</i>	2
			<i>Lucilia sericata</i>	3
			<i>Lucilia ampullacea</i>	1
		Sarcophagidae	<i>Sarcophaga sp</i>	1
		Muscidae	<i>Musca sp</i>	1
Gonflé	Diptères	Calliphoridae	<i>Lucilia sericata</i>	11
			<i>Lucila ampullacea</i>	25
			<i>Lucilia caesar</i>	4
			<i>Lucilia silvarum</i>	9
			<i>Lucila illustris</i>	2
			<i>Chrysomya albiceps</i>	7
			<i>Calliphora loewi</i>	2
			<i>Calliphora vicina</i>	2
			<i>Calliphora vomitoria</i>	2
		Sarcophagidae	<i>Wohlfahrtia nuba</i> (Species group)	3
			<i>Sarcophila meridionalis</i>	1
		Piophilidae	<i>Stearibia nigriceps</i>	2
		Phoridae	<i>Phoridae sp</i>	1
	Coléoptères	Staphylinidae	<i>Philontus cyanipennis</i>	2
			<i>Creophilus maxillosus</i> <i>maxillosus</i>	1

		Silphidae	<i>Thanatophilus rugosus</i>	3
			<i>Thanatophilus sinuatus</i>	1
		Dermestidae	<i>Dermestes undulatus</i>	2
			<i>Dermestes murinus murinus</i>	1
			<i>Dermestes frischii</i>	1
		Histeridae	<i>Saprinus lugens</i>	1
			<i>Saprinus planisculus</i>	2
			<i>Acritus nigricornis</i>	2
			<i>Saprinus semistriatus</i>	2
			<i>Magarinotus</i>	1
		Nitidulidae	<i>Nitidula carnaria</i>	4
		Curculionidae	<i>Sp</i>	1
Pourri	Diptères	Calliphoridae	<i>Lucilia sericata</i>	3
			<i>Lucilia ampullacea</i>	2
			<i>Lucilia silvarum</i>	1
			<i>Protophormia teranovae</i>	1
			<i>Chrysomya albiceps</i>	4
			<i>Cynomya mortuorum</i>	6
			<i>Calliphora vicina</i>	44
			<i>Calliphora subalpina</i>	1
			<i>Calliphora vomitoria</i>	1
			<i>Calliphora Loewi</i>	2
			<i>Phormia regina</i>	1

			<i>Wohlfahrtia nuba</i>	22
			<i>Phylloteles pictipennis</i>	1
			<i>Sarcophaga africa</i>	1
			<i>Sarcophaga protuberans</i>	2
	Coléoptères	Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus maxillosus</i>	29
			<i>Philonthus</i>	6
			<i>Ontholestes cingulatus</i>	18
			<i>Aleochara clavicornis</i>	4
			<i>Philonthus cyanipennis</i>	8
		Silphidae	<i>Thanatophilus rugosus</i>	5
			<i>Thanatophilus sinuatus</i>	10
		Histeridae	<i>Margarinotus ventralis</i>	2
			<i>Saprinus semistriatus</i>	26
		Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>	16
		Geotrupidae	<i>Trypocopris vernalis</i>	1
		Carabidae	<i>Siagona europaea</i>	1
			<i>Leistus spinibarbris</i>	1
		Trogidae	<i>Trox scaber</i>	1
		Cleridae	<i>Necrobia ruficollis</i>	1
			<i>Necrodes</i>	2
		Nitidulidae	<i>Nitidula carnaria</i>	2
Desséché	Diptères	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	54
			<i>Cynomya mortuorum</i>	2

			<i>Lucilia sericata</i>	1
			<i>Lucilia ampullacea</i>	1
			<i>Lucilia illustris</i>	2
			<i>Calliphora vicina</i>	14
			<i>Calliphora loewi</i>	5
		Sarcophagidae	<i>Wohlfahrtia nuba</i>	5
			<i>Sarcophaga protuberans</i>	1
			<i>Sarcophaga africa</i>	1
	Coléoptères	Staphylinidae	<i>Ontholestes cingulatus</i>	1
			<i>Philonthus cyanipennis</i>	1
			<i>Creophilus maxillosus maxillosus</i>	2
		Silphidae	<i>Thanatophilus dispar</i>	2
			<i>Thanatophilus sinuatus</i>	1
		Histeridae	<i>Saprinus semistriatus</i>	5
			<i>Margarinotus ventralis</i>	3
			<i>Saprinus planisculus</i>	1
		Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>	31
		Geotrupidae	<i>Anoplotrupes sterosus</i>	1
			<i>Trypocopris vernalis</i>	1
		Cleridae	<i>Necrobia ruficollis</i>	2
			<i>Necrobia rufipes</i>	4
		Nitidulidae	<i>Nitidula rufipes</i>	2

Les photos ci-dessous nous montrent quelques espèces que n nous avons pu identifier

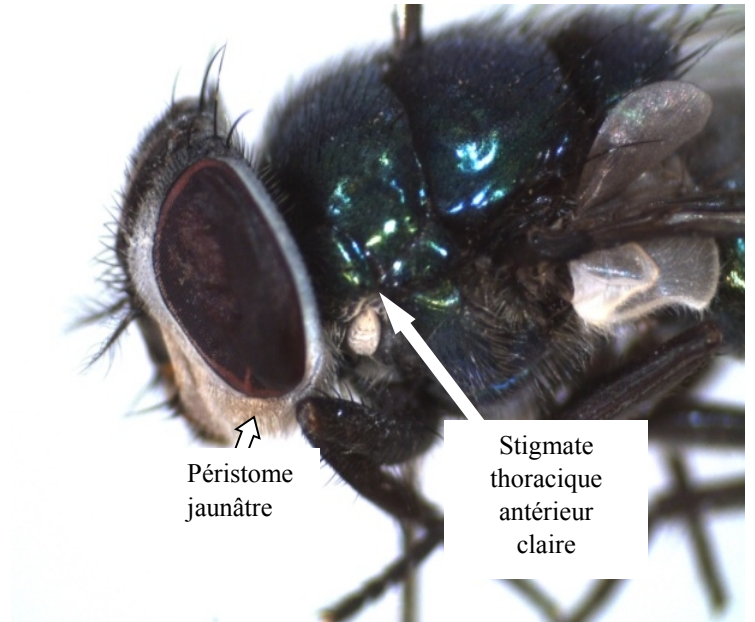
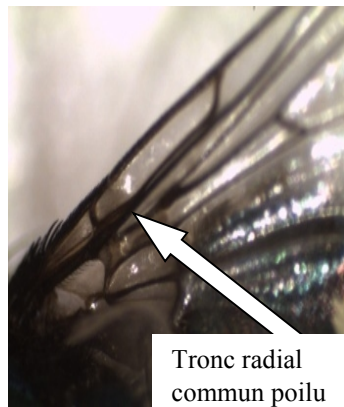


Figure 29 : *Chrysomya albiceps* (Diptera :Calliphoridae)
(photo originale).Grossissement x100

Cuilleron alaire



Thorax vert
métallique brillant



Cuilleron thoracique nu

Basicosta claire

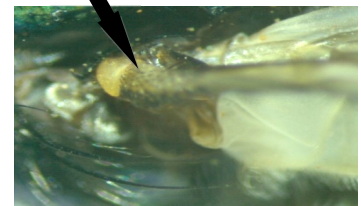


Figure 30 : *Lucilia sericata* (Diptera :Calliphoridae) (photo originale). Grossissement x100

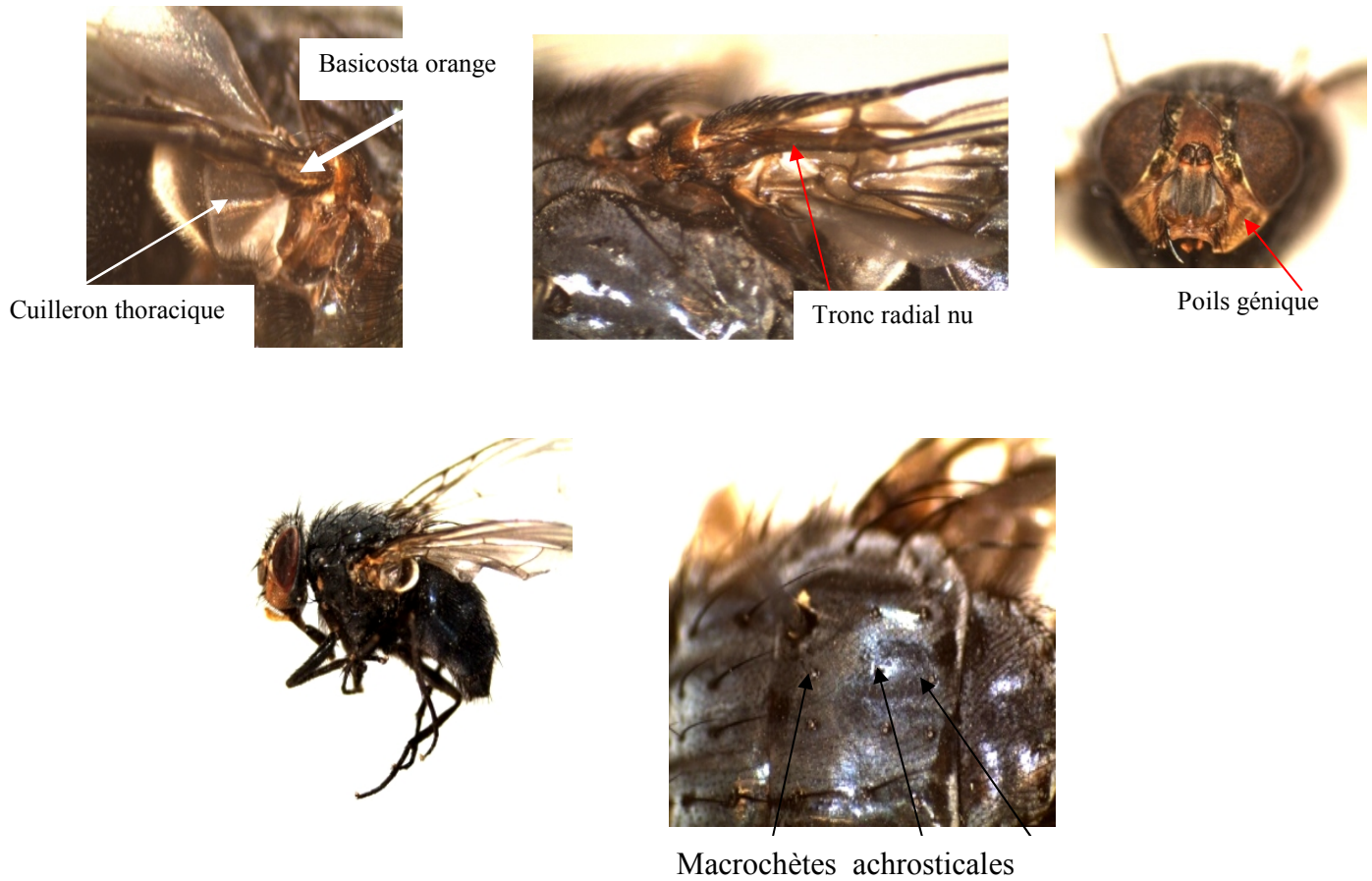


Figure 31 : *Calliphora vicina* (Diptera : Calliphoridae) (photo originale). Grossissement x100

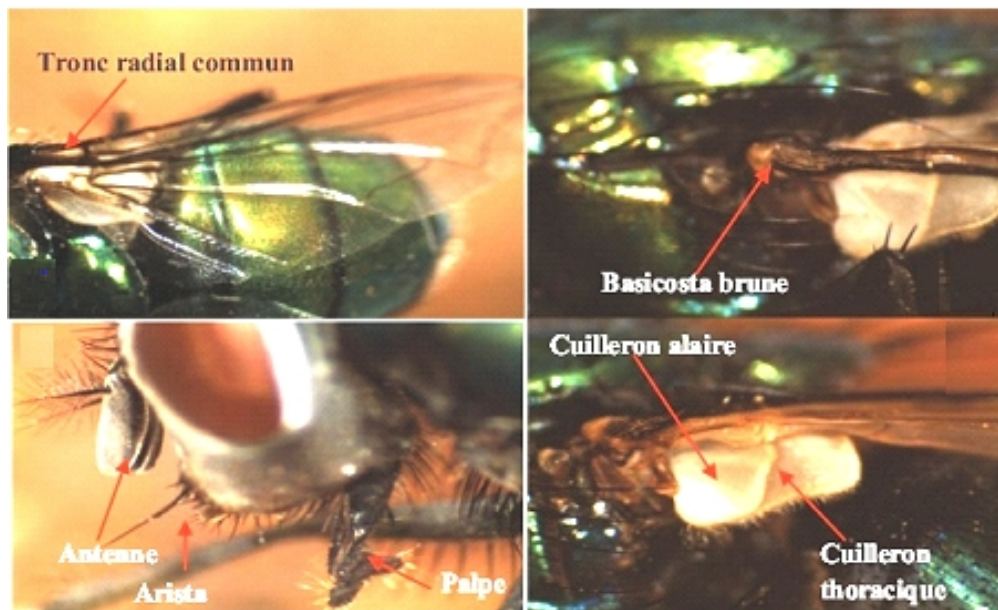


Figure 32 : *Lucilia silvarum* (Diptera : Calliphiridae) (photo originale). Grossissement x100



Figure 33: *Calliphora vomitoria* (Diptera : Calliphoridae) (original)



Figure 34: *Phormia regina* (Diptera: Calliphoridae) (original)

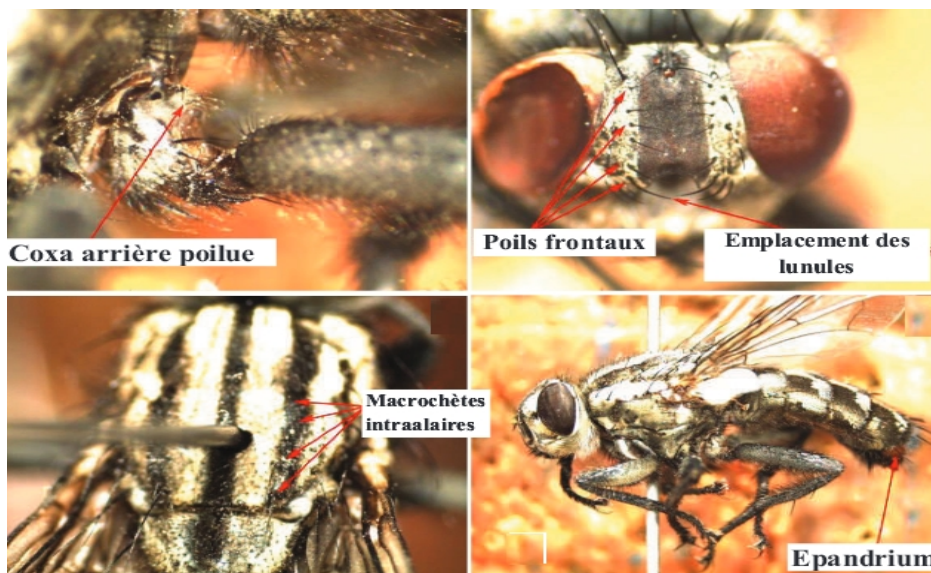


Figure 34: *Sarcophaga africa* (Diptera : Sarcophagidae)

Antennes
cylindriques →

(original).



Figure 36 : groupe d'espèces *Wohlfahrtia nuba* (Diptera : Sarcophagidae) (original).



Figure 37: *Dermestes frischii* (coleoptera : Dermestidae) (original).

Creophilus maxillosus maxillosus

Philonthus



Figure 38 : (Coleoptera : Staphylinidae) (originale)



Figure 39 : *Thanatophilus sinuatus* (Coleoptera : Silphidae) (original)



Figure 40 : *Necrobia rufipes* (Coleoptera : Cleridae) (original).



Figure 41 : *Saprinus semistriatus* (Coleoptera : Histeridae) (original).

III .Identification des larves prélevées

Durant l'étude nous avons faits des prélèvements de larves, leur identification est présentée dans le tableau qui suit :

Tableau 06: Identification des larves prélevées durant l'étude.

N° flacon	Ordre	Famille	Espèce	Nombre
15	Diptères	Calliphoridae	<i>Larve de Lucilia sericata</i>	5
			<i>Larve Lucilia silvarum</i>	6
			<i>Larve Cynomya mortuorum</i>	4
18	Diptères	Calliphoridae	<i>Larve Lucilia sericata</i>	10
20	Diptères	Calliphoridae	<i>Larve Calliphora vicina</i>	10
			<i>Larve Lucilia sp</i>	5
			<i>Larve Lucilia sericata</i>	10
31	Diptères	Calliphoridae	<i>Larve Chrysomya albiceps</i>	15
			<i>Larve Calliphora vicina</i>	13
			<i>Larve Lucilia sericata</i>	8
51	Coléoptères	Dermestidae	<i>Larve Dermestes undulatus</i> (Brahm, 1790)	10
53	Coléoptères	Dermestidae	<i>Larve Dermestes undulatus</i>	4
		Cleridae	<i>Larve Necrodes littoralis</i>	1
56	Coléoptères	Dermestidae	<i>Larve Dermestes undulatus</i>	4
		Cleridae	<i>Larve Necrodes littoralis</i>	3

Les résultats d'identification des larves nous prouvent la présence de quelques espèces sur le cadavre depuis son décès

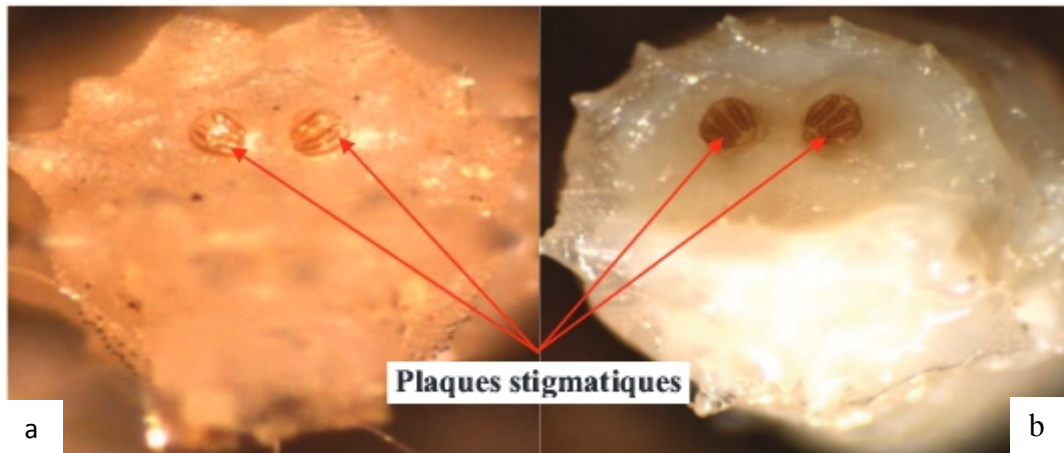


Figure 42 : Partie postérieure de la larve montrant les stigmates(original).

- (a): Deuxième stade larvaire : deux fentes (stigmates) sur chaque plaque stigmatique.
 (b): Troisième stade larvaire : trois fentes (stigmates) sur chaque plaque stigmatique.

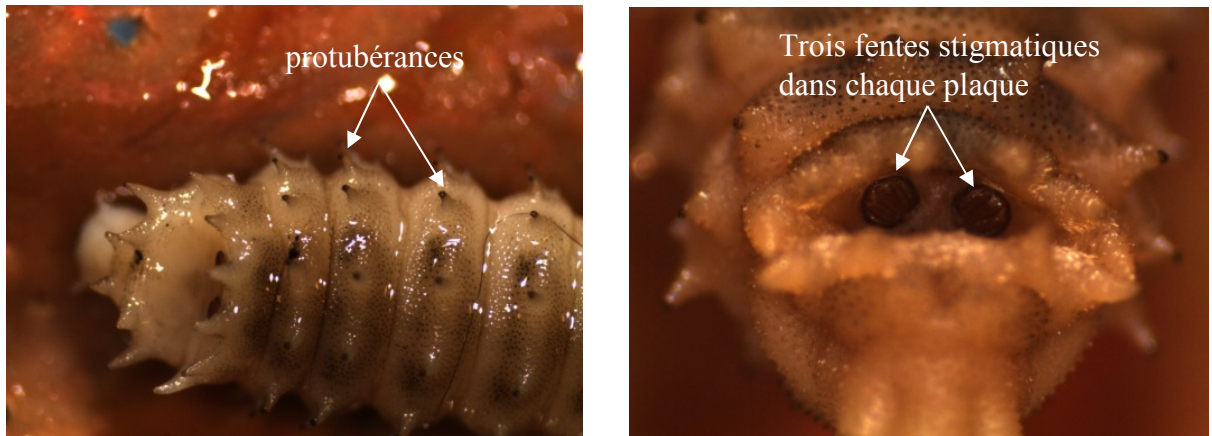


Figure 43 : Larve de troisième stade *Crysomya albiceps* (original).



Figure 44 : Larve de troisième stade de *Lucilia sericata*. (original)
 (la distance entre deux tubercule P semblable à celle présente entre P1 et P2)



Figure 45: Larve de troisième stade de *Calliphora vicina* (original).

- (a) : Morphologie générale de la larve,
 (b) : Plaque stigmatiques avec un péritrème fermé.

IV. Exploitation des résultats par les différents indices écologiques

Les résultats sont exploités par les indices écologiques de composition et les indices de structure, prenant en considération l'abondance relative, la constance d'occurrence, la diversité spécifique et l'équitabilité.

IV. 1. Abondances relatives des principales espèces capturées pendant l'étude en fonction du stade de décomposition.

L'abondance absolue de chaque espèce selon les stades de décomposition est consignée dans les tableaux suivants :

Tableau 07: L'abondance absolue des espèces capturées sur le cadavre du chien.

Stade Espèce	Frais	Gonflé	Pourri	Desséché
<i>Chrysomya albiceps</i>	0	7	4	54
<i>Lucilia sericata</i>	3	11	3	1
<i>Lucilia silvarum</i>	2	9	1	0
<i>Lucilia ampullacea</i>	1	25	3	1
<i>Lucilia caesar</i>	0	4	0	0
<i>Lucilia illustris</i>	0	2	0	2
<i>Cynomya. mortuorum</i>	0	5	7	2
<i>Calliphora vicina</i>	0	2	34	14
<i>Ccalliphora vomitoria</i>	0	2	1	0

<i>Calliphora subalpina</i>	0	0	1	0
<i>Calliphora loewi</i>	0	2	0	5
<i>Wohlfahrtia nuba</i>	0	3	22	5
<i>Sarcophila meridionalis</i>	0	1	0	0
<i>Ravinia pernix</i>	0	0	1	0
<i>Sarcophaga protuberans</i>	0	0	2	1
<i>Sarcophaga africa</i>	0	0	2	3
<i>Stearibia nigriceps</i>	0	2	1	0
Total	6	75	82	88

L'arrivée des Diptères sur le cadavre diffère selon le stade de décomposition ; les premières mouches arrivées sur le cadavre au stade frais appartiennent en majorité à la famille des Calliphoridae : *Lucilia sericata*, *Lucilia silvarum*, *Lucilia ampullacea*, *Chrysomya albiceps*, *Cynomya mortuorum*, *Calliphora vicina*, *Calliphora vomitoria*

Les Lucilinae sont les premiers colonisateurs et ont continué leurs activité jusqu'au dernier stade.

Au stade gonflé, nous constatons une diversité de Diptères nécrophages : Les Calliphoridae ; les Sarcophagidae et les Piophilidae. Par contre au stade pourri et desséchée les diptères sont rares sur le substrat.

Les abondances des diptères et des coléoptères d'intérêt forensique capturés durant notre expérimentation allant de 18/04/2016 jusqu'au 26/04/2016 sont représentées dans les figures 45 et 46.

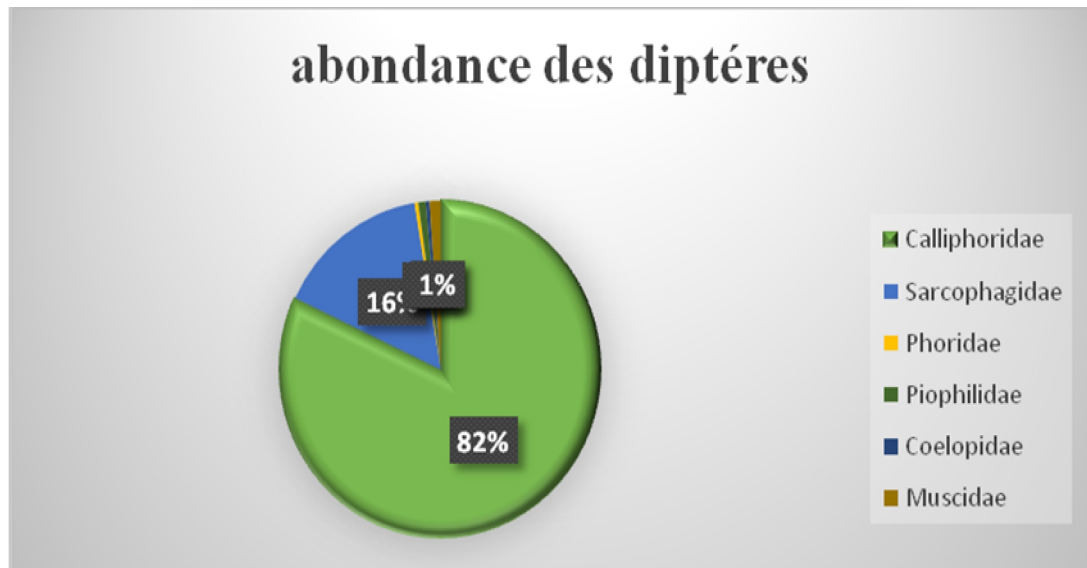


Figure 46 : Abondance des familles de diptères durant le processus de décomposition.

Durant notre étude, la famille des Calliphoridae est la plus abondante suivie par les Sarcophagidae.

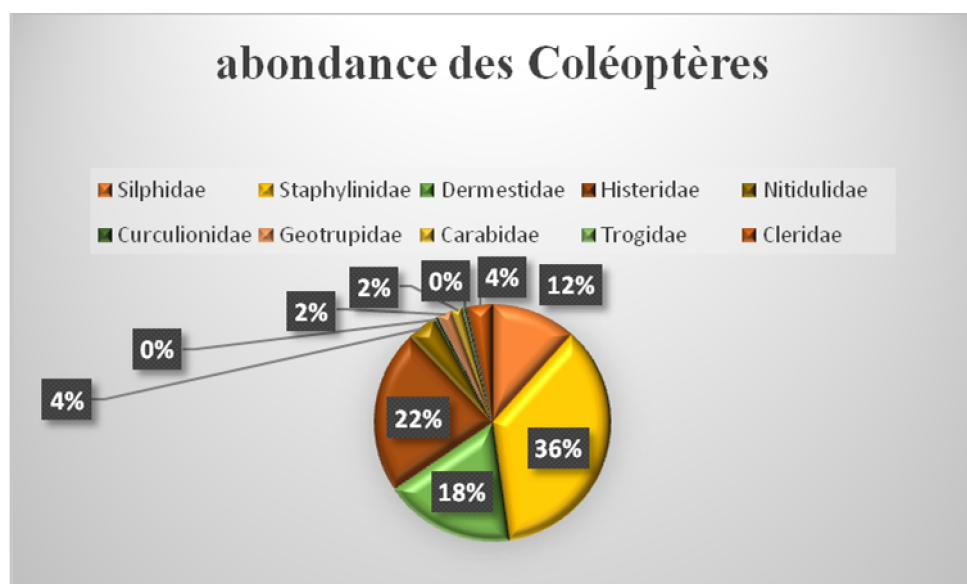


Figure 47 : Abondance des familles de Coléoptères durant le processus de décomposition

Durant notre expérimentation, la famille des Staphylinidae est la plus abondante avec 36% suivie de la famille des Silphidae avec 22% et la famille des Dermestidae avec 18%.

Le taux des espèces capturées durant l'expérimentation est représenté par des graphiques dans les figures qui suivent :

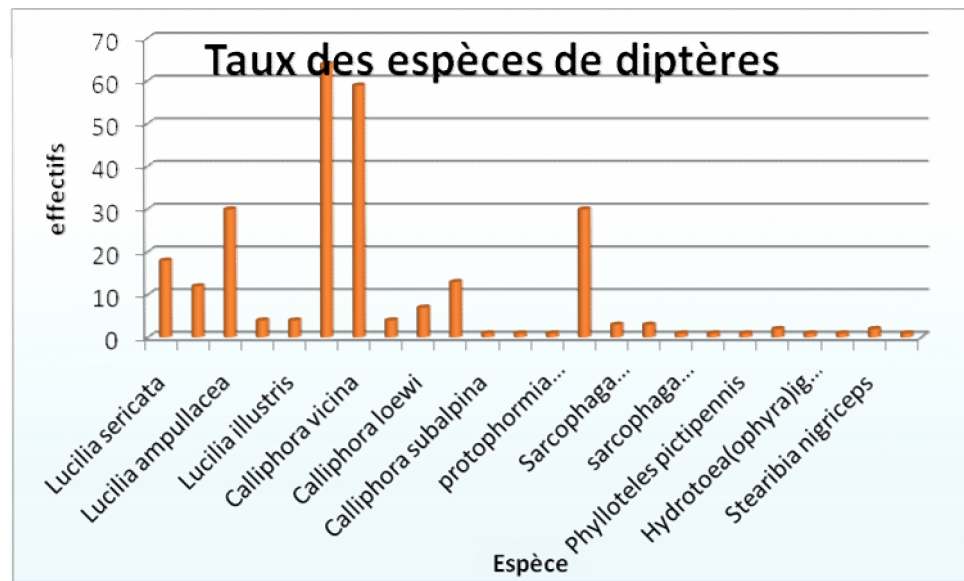


Figure 48: Taux des espèces de Diptères durant la période d'étude

Durant l'expérimentation, *C. albiceps* est la plus abondante parmi les espèces de diptères capturées (64 individus) suivis par *C. vicina* (59 individus), *L. ampullacea* et *W. nuba* (33 individus chacune).

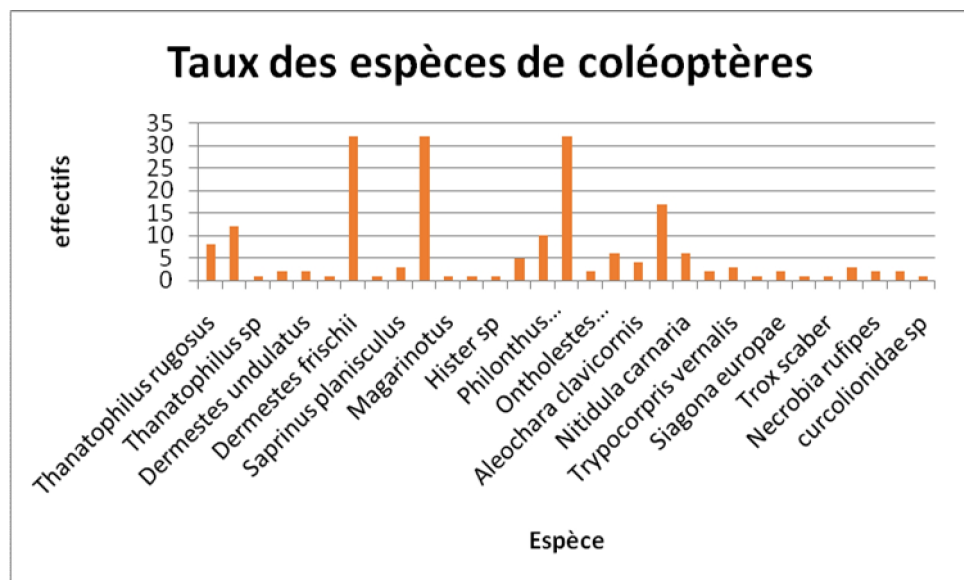


Figure 49: Taux des espèces de Coléoptères durant l'étude

Durant le processus de décomposition, *D.frischii*, *C. maxillosus* et *S. semistriatus* sont les plus présentes (32 individus), suivis par *Ontholestes sp* (17 individus) .

IV. 2. La constance d'occurrence

Nous avons calculé l'indice d'occurrence pour les différentes espèces de diptères capturées durant notre inventaire ; les résultats sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 08 : L'indice d'occurrence pour différentes espèces des diptères.

<i>Espèces</i>	C%	Remarque
<i>C. albiceps</i>	38,46	Sp accessoire
<i>L.sericata</i>	46,15	sp accessoire
<i>L.silvarum</i>	30,77	sp accessoire
<i>L. ampullacea</i>	46,15	sp accessoire
<i>L. caesar</i>	7,69	sp accidentelle
<i>L. illustris</i>	15,38	sp accidentelle
<i>C.mortuorum</i>	38,46	sp accessoire
<i>P. teranovae</i>	7,69	sp accidentelle
<i>C.vicina</i>	61,54	sp régulière
<i>C. vomitoria</i>	23,08	sp accidentelle
<i>C. subalpina</i>	7,69	sp accidentelle
<i>C. loewi</i>	15,38	sp accidentelle
<i>P. regina</i>	7,69	sp accidentelle
<i>W. nuba</i>	46,15	sp accessoire
<i>S. meridionalis</i>	7,69	sp accidentelle
<i>R. pernix</i>	7,69	sp accidentelle
<i>S. protuberans</i>	15,38	sp accidentelle
<i>S. africa</i>	23,08	sp accidentelle
<i>P. pictipennis</i>	7,69	sp accidentelle
<i>S. nigriceps</i>	15,38	sp accidentelle
<i>Phoridae sp</i>	7,69	sp accidentelle
<i>Musca sp</i>	7,69	sp accidentelle
<i>M. domestica</i>	15,38	sp accidentelle
<i>Fannia sp</i>	7,69	sp accidentelle
<i>Sarcophaga sp</i>	7,69	sp accidentelle
<i>H. ignave</i>	7,69	sp accidentelle

Nos résultats démontrent que *C. vicina* est une espèce régulière, *C. albiceps*, *L. sericata*, *L. ampullacea*, *L. silvarum*, *C. mortuorum* et *W. nuba* sont des espèces accessoires

IV. 3. L'indice de Shannon-Weaver et d'équitabilité

Les résultats qui portent sur les indices de la diversité de Shannon (H'), de la diversité maximale (H'_{max}) et de l'équitabilité (E) appliqués aux familles de diptères d'intérêt forensique dans le **Tab 09**

Tableau 09 : valeurs de diversité de Shannon (H') et de l'équitabilité (E) des espèces

Indice	H' (bits)	H'_{max} (bits)	E	S
Diptères	2.31	5.529	0.417	24
Coléoptères	2.73	5.283	0.516	32

H' : Indice de diversité ; H'_{max} : diversité maximale ; E : Indice d'équitabilité

Nous constatons que la valeur de diversité de Shannon-Weaver est égal à 2.31 bits pour les diptères et à 2.73 bits pour les coléoptères ; avec une diversité maximale 5.529 bits pour les diptères et 5.283 bits pour les coléoptères.

La valeur d'équitabilité E obtenue est de 0.417 chez les diptères, elle tend vers 0 ce qui signifie qu'il existe une dominance entre les familles des diptères ; et de 0.516 chez les coléoptères, elle tend vers 1 ce qui signifie que les familles de coléoptères sont en équilibre entre elles.

V. Elevage des larves de Diptères

Nous avons réalisé trois élevages sous des conditions climatiques contrôlées au laboratoire dans le but d'estimer l'intervalle post mortem de notre substrat :

Elevage 1 : Pour cet élevage nous avons fait des prélèvements le 23/04/2016 et qui sont mis en élevage le 24/04/2016 dans 5 boîtes d'élevages. Après quelques jours l'émergence de deux espèces de Calliphoridae (*Lucilia sericata* et *Chrysomya albiceps*) a été observée :

Tableau 10: Emergence des individus du premier élevage.

Boite	Date d'élevage	Nombre d'adultes éclos T° moyenne journalière en incubateur 27C°				Identification des adultes
		30/04/2016	01/05/2016	05/05/2017	07/05/2016	
Boite 01	24/04/2016	0				/
Boite 02		6				<i>C. albiceps</i>
Boite 03		10	15			<i>C. albiceps</i>
Boite 04		3	4			<i>L.sericata</i> + <i>C. albiceps</i>
Boite 05		2		3	6	<i>L.sericata</i> + <i>C. albiceps</i>

Au total, nous observons l'émergence de 49 individus sur une centaine de larves prélevées appartenant à deux espèces:

- *Lucilia sericata* dont le premier individu a émergé le samedi 30/04/2016 (J7) entre 14h et 16 :30h ;
- *Chrysomya albiceps* dont le premier individu a émergé le samedi 30/04/2016 (J7) entre 14h et 16 :30h ;

Elevage 2 : Pour le deuxième élevage nous avons utilisé deux bacs à élevage :

- Le premier bac: les prélèvements sont faits le 25/04/2016. Les larves prélevées sont conservées dans le réfrigérateur entre 7 et 8°C à 16h05mn, puis récupérées le 26/04/2016 à 14h55mn pour être mises en élevage le 27/04/2016 dans la boite 06. Après quelques jours nous observons l'émergence des adultes, une seule espèce est identifiée.
- Le deuxième, les larves sont prélevées le 26/04/2016 et mises en élevage le 27/04/2016 dans la boite 07. L'émergence des adultes débute le 04/05/2016.

Tableau 11: Emergence des individus du deuxième élevage.

	Date d'élevage	Nombre d'adultes émergés				Identification des adultes
Date d'émergence		04/05/16	05/05/16	07/05/16	10/05/16	
Boîte 06	27/04/2016	31			58	L. sericata
Boîte 07		7	5			C. albiceps
		6	1	8	4	C. mortuorum
				1		L. sericata
						L. ampullaceal

Au total, 121 individus ont émergé dans les deux bacs

- Pour la boîte 06 une seule espèce a été identifiée *Lucilia sericata* dont le premier individu a émergé le 04/05/2016 (J11.) entre 10h et 12h
- Pour la boîte 07 quatre espèces ont été identifiées :
 - *Lucilia sericata* dont le premier individu a émergé le 04/05/2016 ;
 - *Chrysomya albiceps* dont le premier individu a émergé le 04/05/2016 ;
 - *Cynomya mortuorum* dont le seul individu a émergé le 05/05/2016 ;
 - *Lucilia ampullacea* dont le seul individu a émergé le 07/05/2016.

Elevage 3 : Le 26/04/2016 nous avons pris un échantillon du sol, puis le 27/04/2016 nous avons prélevé les larves et les prépupes qui s’y trouvaient et sont mises en élevages le jour même. L’émergence des adultes a débuté le 04/05/2016.

Tableau 12 : Emergence des individus du troisième élevage.

Boite	Date d'élevage	Nombre d'adultes éclos				Identification des adultes
		T° moyenne journalière en incubateur 27C°				
		04/05/2016	05/05/2016	07/05/2016	10/05/2017	
Boite 08	27/04/2016		2	3	2	<i>L.sericata</i>

Les individus émergés sont d’une seule espèce identifiée qui est *Lucilia sericata*

VI. Calcul des intervalles post-mortem

En principe, l’estimation de l’intervalle post – mortem s’effectue sur la base du matériel le plus âgé prélevé. Dans notre étude, si nous nous fondons sur la première mouche ayant émergé, nous sommes en mesure d’évaluer correctement le jour de la mort selon la méthode de Marchenko (**Marchenko, 1988**).

Pour effectuer la totalité de son cycle, chaque espèce nécessite une constante de chaleur (somme de températures effectives nécessaire pour un développement complet). L’auteur affirme que la marge d’erreurs est de ± 24 heures,

Tableau 13 : Les Températures effectives nécessaire des espèces utilisées.

Espèces	Température Seuil inférieur de croissance	Somme des températures du cycle complet
<i>Lucilia sericata</i>	9,0°C	207,0°C
<i>Chrysomya albiceps</i>	10.2	186

Elevage 1

Pour l'estimation du délai post mortem nous nous somme intéressé à la date de la ponte des espèces de la première génération de *L. sericata* et *C. albiceps*.

- ***L. sericata*** :

Un cumul de 207°C est nécessaire pour le développement de l'insecte de la ponte jusqu'au stade adulte en retenant un seuil minimal de 9°C au dessous duquel l'insecte ne se développe pas (**Marchenko, 2001 ; Wyss et Cherix, 2013**). L'émergence des premiers adultes s'est effectué le 30/04/2016, en utilisant les températures moyennes de la station météorologique la valeur de 0.4°C le seuil minimal au dessous duquel le développement s'arrête se trouve atteinte le 19/04/2016 ce qui correspond à la période de la ponte tardive de l'espèce et qui est proche de la date du décès.

- ***C.albiceps***

Un cumul de 186°C est nécessaire pour le développement de l'insecte à partir de la ponte jusqu'à l'émergence d'un adulte en retenant un seuil minimal de 10.2°C au dessous duquel l'insecte ne se développe pas (**Marchenko, 2001 ; Wyss et Cherix, 2013**). L'émergence étant intervenue le 30/04/2016, en utilisant les températures moyennes de la station météorologique la valeur de 0.1°C est atteinte le 19/04/2016 ce qui correspond a la période de ponte tardive de l'espèce et qui est proche de la date du décès.

Tableau 14: Estimation de la date de la ponte pour le premier élevage

Date	Température		Lucilia sericata		Chrysomya albiceps		Développement
30/04/2016	27			207		186,0	Date d'éclosion
29/04/2016	27			189		169.2	
28/04/2016	27			171		152.4	
27/04/2016	27			153		135.6	
26/04/2016	27			135		118.8	
25/04/2016	27			117		102.0	Date d'élevage
24/04/2016	27			99		85.2	
23/04/2016		29.9		78.1		65.5	
22/04/2016		23.6		63.5		52.1	
21/04/2016		25.3		47.2		37	
20/04/2016		30.5		25.7		16.7	
19/04/2016		34.3		0.4		0.1	Date de ponte
18/04/2016		33.6					Date de mort

Elevage 2**Boite 06**

- *L.sericata*

L'éclosion des adultes a eu lieu le 04/05/2016, en utilisant les températures moyennes du site et en prenant en considération la température du réfrigérateur où nous avons mis les larves pour la conservation. La valeur de 2.25°C est atteinte le 18/04/2016 ce qui correspond à la date du décès.

Tableau 15: Estimation de la date de a ponte du deuxième élevage..

Date	Température		Lucilia sericata		Développement	
04/05/2016	27			207	Date d'éclosion	
03/05/2016	27			189		
02/05/2016	27			171		
01/05/2016	27			153		
30/04/2016	27			135		
29/04/2016	27			117		
28/04/2016	27			99		
27/04/2016	27			81	Date d'élevage	
26/04/2016	17			81		
25/04/2016	15.7			74.3		
24/04/2016	16			67.3		
23/04/2016	17.75			58.55		
22/04/2016	17.7			49.85		
21/04/2016	17.75			41.1		
20/04/2016	19.8			30.3		
19/04/2016	27			12.3		
18/04/2016	19.05			2.25	Date de mort /ponte	

Boite 07

- *L. sericata*

L'éclosion des adultes a eu lieu le 04/05/2016. En utilisant les températures moyennes du site, la valeur de 4.3°C est atteinte le 19/04/2016 ce qui correspond à la période de ponte à 24h de près à la date du décès.

- *C. albiceps*

L'éclosion a eu lieu le 04/05/2016 et en utilisant les températures moyennes du site la valeur de 1.5 °C est atteinte le 19/04/2016 ce qui correspond à la date de la ponte à 24h de près de la date du décès.

Tableau 16 : Estimation de la date de la ponte du deuxième élevage.

Date	Température		L. sericata		C.albiceps	Développement
04/05/2016	27		207		186	Date d'éclosion
03/05/2016	27		189		169.2	
02/05/2016	27		171		152.4	
01/05/2016	27		153		135.6	
30/04/2016	27		135		118.8	
29/04/2016	27		117		102	
28/04/2016	27		99		85.2	
27/04/2016	27		81		68.4	date D'éclosion
26/04/2016	17		73		61.6	
25/04/2016	15.7		66.3		56.1	
24/04/2016	16		59.3		50.3	
23/04/2016	17.75		50.55		42.75	
22/04/2016	17.7		41.85		35.45	
21/04/2016	17.75		33.1		27.9	
20/04/2016	19.8		22.3		18.3	
19/04/2016	27		4.3		1.5	Date de ponte
18/04/2016	19.05		-5.75		-7.35	Date de mort

Elevage 3

- *L. sericata*

Pour l'estimation de la date de ponte du troisième élevage dont l'éclosion a eu lieu le 05/05/2016 et en utilisant les températures moyennes du site la valeur de 4.3°C est atteinte le 20/04/2016 ce qui correspond à la période de ponte la plus tardive de *L. sericata*.

Tableau 17 : Estimation de la date de la ponte du troisième élevage.

Date	température		L. sericata		Développement	
05/05/2016	27		207		Date d'éclosion	
04/05/2016	27		189			
03/05/2016	27		171			
02/05/2016	27		153			
01/05/2016	27		135			
30/04/2016	27		117			
29/04/2016	27		99			
28/04/2016	27		81			
27/04/2016	27		63		Date d'élevage	
26/04/2016	17		55			
25/04/2016	15.7		48.3			
24/04/2016	16		41.3			
23/04/2016	17.75		32.55			
22/04/2016	17.7		23.85			
21/04/2016	17.75		15.1			
20/04/2016	19.8		4.3		Date de ponte	
19/04/2016	27		13.7			
18/04/2016	19.05				Date de mort	

VII. Résultat de l'entomotoxicologie

Les échantillons prélevés pour l'analyse toxicologique appartiennent à l'espèce *C.albiceps* vu son abondance sur le cadavre ; ils ont été analysés pour la détection de la Xylocaïne par la méthode d'analyse biochimique choisie (GC/MS). Le résultat obtenu est représenté par le chromatogramme (**Fig.111**).

L'analyse des larves a donné un résultat négatif par rapport à la présence de la Xylocaïne ou de ses métabolites, dû peut être à plusieurs facteurs qui ont interféré directement ou indirectement la présence ou la bioaccumulation de la Xylocaine dans les tissus de l'insecte, tels que son évacuation par les larves lors de leur métamorphose ou peut être la taille des échantillons était insuffisante.

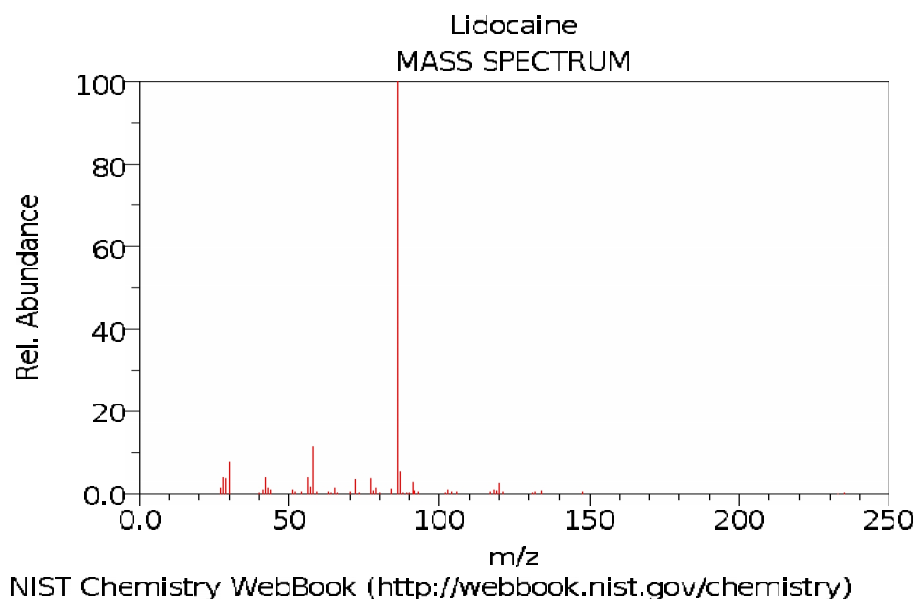


Figure 50: Le chromatogramme standard de la Xylocaïne

VIII. Discussion

La dégradation d'un cadavre et sa colonisation par les insectes sont deux phénomènes intimement liés et ils sont influencés par de nombreux facteurs biotiques et abiotiques (**Wells et Lamotte, 1995 ; Campobasso et al, 2001**).

Durant notre étude qui s'est déroulée dans un terrain au Département de Biologie à Tizi-Ouzou, les facteurs abiotiques sont : les Températures, l'humidité relative et les précipitations. Les facteurs biotiques, quant à eux sont représentés par un cadavre laissé à l'air libre.

Durant toute la période de notre étude, il y avait eu une succession diversifiée d'insectes nécrophages sur notre substrat. Nous avons pu capturer 460 spécimens répartis en 16 familles. Les Diptères Calliphoridae et Sarcophagidae étaient les premiers colonisateurs.

L'identification des individus capturés révèle la présence de 57 espèces dont 24 appartiennent à l'ordre des Diptères (Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae, Piophilidae) et 33 à l'ordre des Coléoptères (Silphidae, Staphylinidae, Nitidulidae, Cleridae). Certains individus ne sont identifiés que par la famille (Phoridae, Coelopidae, Muscidae, Fanniidae).

Durant le premier jour de notre expérience la température moyenne était de 19.05°C, et semble être suffisante pour favoriser l'arrivée et l'activité des Diptères nécrophages sur le

cadavre qui est une source d'énergie importante. La décomposition du cadavre attire très tôt certains insectes et d'autres plus tardivement, c'est le principe des escouades défini par **Megnin Wyss et Cherix, (2006)**.

Nous constatons que les conditions climatiques jouent un rôle très important dans la colonisation d'un cadavre par la faune nécrophage, plus les conditions sont favorables plus la faune cadavérique est diversifiée et plus la décomposition du cadavre est rapide (**Filali, 2010**).

Durant notre étude, la durée totale du processus de décomposition du cadavre du chien était de 39 jours que nous avons scindé en 4 stades : le stade frais qui a duré 24h, le stade gonflé 48h, le stade pourri 288h (12 jours) et le dernier stade desséché 576h (24 jours). La durée de la période de décomposition des lapins au désert de l'Égypte et du Kuwaït est plus longue (52j) en particulier dans les derniers stades de décomposition (**Tantawi, 1996 ; Al-Mesbah, 2010 ; Al-Mesbah et al, 2012**). Au Brésil, le processus de décomposition des rats était court (**Moura et al, 1997**), alors que la durée de décomposition des porcs était plus longue (**Cavarlho et Linhares, 2001**). Ces observations peuvent être expliquées par la variation de la taille du cadavre et des conditions environnementales qui sont deux facteurs importants pour la détermination de la durée de ce processus. De plus, beaucoup d'auteurs ont montré la présence d'une influence significative d'autres paramètres sur la vitesse de la décomposition d'un corps, on peut citer : l'emplacement du corps (ombragé ou ensoleillé), l'habillement et enfin l'accessibilité du corps aux organismes vivants qu'ils soient Mammifères ou insectes (**Mannetal, 1990 ; Anderson, 2001 ; Campobasso et al, 2001 ; Al-Mesbah, 2010 ; Al-Mesbah et al, 2012 ; Dekeirsschieter, 2012 ; Matuszewski et al, 2013 ; Pastula et Merritt, 2013**).

Cependant, un point commun a été noté dans toutes les expériences de décomposition ainsi que dans notre travail ; la durée d'un stade de décomposition particulier est plus longue que celle de son prédécesseur (**Reed, 1958 ; Johnson, 1975 ; Mourra et al, 1997 ; Carvalho et Linhares, 2001 ; Bharti et Singh, 2003 ; Al-Mesbah, 2010 ; Dekeirsschieter, 2012**). Pour la durée de l'étape de dessèchement, **Reed (1958)** a déclaré qu'elle peut durer jusqu'à ce qu'il ne reste aucune faune cadavérique.

Les effectifs totaux (toutes espèces confondues) capturés durant notre étude s'élèvent à 460 individus. Les principales espèces d'intérêt médico-légal sont largement représentées parmi les populations échantillonnées, et leur abondance relative concorde avec les observations précédemment effectuées sur les cadavres d'animaux déposés en milieu naturel

(Bourel et *al*, 1999 ; Bharti et Singh, 2003 ; Grassberger et Frank, 2004 ; Castro, 2011 ; Al-Mesbah et *al*, 2012 ; Charabidze et *al*, 2012) ou lors des affaires criminelles (Schroeder et *al*, 2003 ; Hwang, 2005).

Dans notre étude, les Diptères Calliphoridae étaient les plus dominants durant toute la durée de la décomposition avec 82%. Ils sont suivis par les Coléoptères Staphylinidae, Historié, Dermestidae et Silphidae avec respectivement 36%, 22%, 18%, 12%.

En outre, on note que les proportions respectives des différentes espèces piégées n'ont pas été constantes au cours de cette étude, des variations importantes ont été observé pour plusieurs espèces importantes de Diptères : *C. albiceps* (24.33%), *L. sericata* (6.84%), *L. silvarum* (4.56%), *L. ampullacea* (11.4%), *C. vicina* (22.43%), *C. mortuorum* (4.49%) et *W. nuba* (11.4%) ; et pour les Coléoptères nous avons *D. frischii* (16.24%), *S. semistriatus* (16.24%), *C. maxillosus* (16.24%), *Ontholestes sp* (8.62%), *T. sinuatus* (6.09%), *T. rugosus* (4.06%) et *P. cyanipennis* (5.07%).

Une variation significative dans l'abondance des espèces en fonction des stades de décomposition a été aussi signalée par Benbou et al (2013).

L'indice de diversité de Shannon-Weaver H' varie de 2,31 bits pour les Diptères à 2,73 bits pour les Coléoptères ce qui implique qu'un cadavre dans la région d'études attire une grande diversité de Diptères et de Coléoptères.

Cependant, l'indice d'équitabilité correspond à 0,41 chez les Diptères ce qui signifie qu'il existe une certaine dominance entre les espèces. Contrairement aux Coléoptères dont l'indice d'équitabilité est de 0,51 ce qui veut dire qu'il existe un équilibre entre les espèces.

A partir des années soixante jusqu'à nos jours, beaucoup d'auteurs se sont intéressés à l'étude de la succession des insectes nécrophages sur les cadavres de vertébrés (Payne, 1965 ; Early et Goff, 1986 ; Tullis et Goff, 1987 ; Anderson et VenLaerhoven, 1996 ; Tantawi et *al*, 1996, Richards et Goff, 1997, Bharti et Singh, 2003 ; Schroeder et *al*, 2003, Arnaldos et *al*, 2004 ; Grassberger et Frank, 2004 ; Matuszewski et *al*, 2008 ; 2010 ; 2011 ; Battan Horenstein et *al*, 2010 ; Al-Mesbah, 2010 ; Seguna et *al*, 2011 ; Gastro, 2011 ; Wahizatul et Waen, 2011 ; Benbow et *al*, 2013 ; Horenstein et *al*, 2013 ; Pastula et Merrit, 2013 ; Wyss et Cherix, 2013). Pendant notre expérience, les insectes nécrophages sont arrivés quelques minutes qui suivent le dépôt du substrat. Cela peut être dû aux conditions climatiques qui étaient favorables à l'activité des insectes. Durant cette période, les premiers colonisateurs

étaient les Diptères Calliphoridae (*L. sericata*, *L. silvarum* ; *L. ampullacea*) et les Hyménoptères (Vespidae, Formicidae) et sont restés jusqu'à la fin de la décomposition.

Dans les régions afro-tropicale, les régions orientales de l'Inde et de la Chine, l'Amérique du sud, l'Europe centrale et du sud *C. albiceps* est généralement le premier colonisateur d'un cadavre (**Baumgartner et Greenberg, 1984 ; Hall et Smith, 1993 ; Gennard, 2012, Sathe et al, 2013**), elle est également considérée comme l'une des espèces les plus rencontrées en Afrique du Sud (**Mostovski et Mansell, 2004**) où elle est reconnue comme espèce estivale.

Concernant les Coléoptères Staphylinidae (*C. maxillosus* et *Philonthus sp*) et les Histeridae (*Saprinus sp*), ils sont apparus dès la pourriture du cadavre. Ces espèces sont prédatrices des larves de Diptères (**Castro, 2011 ; Dekeirsschieter et al, 2011 ; Dekeirsschieter, 2012 ; Gennard, 2012 ; Wyss et Cherix, 2013**). Ces observations expliquent leur présence durant cette période qui correspond à une activité larvaire élevée. *Thanatophilus sinuatus* (Silphidae) est arrivé vers la fin de la décomposition. Cette espèce semble avoir un intérêt potentiel en entomologie forensique.

Dekeirsschieter (2011) a mis en évidence le rôle attractif du diméthyle-disulfure (DMDS) sur *T. sinuatus*. Ce composé semble être un marqueur clé dans le processus de décomposition animale. Ces découvertes améliorent notre compréhension de l'écosystème « cadavre » et plus particulièrement la communication chimique entre une espèce de Silphidae et un corps en décomposition. *D. frischii* était présent et a paru à la fin de la décomposition. Ces résultats concordent avec les données de la littérature et les observations de certains auteurs (**Castro, 2011 ; Dekeirsschieter et al, 2011, Dekeirsschieter 2012 ; Gennard, 2012 ; Wyss et Cherix, 2013**).

Les Formicidae étaient présents tout au long du processus de décomposition. Les mêmes remarques ont été signalées par **Bharti et Singh (2003)**. Cela peut être expliqué par le fait que les fourmis qui fréquentent les cadavres sont des espèces nécrophages et nécrophiles, elles se nourrissent non seulement des tissus morts mais aussi des individus qui s'y retrouvent (**Gennard, 2012 ; Robert et Marquez-Grant 2012 ; Frederick et al, 2013 ; Sathe et al, 2013**).

Bien que des différences spécifiques ont été observées, les résultats de la succession des insectes nécrophages obtenus dans le cadre de notre travail concordent avec ceux obtenus

par d'autres auteurs. Dans notre expérimentation nous retrouvons l'immuabilité de l'ordre d'arrivée de certaines espèces décrites par **Mégnin (1894)**.

Cependant les espèces et l'ordre de succession peuvent varier selon la zone géographique (**Avila et Goff, 1998 ; Grassberger et Frank, 2004 ; Brundage et al, 2011**) le type du milieu (**MacLeod, 1975 ; Smith et Wall, 1997 ; Tantawi et al. 1997 ; Toubertlin et Adler, 1998 ; Hwang, 2005, Sharanowski et al, 2008 ; Hwang et Turner, 2009 ; Al-Mesbah et al**) ou encore suivant les saisons et les années. (**Martinez-Sanchez et al, 2000 ; Cruikshank et Wall, 2002 ; Arher, 2003 ; Schroeder et al, 2003 ; Golson et al, 2005 ; Voss et al, 2009 ; Akotsen-Mensah et al 2011 ; Battan et Linhares, 2011 ; Brundage et Linhares, 2011 ; Charabidze et al. 2012**).

Mégnin (1894) postula qu'à ces périodes d'attractivité du cadavre correspondraient l'émission de différentes odeurs corrélées à certaines phases de décomposition. Les insectes sont alors attirés par certains composés volatils caractéristiques d'une phase de décomposition adaptée au développement de leurs larves sur le cadavre (**Ashworth et Wall, 1994 ; Vass 2004 ; Seenivasagan et al 2010 ; Von Hoerman et al ,2011 ; Charabidze, 2012 ; Dekeirsschieter, 2012**).

Durant l'expérimentation *C. albiceps* était l'espèce la plus dominante (24,33%). Cela peut être expliqué par le fait que cette espèce joue un rôle important en tant que prédateur des larves des autres Diptères (**Açikgoz, 2011 ; Al-Mesbah et al, 2012 ; Taleb et al, 2013 ; Wyss et Cherix, 2013**).

Les résultats de l'identification des larves de Diptères nous renseignent sur les espèces qui ont pondu sur les cadavres, d'où leur importance forensique. A partir de nos résultats, nous pouvons confirmer la ponte de *L.sericata*, *C.albiceps*, *L.silvarum*, *C.mortuorum*, *C.vicina*, *Lucilia sp.*

Les résultats des élevages des larves réalisés à partir du cadavre concordent avec ceux de l'identification. Toutes les espèces de larves enregistrées ont été également identifiées en tant qu'adulte après l'émergence au cours de notre étude.

Le taux de mortalité larvaire est élevé comme il a été signalé dans une étude menée par **Mostek et al (2012)**. Nous suggérons que le transfert des asticots de leur substrat d'origine à un nouveau substrat a probablement entraîné une mortalité plus élevée. De plus, l'effet de la formation de masse larvaire ou de la compétition interindividuelle peut être à

l'origine de cette mortalité (**Charabidze, 2008 ; 2010 ; 2012 ; Boulay et al, 2013 ; Charabidze et al, 2013**). Nous avons constaté la présence de l'hyménoptère *Nasonia vitripennis* qui est un parasite des pupes de Diptères. La femelle pond ses œufs dans les pupes après avoir injecté un venin qui ralentit le développement de l'hôte, pour que ses laves se nourrissent et se développent jusqu'au stade adulte.

Pour le calcul des IPM_s, nous avons utilisé la méthode d'accumulation des températures de **Marchenko (1990)** avec les espèces de la première génération.

Pour le premier élevage effectué le 24/04/2016, les calculs de l'IPM sont réalisés sur deux espèces : *L. sericata* et *C. albiceps*, les résultats démontrent que les deux espèces de mouches ont pondu le même jour, soit le 19 /04/2016.

Pour le deuxième élevage, les calculs effectués sur les individus de *L.sericata* émergés de la boîte 6 ont démontré que la ponte a eu lieu le 18/04/2016 soit le même jour de la mort. Les calculs effectués sur les individus issus de la boîte 7 ont démontré que les mouches de *L .sericata* et *C.albiceps* ont pondu le même jour voire le 19/04/ 2016 soit 24h après la mort du chien. Enfin, les calculs effectués sur les individus issus du troisième élevage démontrent que les individus de *L .sericata* ont pondu le 20/04/2016 soit 48h après la mort ce qui correspond à la ponte tardive de cette espèce.

Le calcul des IPM avec la méthode de **Marchenko (1990)** affirme que la marge d'erreur est de l'ordre 24h, voir inférieur ou supérieur à un jour ; ainsi les estimations concordent avec la date de la mort. (**Taleb, 2013**)

De plus, le moment de l'oviposition dépend de plusieurs paramètres, il varie de quelques heures à plusieurs jours (**Charabidze, 2012 ; Charabidze et al ,2012 ; Sathe et al, 2013 ; Wyss et Cherix, 2013**).

Un deuxième domaine d'étude a été fait dans la littérature pour étudier les effets de drogues sur le développement d'importants insectes médico-légale comprenant les groupes d'insectes nécrophages liés aux cadavres, les mouches de la viande (Diptères, Calliphoridae) sont probablement les plus importantes (**Wei Yun et al, 2004**).

Les échantillons prélevés pour l'analyse toxicologique de l'espèce *C. albiceps* ont été envoyés au laboratoire de toxicologie de l'INCC et analysés pour la détection de la Xylocaïne par la méthode biochimique choisie (GC/MS). L'analyse des larves a annoncé un résultat négatif par rapport à la présence de la Xylocaïne ou de ses métabolites. Cela est peut être dû à

plusieurs facteurs qui ont interféré directement ou indirectement la présence et la bioaccumulation de la Xylocaïne dans les tissus de l'insecte parmi lesquels:

- La Xylocaïne a peut être été évacuée par l'espèce lors des mues, où l'insecte se débarrasse de toutes les toxines présentes dans son organisme tout au long de sa transformation.
- Le nombre des échantillons ou bien la taille de l'échantillon été insuffisant ce qui à minimisée la séduité de la Xylocaïne lors de sa détection avec la GC/MS.
- La méthode d'analyse choisie est peut être non conforme pour ce type de xénobiotique.
- La vitesse d'absorption est supérieure à la vitesse d'élimination de ce xénobiotique (Murthy et *al*, 2001).
- La xylocaïne est une anesthésie locale qui cause un arrêt cardiaque une fois injecté dans le cœur, ce qui n'a pas permit sa circulation dans le corps du chien.

Il ya eu des preuves dans les travaux effectués que pendant les 2-4 première semaines de décomposition, divers toxines influent sur le taux et le modèle de développement des larves de Diptères.

Les Coléoptères et les Diptères sont les insectes les plus couramment utilisés en entomotoxicologie et toutes étapes altérées dans le développement de ses insectes peuvent souvent indiquer la présence de toxines dans le cadavre sur lequel les insectes se sont nourris (Murthy et *al*, 2001).

Cependant, il a également été démontré que les drogues peuvent modifier la durée de développement des larves sans pour autant être retrouvées dans les analyses des larves donc elles passeraient inaperçus et les IPMs seraient de ce fait mal estimés. (O'Brien et Turner, 2004).

Conclusion et perspectives

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La présente étude a été réalisée sur les insectes nécrophages et leur utilisation dans la médecine légale et les affaires judiciaires. Trois parties ont été effectuées : la première est un inventaire sur la faune cadavérique de la région de Tizi Ouzou ; la deuxième est l'estimation du délai post-mortem et la dernière l'analyse toxicologique pour détecter la substance chimique utilisée.

Durant la période d'étude allant de la mi-avril à la fin mai 2016, nous avons identifié 24 espèces de Diptères qui regroupent 263 individus et 33 espèces de Coléoptères regroupant 197 individus ayant un intérêt forensique.

Chez les Diptères, la famille des Calliphoridae est la plus dominante avec une AR% de 82%, suivie par les Sarcophagidae avec 15.52%. Pour les Coléoptères, la famille des Staphylinidae domine avec 36%. Elle est suivie par les familles des Histeridae avec 22%, les Dermestidae avec 18% et enfin par les Silphidae avec 12%. Les autres familles sont faiblement représentées et présentent des valeurs variant entre 0.3% et 8%. D'après ces résultats, nous constatons que la faune cadavérique de la région de Tizi Ouzou est très diversifiée.

Les résultats obtenus lors de l'estimation de l'intervalle post mortem par la méthode de Marchenko démontrent l'utilité des insectes nécrophages dans la datation de la mort à plus ou moins 24h d'erreurs.

L'analyse toxicologique nous a donné un résultat négatif par rapport à la présence de la Xylocaïne dans les tissus des larves, du fait probablement la vitesse d'absorption chez les larves qui est supérieure à la vitesse d'élimination.

Les données obtenues lors de cette étude fournissent des informations de base sur l'entomofaune nécrophage de la région, et vont servir de données de base à des études similaires dans différentes régions géographiques et climatologiques de l'Algérie ce qui répond à nos objectifs.

En perspectives, il serait souhaitable de faire des études plus étendues sur les insectes nécrophages et leur utilisation dans la médecine légale, en employant des méthodes plus efficaces, des types de substrats différents. 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. Un inventaire des espèces les plus répandues en Algérie nous permettra d'étudier et de constituer nos propres données de températures nécessaires pour le développement des espèces trouvées fréquemment sous nos latitudes. Enfin, des études doivent être effectuées afin de pouvoir quantifier le temps écoulé entre le décès et la ponte.

Références bibliographiques

- 1- Amendt J., Krettek R. et Zehner R. (2004). Forensic entomology. *Naturwissenschaften*. 91:51-65.
- 2- Ames C, & Turner B, Low temperature episodes in development of blowflies: implications for post-mortem interval estimation. *Medical and Veterinary Entomology* 2003; 17: 178-186.
- 3- Anderson, G.S. and Cervenka, V.J. (2002). Insects Associated with the Body: Their Use and Analyses. *Advances in Forensic Taphonomy: Method, Theory and Archaeological Perspectives*. W.D. Haglund and M.H. Sorg. Boca Raton, CRC Press LLC.
- 4 Anderson, G.S. and VanLaerhoven, S.L. (1996). Initial studies on insect succession on carrion in Southwestern British Columbia. *Journal of Forensic Science*. 41: 617-625.
- 5- Arnaldos, M.I., Garcia, M.D., Romera, E., Presa, J.J. and Luna, A. (2005). Estimation of postmortem interval in real cases based on experimentally obtained entomological evidence. *Forensic Science International*. 149: 57-65.
- 6- Arnaud, L., Detrain, C., Gaspar, C., Haubruge, E. (2003). Insectes et communication. *Le journal des Ingénieurs*. 87: 25-28.
- 7- Baltussen, E., Sandra, P., David, F. and Cramers, C. (1999). Stir Bar Sorptive Extraction (SBSE), a novel Extraction Technique for Aqueous Samples: Theory and Principles. *Journal of Microcolumn Separations*. 11 (10): 737-747.
- 8- Benecke, M. (2001). A brief history of forensic entomology. *Forensic Science International*. 120: 2-14.
- 9- Benecke, M. (2002). Les insectes judiciaires. *Pour La Science*. 296: 76-83.
- 10- Benecke, M. (2004). Arthropods and Corpses. *Forensic Pathology Reviews*. M. Tsokos. Totowa, Humana Press. 2: 207-240.
- 11- Bornemissza, G.F. (1957). An analysis of Arthropods succession in Carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. *Australian Journal of Zoology*. 5(1): 1-12.
- 12- Bouchoux, G., Sablier, M. (2005). Spectrométrie de masse-Principe et appareillage. *Technique de l'Ingénieur*. TA3
- 13- Bourel, B. Tournel, G., Hédouin, V., Gosset, D. (2004). Entomofauna of buried bodies in northern France. *International Journal of Legal Medicine*. 118: 215-220.

Les références bibliographiques

- 14- Bruno, P., Caselli, M., de Gennaro, G., Solito, M. and Tutino, M. (2007). Monitoring of odor compounds produced by solid waste treatment plants with diffusive samplers. *Waste Management*. 27(4): 539-544.
- 15- Byrd J.H. Forensic entomology: the utility of arthropods in legal investigations. United states of america: CRC press, 2001.
- 16- Byrd, J.H. and Castner, J.L. (2001). Insects of Forensic Importance. Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations. Boca Raton, London, New York, Washington, D.C., CRC Press. 43-79.
- 17- Cabirol, N., Pommier M.T., Gueux, M., Payen, G. (1998). Comparison of lipid composition in two types of human putrefactive liquid. *Forensic science international*. 94: 47-54.
- 18- Callery, P.S. and Geelhaar, L.A. (1984). Biosynthesis of 5-Aminopentanoic Acid and 2-Piperidone from Cadaverine and 1-Piperidine in Mouse. *Journal of Neurochemistry*. 43 (6): 1631-1634.
- 19- Campobasso, C.P., Di Vella, G. and Introna, F. (2001). Factors affecting decomposition and Diptera colonization. *Forensic Science International*. 120: 18-27.
- 20- Carter, D.O., Yellowlees, D. and Tibbett, M. (2007). Cadaver Decomposition in terrestrial ecosystems. *Naturwissenschaften*. 94: 12-24.
- 21- Catts, E.P., Goff, M.L. (1992). Forensic entomology in Criminal Investigations. *Annual review of entomology*. 37: 253-272.
- 22- Caude, Jardy, (1996). Méthodes chromatographiques-introduction. *Techniques de l'Ingénieur*. TA1.
- 23- Chevillon, P., Mircovich, C., Dubroca, S., Fleho, J-Y. (2004). Euthanasie en élevage de porc. *Techni-porc*. 27(4) : 21-27.
- 24- Chinery, M. (1988). Insectes de France et d'Europe occidentale. Paris.
- 25- Clark, M.A., Worrel, M.B. and Pless, J.E. (1997). Postmortem changes in soft tissues. Cocheo, V., Boaretto, C. and Sacco, P. (1996). High Uptake Rate Radial Diffusive Sampler Suitable for Both Solvent and Thermal Desorption. *American Industrial Hygiene Association Journal*. 57: 897-904.
- 26- Crescenzi, C., Di Corcia, A., Passariello, G., Samperi, R., Turnes Carou, M.I. (1996). Evaluation of two new examples of graphitized carbon blacks for use in solid-phase extraction cartridges. *Journal of Chromatography A*. 733: 41-55.

Les références bibliographiques

- 27- Dent, B.B., Forbes, S.L. and Stuart, B.H. (2004). Review of human decomposition processes in soil. *Environmental Geology*. 45: 576-585.
- 28- DeVault, T.L., Rhodes, O.E. and Shivik J.A. (2003). Scavenging by vertebrates: behavioural, ecological, and evolutionary perspectives on an important energy transfer pathway in terrestrial ecosystems. *Oikos*. 102: 225-234.
- 29- Dewaele, P., Leclercq, M. (2002). Les Phorides (Diptères) sur cadavres humains en Europe occidentale. In : *Proceedings of The First European Forensic Entomology Seminar*. Rosnysous-bois, France.
- 30- Dewulf, J., Van Langenhove, H. (2002). Analysis of volatile organic compounds using gas chromatography. *Trends in analytical chemistry*. 21 (9 +10): 637-646.
- 31- Dix, J. and Graham, M.A. (2000). *Time of Death, Decomposition and Identification- an atlas*. Boca Raton. CRC Press. 112
- 32- DuChatenet, G. (1986). *Guide des Coléoptères d'Europe*. Lausanne-Paris, Delachaux et Niestlé. 480.
- 33- Erzinçioğlu K. *Blowflies*. United States of America: The richmond publishing Co. Ltd, 1996.
- 34- Faucherre J, Cherix D & Wyss C, Behavior of *Calliphora vicina* (Diptera, Calliphoridae) under extreme conditions. *Journal of Insect Behavior* 1999; 12(5): 687-690.
- 35- Fiedler, S., Graw, M. (2003). Decomposition of buried corpses, with special reference to the formation of adipocere. *Naturwissenschaften*. 90: 291-300.
- 36- FONDAZIONE SALVATORE MAUGERI-IRCCS. (2004). *Manuel de fonctionnement Radiello®. Forensic Taphonomy. The Postmortem Fate of Human Remains*. W.D. Haglund and M.H. Sorg. Boca Raton. CRC Press. 151-160.
- 37- Galloway, A. (1997). *The Process of Decomposition: A Model from the Arizona-Sonoran Desert*. Forensic Taphonomy. The Postmortem Fate of Human Remains. W.D. Haglund and M.H. Sorg. Boca Raton. CRC Press. 139-149.
- 38- Gaudry, E. (2002). Eight squadrons for one target: the fauna of cadaver described by J.P.
- 39- Gennard D.E. *Forensic entomology, an introduction*. England: Wiley, 2007.
- Gill-King, H. (1997). *Chemical and Ultrastructural Aspects of Decomposition*. Forensic Taphonomy. The Postmortem Fate of Human Remains. W.D. Haglund and M.H. Sorg. Boca Raton. CRC Press. 93-108.

Les références bibliographiques

- 40- Godfray H.C.J. Parasitoids : behavior and evolutionary ecology. Princeton MBE: Princeton university press, 1994.
- 41- Gosselin, M. (non daté). Clé des adultes des espèces de Calliphoridae Belges, données non publiée.
- 42- Grassberger,M. and Frank,C. (2004). Initial study of arthropod succession on pig carrion in a central European urban habitat. Journal of Medical Entomology. X: 511-523.
- 43- ,J.J., Teot,L., Dereure,O. (2004). Plaies et cicatrisations, disponible en ligne (<http://www.sffpc.org>), consulté en juillet 2007
- 44- Hall, R.D. (2001). Perceptions and Status of Forensic Entomology. J.H, Castner and J.L.Byrd. Forensic entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations. 1-15.
- 45- Haskell, N.H., Hall, R.D., Cervenka, V.J. and Clark, M.A. (1997). On the Body: Insect's Life Stage Presence and Their Postmortem Artifacts. Forensic Taphonomy. The Postmortem Fate of Human Remains. W.D. Haglund and M.H. Sorg. Boca Raton. CRC Press. 415-441.
- 46- Hastir, P. (2002). Une famille de fossoyeurs: les Silphidae. Forêt Wallonne. 59: 2-8.
- 47- Hastir, P. and Gaspar, C. (2001). Diagnose d'une famille de fossoyeurs: les Silphidae. Notes Fauniques de Gembloux. 44 : 13-25.
- 48- Haupt, J. et Haupt H. (2000). Le guide des mouches et des moustiques. L'identification des espèces européennes. Lausanne-Paris, Delachaux et Niestlé. 352.
- 49- Heath, R.R. and Dueben, B.D. (1998). Analytical and preparative gas chromatography.Methods in Chemical Ecology. J.G. Millar and K.F. Haynes. Boston, Dordrecht, London,Kluwer Academic Publisher. 1: 85-126.
- 50- Heuskin,S. (2004). Contribution à l'étude de metabolites d'origines diverses (MVOCsetsémiochimiques) par analyse TDS-GCMS. Chimieorganique, Fusagx.
- 51- Hopkins, D.W., Wiltshire, P.E.J. and Turner, B.D. (2000). Microbial characteristics of soilsfrom graves: an investigation at the interface of soil microbiology and forensic science.Applied Soil Ecology. 14: 283-288.
- 52- Ireland, S., Turner,B. (2006).The effects of larval crowding and food type on tesuze and thedevelopment of the blowfly, Calliphoravomitoria. Forensic Science International. 159: 175-181.

Les références bibliographiques

- 53- Jensen, M.J., Hansen, L.L., Anderson, H.J. Transfer of the meat aroma precursors (dimethylsulphide; dimethyl disulfide and dimethyl trisulfide) from feed to cooked pork.
- 54- Jones, G.R. and Oldham, N.J. (1999). Pheromone analysis using capillary gas chromatographic techniques. *Journal of Chromatography*. 843: 199-236.
- 55- Jurgens, A., Dotterl, S. and Meve, U. (2006). The chemical nature of fetid floral odours in stapeliads (Apocynaceae- Asclepiadaceae- Ceropegieae). *New Phytologist*. 172 (3): 452-468.
- 56- Karapetian, J. (2003). Evaluation des tables de Marchenko pour la détermination de la date de décès, dans différents biotopes, grâce à deux espèces de Diptères : *Calliphora vicina* Robineau-Desvoiy et *Lucilia sericata* Meigen. *Fusgax*
- 57- Kondjoyan, N., Viallon, C., Berdagué, J. L., Daridan, D., Simon, M.N., Legault, C. (1997). Analyse comparative de la fraction volatile de jambons secs de porcs Gascon et Large-White x Landrace Français. *Journées de la Recherche Porcine en France. INRA*. 29 : 405-410.
- 58- Kulshrestha, P. et Satpathy, D.K. (2001). Use of beetles in forensic entomology. *Forensic Science International*. 120: 15-17.
- 59- Leclercq, M. (1978). *Entomologie et médecine légale. Datation de la mort*. Masson, Paris, Collection de Médecine Légale et de Toxicologie Médicale. 108: 100.
- 60- Leclercq, M. et Verstraeten, C. (1992). Eboueurs entomologiques bénévoles dans les écosystèmes terrestres. *Notes Fauniques de Gembloux*. 25: 17-23.
- 61- Lhuillier, F., Moulut, O., Protois, J.C. (2000). Nouveaux supports pour le prélèvement de polluants atmosphériques –Etude comparative. *Cahiers de notes documentaires- Hygiène et Sécurité du travail (INRS)*. 179 :15-28 .
- 62- Ludes, B., Tracqui, A., Kintz, P., Raul, J.S. (2003). Cours de médecine légale, Faculté de Médecine de Strasbourg, disponible en ligne sur
- 63- Marchenko M.I. Médico-legal relevance of cadaver entomofauna for the determination of the time since death. *Acta Medicinæ Legalis et Socialis*, 1988; 257-302
- 64- Marchenko, M.I. (1988). Medico-legal relevance of cadaver entomofauna for the determination of the time since death. *Acta Medicinæ legalis et Socialis*. 38: 257-302.
- 65- Marchenko, M.I. (2001). Medicolegal relevance of cadaver entomofauna for the determination of time of death. *Forensic Science International*. 120: 89-109.

Les références bibliographiques

- 66- McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey,H.J., Vockeroth, J.R., Wood,D.M.(1981). Manual of Nearctic Diptera. 1: 1-674.
- 67- McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey,H.J., Vockeroth, J.R., Wood,D.M.(1981). Manual of Nearctic Diptera. 2: 675-1332.
- 68- Mégnin. Proceeding of the First European Forensic Entomology Seminar. 31-36.
- 69- Merritt, R.W. and Wallace, J.R. (2001). The Role of Aquatic Insects in Forensic Investigations. J.H, Castner and J.L. Byrd. Forensic entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations. 177-222.
- 70- Microbiology. In press.Yatin, M. (2002). Polyamines in living organisms. Journal of Cell and Molecular Biology.1:57-67.
- 71- MicrobiologyToday. 28: 190-192.Vass, A.A., Smith, R.R., Thompson, C.V., Burnett, M.N., Wolf, D.A., Synstelien, J.A.,Dulgerian, N. and Eckenrode, B.A. (2004). Decompositional Odor Analysis Database.Journal of Forensic Science. 49 :760-769.
- 72- Millar, J.G. and Sims, J.J. (1998). Preparation, Cleanup and Preliminary Fractionation of Extracts. Methods in Chemical Ecology. J.G. Millar and K.F. Haynes. Boston, Dordrecht, London, Kluwer Academic Publisher. 1: 391.
- 73- Namiesnik, J., Zabiegala, B., Kot-Wasik, A., Partyka, M. and Wasik, A. (2005). Passive sampling and/or extraction techniques in environmental analysis: a review. Analytical and Bioanalytical Chemistry. 381: 279-301.
- 74- Nigam, Y., Bexfield,A., Thomas,S., Ratcliffe,N.A. (2006). Maggot Therapy: The Science and Implication for CAM Part II—Maggots Combat Infection. Evidence-based Complementary and Alternative Medicine :eCAM. 3(3) :303–308.
- 75- O’Brien, T.G., Kuehner, A.C. (2007). Waxing grave about adipocere: soft tissue change in an aquatic context. Journal of forensic science. 52(2): 294-301.
- 76- O’Neal,C.L., Poklis,A. (1996). Postmortem production of ethanol and factors that influence interpretation: a critical review. American Journal of Forensic Medicine &Pathology.17(1):8-20.
- 77- Oesterhelweg,L., Krober, S., Rottmann,K., Willhoft, J., Braun, C., Thies, N., Puschel, K.,Silkenath,J., Gehl, A. (2007). Cadaver dogs-A study on detection of contaminated carpetsquares. Forensic Science International. Article sous presse.
- 78- Pennequin-Cardinal,A., Plaisance, H., Locoge,N., Ramalho, O., Kirchner,S., Galloo,J-C.(2005). Dependence on sampling rates of Radiello® diffusion sampler for

- BTEXmeasurements with the concentration level and exposure time. *Talanta*. 65: 1233-1240.
- 79-Phillips, M., Gleeson, K., Hugues, J.M.B., Greenberg, J., Cataneo, R.N., Bager, L. andMcVay, W.P. (1999). Volatile organic compounds in breath as markers of lung cancer: across sectional study. *Lancet*. 353: 1930-1933.
- 80-Rodriguez,W.C., Bass, W.M. (1983). Insect activity and its relationship to decay rates ofhuman cadavers in East Tennessee. *Journal of Forensic Sciences*. 28 (2): 423-432.
- 81-Rognes K. Blowflies (Diptera, Calliphoridae) of Fennoscandia and Denmark. *Fauna entomologicascandinavica* vol. 24. Netherlands: E.J. Brill/Scandinavian science press Ltd, 1991
- 82-Schilthuizen,M., Vallenduuk,H. (1998). Kevers op kadavers. Utrecht, KNNV.148.
- 83-Singh D. & Bharti M, Further observations on the nocturnal oviposition behaviour of blow flies (Diptera: Calliphoridae). *Forensic Science International* 2001; 120:124-126.
- 84-Smedts,B.R., Dewinne, J., Vass, A.A. (2007). Detection of buried cadavers in soil usinganalysis of volatile metabolites. Article soumis à comité de lecture.
- 85-Smith, K.G.V. (1986). A Manual of Forensic Entomology. Ithaca, Comstock PublishingAssociates, Cornell Univ Pr. 205.
- 86-Smith,K.E., Wall, R.(1997). A asymmetric competition between larvae of blowflies *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* in carrion
- 87-Statheropoulos, M., Spiliopoulou, C. and Agapiou, A. (2005). A study of volatile organiccompounds evolved from decaying human body. *Forensic Science International*. 153: 147-155.
- 88-Supelco. (1998). Solid Phase Microextraction: Theory and Optimization of Conditions. *Bulletin* 923: 1-8.
- 89-Swift, B. (2006). The Timing of Death. *Essentials of Autopsy Practice*. G.N. Ruty. Springer London. 189- 214.
- 90- Swift, M.J., Heal, O.W., Anderson, J.M. (1979). Decomposition in terrestrial ecosystems. Oxford, Blackwell Scientific. 371.
- 91-Tholl, D., Boland, W., Hansel, A., Loreto, F., Rose, U.S.R. and Schnitzler, J-P. (2006). Pratical approaches to plant volatile analysis. *The Plant Journal*. 45: 540-560.
- 92-Towne, E.G. (2000). Prairie vegetation and soil nutrient responses to ungulate carcasses.*Oecologia*. 122: 232-239.

Les références bibliographiques

- 93- Turchetto M. & Vanin S, Forensic entomology and climatic change. Forensic Science International 2004; 146S:S207-S209.
- 94- Vallat, A., Gu, H. and Dorn, S. (2005). How rainfall, relative humidity and temperature influence volatile emissions from apple trees in situ. Phytochemistry. 66: 1540–1550.
- 95- Varshney, C.K. and Singh, A.P. (2003). Passive Samplers for NO_x Monitoring: A Critical Review. The Environmentalist. 23: 127-136.
- 96- Vass, A.A. (2001). Beyond the grave- understanding human decomposition.
- 97- Verheggen, F. (2005). Contribution à l'étude des relations tritrophiques entre la tomate (*Lycopersicon esculentum* Miller), le puceron vert du pêcher (*Myzus persicae* Sulzer) et le syrphé ceinturé (*Episyrphus balteatus* DeGeer). Mémoire de fin d'études. Gembloux, FUSAGx. 75.
- 98- Vespermann, A., Kai, M., Piechulla, B. (2007). Rhizobacterial volatiles
Webster, F.X., Millar, J.G. and Kiemle, D.G. (1998). Mass spectrometry. Methods in Chemical Ecology. J.G. Millar and K.F. Haynes. Boston, Dordrecht, London, Kluwer Academic Publisher. 1: 127-152.
- 99- Wells, J.D. and LaMotte, L.R. (2001). Estimating the Postmortem Interval. J.H, Castner and J.L. Byrd. Forensic entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations. 263-285.
- 100- Werren J.H. Nasonia: an ideal organism for research & teaching. University of Rochester, 2000. <http://www.rochester.edu/College/BIO/labs/WerrenLab/nasonia/>
- 101- Woodcock, B.A., Watt, A.D. and Leather, S.R. (2002). Aggregation, habitat quality and coexistence: a case study on carrion fly communities in slug cadavers. Journal of animal Ecology. 71: 131-140.
- 102- Wyss C. & Cherix D. Traité d'entomologie forensique: les insectes sur la scène de crime. Suisse : Presses polytechniques et universitaires romandes, 2006.
- 103- Wyss, C. and Cherix, D. (2006). Traité d'entomologie forensique. Les insectes sur la scène de crime. Lausanne, Presses polytechniques et universitaires romandes. 317.

Annexe

Annexe I : Matériels et méthodes



Figure a : Cage métallique à mailles



Figure b : Le cadavre du chien



Figure c : Pinces souples



Figure d : L'enceinte climatique



Figure e : Stéréo-microscope avec capacité de grossissement x100

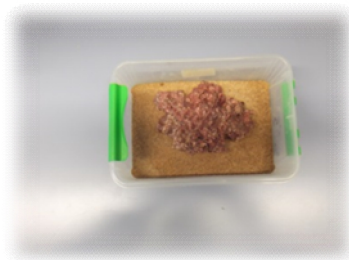


Figure f : Boîte d'élevage



Figure g : Paires de gants



Figure h : Substrat nutritif alternatif



Figure i : Appareil de la GC/MS



Figure j : Ethanol à une concentration de 80%



Figure k : Plaque chauffante

Annexe II : Résultat

Les observations effectuées durant l'étude sont mentionnées dans le Tableau suivant (tableau01)

DATE	HEURE	TEMPERATURE	HYGROMETRIE	CLIMAT	STADE DE DECOMPOSITION	OBSERVATIONS
18/10/2016	13h20mn	30.9°C	45%	Ensoleillé	Frais	Des mouches sont venues se poser sur le corps
	14h47mn	35.9°C	32%	Ensoleillé	Frais	Présence des fourmis sur le cadavre
	15h38mn	34°C	46%	Ensoleillé	Frais	Présence des mouches et des fourmis sur le cadavre
19/04/2016	12h01mn	33.4°C	35%	Chaud et nuageux	Gonflé	-Gonflement du corps -Le cadavre est entouré de Diptères, de Coléoptères et d'Hyménoptères (fourmis, guêpes) - Ponte au niveau des orifices rectales et dans la bouche Présence de substances dans le nez et la bouche -Odeur un peu forte
	13h13mn	35.7°C	36%	Ensoleillé	Gonflé	-Présence de Diptères et d'Hyménoptères -
	15h38mn	33.8°C	40%	Ensoleillé	Gonflé	-Présence de Diptères (mouches), de Coléoptères, d'Hyménoptères (fourmis- guêpes) -Présences des œufs dans la bouche -Odeur forte -Piège jaune rempli d'insectes -Piège aérien rempli d'insectes
20/04/2016	9h19mn	26.5°C	50%	Nuageux + vent	Gonflé	-Présence des premières larves sur le cadavre (au niveau des orifices rectales) -Diminution du nombre des mouches sur le cadavre -odeur un peu forte
	12h14mn	31.2°C	37%	Ensoleillé	Gonflé	Présence des larves dans la bouche et les orifices rectales

	15h25mn	27°C	44%	Frais +vent	Gonflé	-Odeur de putréfaction forte -Présence de larves à la base de l'abdomen -Les poils se détachent du corps - Des larves sont présentes sous les poils du thorax
21/04/2016	11h16mn	25.3°C	46%	Chaud et ensoleillé	Pourri	-Le cadavre est dégonflé -Le corps est recouvert de larves -Odeur forte -Présence de quelques Coléoptères sur le corps et dans les alentours
22/04/2016	10h11mn	23.6°C	56%	Frais	Pourri	-Le corps est dépoilé et dégonflé -Le corps est recouvert de larves en plein activité -Présence de quelques Mouches -Présence de Coléoptères -Des larves se sont enfouies dans le sol
23/04/2016	16h09mn	29.9°C	30%	Chaud ensoleillé	Pourri desséché et	-Corps complètement desséché et pourri -Les poils se sont complètement détachés du corps
25/04/2016	14h01mn	34.2°C	23%	chaud ensoleillé	Pourri desséché et	-Corps complètement desséché -Présence de quelques Diptères et de Coléoptères sur le corps et aux alentours -Présence des larves en dessous du corps
26/04/2016	15h30mn	35.6°C	19%	Ensoleillé	Desséché	Corps complètement desséché

Tableau a : Les observations effectuées durant le processus de décomposition

La durée des stades de décomposition est représentée dans le tableau suivant :

Stade de décomposition	Durée
Frais	24h
Gonflé	48h
Pourri	Environ 120h
Desséché	Environ 360h

Tableau b : la durée des stades de décomposition durant l'étude.

Abondance des Diptères et des Coléoptères sur le cadavre durant la décomposition :

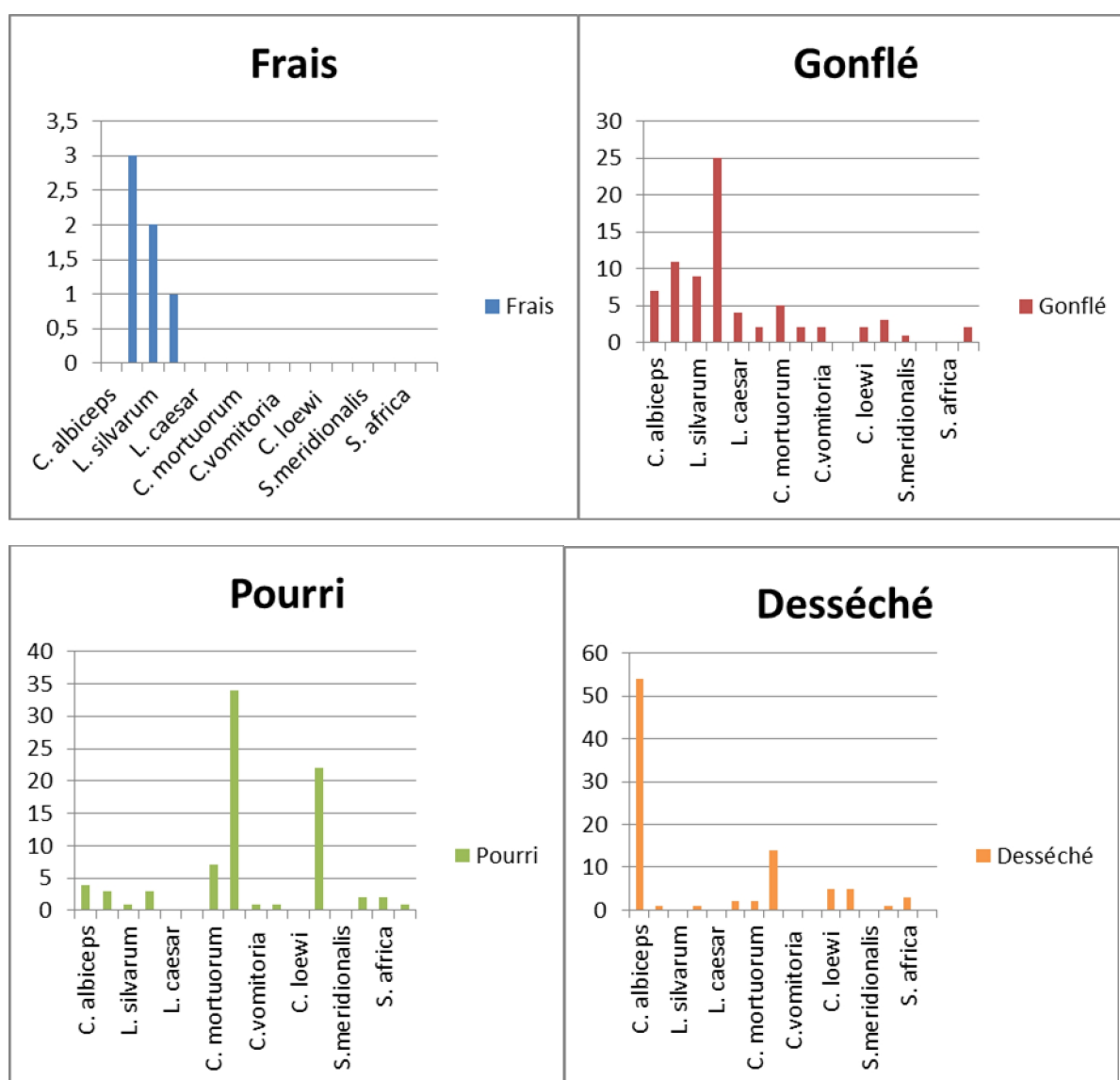


Figure 1 : Abondance des Diptères selon les stades de décomposition.

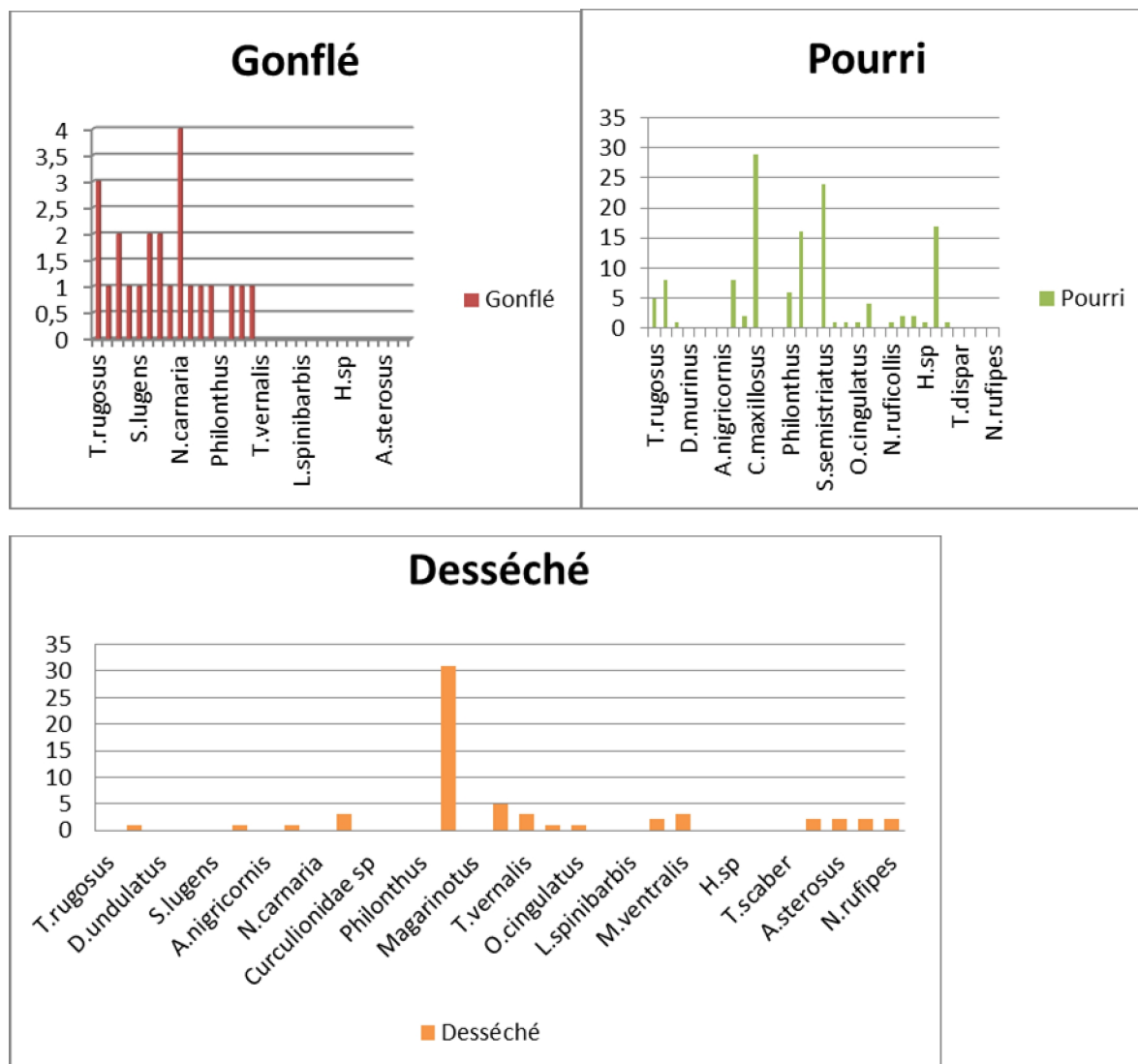


Figure12 : Abondance des Coléoptères selon les stades de décomposition.

Clés d'identification des Diptères

Pour l'identification des larves, nous les avons tuées à l'eau chaude (>80°C) (Amendt et al, 2007) puis observées au stéréo-microscope. Nous avons suivis les critères suivants :

Pour les larves de *C. vicina* :

- | | | |
|---|----|----------------------------------|
| Abdominal segments of the larva without such protuberans..... | 2 | |
| 1- least party sclerotized..... | 3 | Oral sclerite at |
| 2- sclerotised along the whole length..... | 6 | Oral sclerite well |
| 6- arranged in short rows (check on the thoracic segments).. | 7 | Spines small, |
| 7- spiracles relatively close together (SDF= 1.0)..... | 8 | Posterior |
| 8- bands incomplete only on abdominal segments VI and VII..... | | Anterior spinose |
| | | <i>Calliphora vicina</i> |
| ➤ <i>L. sericata</i> : | | Pour les larves de |
| 1- segments of the larva without such protuberances..... | 2 | Abdominal |
| 2- totally unsclerotised..... | 10 | Oral sclerite |
| 10- serated tips on thoracic segments rare or absent, all spines small of similar size..... | 12 | Spines with |
| 12- betwwen each P1 similalr to distance between P1 and P2..... | | Distance |
| | | <i>Lucilia sericata</i> |
| ➤ <i>C. albiceps</i> : | | Pour les larves de |
| 1- segments with dense protuberances..... | | Abdominal |
| | | <i>Chrysomya albiceps</i> |
| • l'identification des adultes, nous les avons observé sous stéréo-microscope et identifier à partir des clés d'identification. | | Pour |
| ➤ de <i>C. vicina</i> : | | Pour les adultes |
| 1- without row of hairs above..... | 2 | Stem-vein |
| 2- with hairs on dorsal surface, thorax non-metallic, dark and dusted | 13 | Lower calypter |
| | | Calliphorinae |
| 13- acrostichal setae on postsutural surface of thorax; abdomen shining blue with white dusting, cerci and surstyli almost the same length..... | 14 | Three pairs of |
| | | <i>Calliphora spp</i> |

- 14- mouth edge, and anterior part of genal dilation yellowish-red; hairs on genal dilation and postgena black; anterior spiracle yellow.....*Calliphora vicina* (Robineau- Desvoidy, 1830). Facial ridges, Pour les adultes
- de *L. sericata* :
- 1- without row of hairs above.....2 Stem-vein
- 2- without hairs on dorsal surface; thorax bright green metallic; rarely bluish or cuprous.....15 **Luciliinae** Lower calypter
- 15- or pubescent16 *Lucilia spp* Katatergite bare
- 16- yellow.....17 Basicosta bright
- 17- humeral callus with 6-8 hairs; surface of notopleuron between last notopleural seta and edge of notopleuron with 8-16 hairs; central occipital area with 2-8 setulae (rarely) below each inner vertical seta.....*Lucilia sericata* (Meigen, 1826) Posterior slope of
- de *C. albiceps* :
- 1- row of hairs above.....3 Stem-vein with
- 3- with stiff erect hairs, dorsal surface of lower calypter with dense hairs.....4 *Chrysomya spp* Greater ampulla
- 4- bright, white-yellowish.....8 Anterior spiracle
- 8- margin transparent.....9 Anterior wing
- 9- setae 1+1, at least some hairs on lateral surfaces of tergite V white.....10 Katepisternal
- 10- thorax shiny, with little dusting, black transverse marginal abdominal bands on abdominal segments III and IV very narrow, up to about a quarter on segment III and usually not more than about one sixth in segment IV, posterior edge of tergite V of female with crevice/incision11 Dorsal part of
- 11- segment wholly dark, blackish-brownish, proepimeral seta absent (rarely present on one or both sides).....*Chrysomya albiceps* (Wiedemann, 1819). Third antennal