

REPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université de Blida 1
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département de Biologie



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

Option: Entomologie Médicale

***Facteurs toxicologiques affectant le développement des
insectes nécrophages***

Par :

Dahri Hamida
Fridi Imen

Devant le jury :

Mme.Zerkaoui A.	M.A.A.	Président	(USDB)
Mme.Ouattar F.	M.C.B.	Éxaminatrice	(USDB)
Mme. Kara-Toumi F.Z.	Professeur	promotrice	(USDB)
Melle.Taleb M.	Doctorante	Co-promoteur	(USDB)

Année universitaire

2015 -2016

DEDICACES

Nous dédions ce modeste travail à :

Nous chers parents pour leur soutien, leurs efforts et aides ;

Nos sœurs Hanane, Nadia, Hizia, Feriel ;

Nos frères Mouhamed Islem, Abdelrahim et Abdelkadar ;

Nos neveux Hany et Mahdi ;

Nous chers amis pour leur encouragement ;

REMERCIEMENTS

Tout d'abord nous remercions Dieu tout puissant pour nous avoir donné la force, le courage et la persévérance pour mener à bien ce mémoire.

Au terme de ce mémoire, nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à son élaboration.

Nous remerciant énormément notre promotrice Mme Kara-Toumi F/Z Professeur au Département de Biologie des Populations et des Organismes pour son aide précieuse qui nous accompagné tout au long de notre travail, pour ses valeureux conseils et sa disponibilité.

Nous tenons à remercier tout particulièrement notre Co-promotrice Melle Taleb Meriem pour nous avoir enseigné, guider et appris beaucoup de choses dans ce domaine de la criminalistique, et pour sa patience et ses innombrables efforts.

Nous adresse-nous vifs remerciements à la présidente du jury Zerkaoui A Maître assistante au département de Biologie des Populations et des Organismes pour nous avoir fait l'honneur d'accepter de présider ce jury.

Nous tenons à remercier Melle Wattar F Maître de conférences au département de Biologie des Populations et des Organismes d'avoir accepté d'examiner ce présent travail.

Nos sincères remerciements vont également aux collègues du Master d'Entomologie Médicale (promo 2015-2016).

Nous sincères remerciements vont à l'ensemble des enseignants professeurs du département de Biologie des Populations et des Organismes.

Liste des tableaux

Tableau 01 :	Principales espèces de la faune cadavérique se succédant sur un corps d'après Mégnin (1894) et Smith (1973).	08
Tableau 02 :	Principaux taxa des diptères (adapté de McGavin.2001) (Wyss et Cherix, 2006).	14
Tableau 03 :	Quatre sous-ordres des coléoptères (adapté de McGavin.2001) (Wyss et cherix 2006).	18
Tableau 04 :	Les différents poids des lapins et les doses d'éthanol injecté.	28
Tableau 05 :	Durée approximative des stades de décomposition des cadavres intoxiqués et non intoxiqués en heure.	37
Tableau 06 :	Identification et dénombrement de différentes espèces de diptères capturées sur les cadavres intoxiqués et témoins.	45
Tableau 07 :	la richesse totale et moyenne chez les cadavres intoxiqués.	46
Tableau 08 :	Estimation de la richesse totale et moyenne chez les cadavres témoins.	47
Tableau 09	l'abondance absolue et relative des espèces capturées des cadavres intoxiqués.	47
Tableau 10 :	l'abondance absolue et relative des espèces capturées des cadavres témoins.	50
Tableau 11 :	Identification des spécimens capturés au niveau du sol aux alentours des cadavres (intoxiqués et témoins) en fonction des périodes d'échantillonnages.	54
Tableau 12 :	Matrice d'occurrence des insectes sur les cadavres intoxiqués selon les stades de décomposition.	55
Tableau 13 :	Matrice d'occurrence des diptères sur les cadavres témoins selon les stades de décomposition.	56
Tableau 14:	Identification et dénombrement des espèces de diptères issue d'un élevage contrôlé des larves et des pupes capturées sur les cadavres.	58
Tableau 15:	Résultats de calcul d'IPM.	59
Tableau 16 :	Résultats des analyses de sang des cadavres traités.	60
Tableau 17 :	Résultats de test entomotoxicologique.	61
Tableau 18 :	Les données climatiques du lieu d'expérimentation.	Annexe2
Tableau 19 :	Variation journalière et moyenne de température (C°), et du taux d'humidité (%) au cours de l'expérimentation.	Annexe2
Tableau 20 :	Les principales observations relevées lors de l'expérimentation	Annexe2
Tableau 21 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur lapin 1 en fonction des périodes de prélèvements.	Annexe3
Tableau 22 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur lapin 2 en fonction des périodes de prélèvements.	Annexe3
Tableau 23 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur	Annexe3

	lapin 3 en fonction des périodes de prélèvements.	
Tableau 24 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 1 en fonction des périodes de prélèvements.	Annexe3
Tableau 25 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 2 en fonction des périodes de prélèvements.	Annexe3
Tableau 26 :	Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 3 en fonction des périodes de prélèvements.	Annexe3
Tableau 27 :	Identification des larves et des adultes des coléoptères nécrophages.	Annexe3
Tableau 28 :	Identification des spécimens récoltés au niveau des pots barber.	Annexe3

Liste des figures

Figure 01 :	Schéma des relations trophiques liant les différents groupes écologiques présents sur un cadavre (adapté de Arnaldos et <i>al.</i> , 2005).	04
Figure 02 :	Possibilité de datation d'un cadavre (IPM) en médecine légale et en entomologie forensique (Wyss et Cherix, 2013).	09
Figure 03 :	Cycle de développement des Calliphoridae (www.entomologieforensique.ch)	16
Figure 04 :	Enveloppes Pupale (frederick et <i>al.</i> , 2011).	22
Figure 05 :	Localisation géographique d'Ouled Yaïch.	26
Figure 06 :	Présentation de la station expérimentale de la faculté SNV (photo original).	27
Figure 07 :	Gravage d'alcool aux lapins (photo original).	28
Figure 08 :	Prélèvement de sang (photo original).	28
Figure 09 :	Cage de protection de cadavre N°3 (photo original).	29
Figure 10 :	Piège de schannon modifiés (photo original).	30
Figure 11 :	Piege de pots Barber (photo original).	30
Figure 12 :	Les principales Étapes utilisées dans la réalisation d'un élevage de larves des Diptères (photo original).	32
Figure 13 :	Épinglage de coléoptère <i>Creophilus maxillosus</i> (Linnaeus, 1758) (photo original).	33
Figure 14 :	Étalage de coléoptère <i>thanatophilus sinuatus</i> (Fabricius, 1775) (photo original).	33
Figure 15 :	Des fiols contenant des larves broyées dans des solutions aqueuses (photos original).	35
Figure 16 :	Diagramme ombrothémique de la station d'étude allant de moi d'avril jusqu'au mai 2016.	37
Figure 17 :	Les principaux Stades de décomposition des cadavres (photo original)	39
Figure 18 :	Dimorphisme sexuel retrouvé chez la plupart des mouches d'importance forensique (photo original).	39
Figure 19 :	<i>Lucilia sericata</i> (Meigen, 1826) (Diptera : Calliphoridae) (photo original).	40
Figure 20 :	<i>Chrysomya albiceps</i> (Wiedermann, 1819) (Diptera : Calliphoridae)(photo original).	41
Figure 21 :	<i>Calliphora vicina</i> (Robineau-Desvoidy, 1830) (Diptera: Calliphoridae) (photo original).	41
Figure 22 :	<i>Sarcophaga africa</i> (Wiedemann, 1824) (Diptera : Sarcophagidae)(photo original).	42
Figure 23 :	<i>Muscina stabulans</i> (Fallén, 1817) (Diptera : Muscidae) (photo original).	42
Figure 24 :	<i>Thanatophilus sinuatus</i> (Fabricius, 1775) (Coleoptera : Silphidae) (photo original).	43
Figure 25 :	<i>Saprinus sp</i> (Coléoptera : Histeridae) (photo original).	43
Figure 26 :	<i>Dermestes frischi</i> (Kugelann, 1792) (Coleopetra : Dermestidae) (photo original).	43
Figure 27:	<i>Créophilus maxillosus</i> (Linnaeus, 1758) (Coleoptera : Staphylinidae) (photo original).	43

Figure 28 :	<i>Necrobia uffipe</i> (Coleopetra : <i>Cléridae</i>) (photo original) .	44
Figure 29 :	<i>Trox perlatus</i> (Coleopetra : <i>Torgidae</i>)(photo original).	44
Figure 30 :	<i>Vespula germanica</i> (Fabricius, 1793) (Hymenoptera : <i>Vespidae</i>) (photo original).	44
Figure 31 :	Répartition des différentes familles de l'ordre de Diptères capturés sur le groupe des lapins intoxiqués.	49
Figure 32 :	Répartition des familles de l'ordre de coléoptères capturés sur le groupe des lapins intoxiqués.	49
Figure 33 :	Identification des familles de l'ordre de Diptères capturés de groupe des lapins témoins.	51
Figure 34 :	Identification des familles de l'ordre de coléoptères capturés de groupe des lapins témoins.	52
Figure 35 :	Diagramme d'abondance relative (%) des principales espèces de diptères capturées.	52
Figure 36 :	Diagramme d'abondance relative (%) de principales espèces de coléoptères capturées.	53
Figure 37 :	Mesure de la température de la masse larvaire de cadavre n° 02 (photo originale).	59
Figure 38 :	Le matériel utilisé lors d'injection de l'alcool.	Annexe1
Figure 39 :	Matériel utilisé lors de prélèvement du sang.	Annexe1
Figure 40 :	Stéréo caméra.	Annexe1
Figure 41 :	Une Loupe binoculaire (agrandissement 50x).	Annexe1
Figure 42 :	Source de lumière froide.	Annexe1
Figure 43 :	Thermo-hygromètre numérique.	Annexe1

Liste des abréviations

ADD :	Températures moyennes journalières accumulées.
ADH :	accumulation des degrés heures.
ADJ :	accumulation des degrés jours.
Cdv :	cadavre.
C.a :	<i>Chrysomya albiceps</i> .
EIA :	analyse immuno-enzymatique.
EI :	étalon interne.
FID :	détection à ionisation à flamme.
GC :	chromatographie gazeuse.
HPLC/MS :	High-performance liquid chromatography–mass spectrometry.
IPM :	Intervalles Post-Mortem.
L.s :	<i>Lucilia sericata</i> .
MS/MS :	spectrométrie de masse en tandem.
Sp :	Species.
TM :	Température moyenne.
Tmin :	Température minimale de développement.

GLOSSAIRE

Acariens : arthropodes de la classe des arachnides, caractérisés par leur petite taille et par leur dimorphisme sexué. Les acariens peuvent transmettre à l'homme des maladies, les borrélioses, certaines encéphalites à virus et certaines rickettsioses (Chaouche-Mazouni, 2011).

Anaérobies : micro-organisme vivant en absence d'air, et tirant l'énergie nécessaire à sa vie à partir de substances organiques qu'il décompose (Chaouche-Mazouni, 2011).

Ante-mortem : avant la mort (Azzouzi, 2015).

Brachycères : Brachycera, est un sous-ordre d'insectes Diptère qui comprend les mouches muscoïdes, caractérisé par des antennes courtes (du grec *brachy* signifiant "court" et *ceros* "corne"). Les antennes sont formées de 3 articles ; le dernier article porte une longue soie, nommée arista, ou bien un style pluri segmenté (Taleb, 2013).

Forensique : terme désignant les sciences qui ont pour objet d'apporter des preuves objectives pour la justice (Taleb, 2013).

Intervalle poste-mortem: correspond au temps écoulé entre le décès et la découverte du cadavre (Taleb, 2013).

Nécrophage : qui se nourrit de cadavres (Taleb, 2013).

Nécrophile : insecte prédateur se nourrit des nécrophages (Taleb, 2013).

Nématocères : Nematocera, est un sous-ordre d'insectes Diptère, dont les antennes sont généralement en forme de fil (Taleb, 2013).

Omnivore : qui se nourrit aussi bien de chair que de végétaux (Taleb, 2013).

Opportuniste : organisme qui profite d'une occasion favorisant sa prolifération (Taleb, 2013).

Ovipare : animale qui pond des œufs (Taleb, 2013).

Parasites : être vivant animal ou végétal qui se nourrit aux dépens d'un autre vivant appelé hôte (Chaouche-Mazouni, 2011).

Prédateur : espèce qui a besoin de plusieurs proies pour se nourrir et effectuer la totalité de son développement (Chaouche-Mazouni, 2011).

Pupe : phase intermédiaire entre le dernier stade larvaire et l'imago (adulte) (Taleb, 2013).

Toxines : substance toxique d'une extrême hétérogénéité chimique et structurale (en majorité non macromoléculaire) et de propriétés physico-chimique et biologiques très variées, élaborées par de nombreux organismes (bactéries, algues, champignons, protozoaires, végétaux et animaux (Chaouche-Mazouni , 2011).

Vivipare : qualifie un animal qui se reproduit en donnant naissance à des petits déjà développés (Chaouche-Mazouni , 2011).

Xénobiotique : Un xénobiotique est une substance présente dans un organisme vivant mais qui lui est étrangère (il n'est ni produit par l'organisme lui-même, ni par son alimentation naturelle) (Azzouzi, 2015).

Résumé

Pour estimer la date d'un décès, les médecins légistes et experts ont recours à différentes techniques. Lorsque l'intervalle post-mortem (IPM) est inférieur à soixante-douze heures, il est possible d'utiliser des méthodes issues de la médecine légale : analyse de la température rectale, observation des lividités etc. Si en revanche, l'IPM est supérieur à 72 heures, la seule technique utilisable en pratique procède de l'analyse des insectes retrouvés sur le corps. Cette branche de l'entomologie, appelée entomologie médico-légale.

Notre étude a été réalisée à la station expérimentale de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV) de l'Université de Blida 1 et au laboratoire de Zoologie du département des Populations et des Organismes de la Faculté SNV de l'Université de Blida pour l'identification des diptères présents sur les cadavres de lapins (*Oryctolagus cuniculus* L) intoxiqués par des doses connues d'alcool, et testé l'impact de l'alcool présent dans le corps sur la décomposition de ces derniers. Éventuellement détecté l'alcool dans les tissus des larves prélevées de ces cadavres.

Au cours de ce travail, les conditions climatiques étaient favorables pour l'activité des insectes. Aucune différence dans la vitesse de décomposition des deux catégories des cadavres (intoxiqués/témoins) n'est constaté. Aussi nous avons identifié 2216 espèces d'insectes appartenant aux ordres des Diptères, des Coléoptères et des Hyménoptères. Répartir en 41 taxons. L'ordre des Diptères étant le plus dominant. Les familles des Diptères les plus représentatives étaient les *Calliphoridae*. Pour les Coléoptères, les *Silphidae* et les *staphylinidae*. On ce qui concerne les Hyménoptères, les espèces de la famille des *Fourmicidae* était la plus abondant pour les deux groupes des cadavres. L'analyse entomotoxicologiques sur des larves réalisée par chromatographie en phase gazeuse a révélé qu'il n'ya pas une grande différence entre les concentrations d'alcool des cadavres intoxiqués et les cadavres témoins.

Mot clés :

Entomologie médico-légal ; Inventaire ; entomotoxicologie ; alcool ; intervalle post mortem ; insectes.

Abstrat

To estimate the date of death, forensic scientists and experts use different techniques. When the post-mortem interval (PMI) is less than seventy-two hours, it is possible to use methods from forensics: analysis of rectal temperature, observation of lividity etc. In contrast, if the IPM is greater than 72 hours, the only usable in technical practice stems from the analysis of insects found on the body. This branch of entomology, called forensic entomology.

Our study was conducted at the Experimental Station of the Faculty of Natural Sciences and a Life (SNV) of the University of Blida 1 and laboratory Zoology Department of the Faculty of Populations and Organizations SNV of University of Blida for identifying Diptera present on the bodies rabbits (*Oryctolagus cuniculus* L) poisoned by known doses of alcohol, and tested the impact of alcohol present in the body on the decomposition of the latter. Possibly alcohol detected in the tissues of larvae collected from the bodies.

During this work, the weather conditions were favorable for insect activity. No difference in the rate of decomposition of the two categories of human bodies (intoxicated / witnesses) are noted. Also we have identified 2,216 species of insects belonging to the order Diptera, Coleoptera and Hymenoptera. Divide into 41 taxa. The order of Diptera being the most dominant. Families of the most representative were the Diptera Calliphoridae. For Beetles, the Silphidae and Staphylinidae. We respect the Hymenoptera, the species of the family Fourmicidae was the most abundant in both groups corpses. The entomotoxicologues analysis on larvae produced by gas chromatography revealed that there is not much difference between the concentrations of alcohol addicts corpses and witnesses corpses.

Keywords :

Forensic entomology; inventory; entomotoxicologie; alcohol; postmortem interval; insects.

ملخص

لتقدير تاريخ الوفاة، استخدم العلماء وخبراء الطب الشرعي تقنيات مختلفة، عندما تكون فترة ما بعد الوفاة (IPM) أقل من اثنتين وسبعين ساعة فمن الممكن استخدام أساليب من الطب الشرعي: تحليل درجة حرارة الجسم، ومراقبة البقايا الخ. في المقابل إذا كان (IPM) أكبر من 72 ساعة، الطريقة الوحيدة الممكن استخدامها هي تحليل الحشرات الموجودة فوق الجسم. هذا الفرع من علم الحشرات، يدعى علم الحشرات في الطب الشرعي.

أجرينا دراستنا في المحطة التجريبية لكلية العلوم الطبيعية والحياة (SNV) في جامعة البلدية و مختبر علم الحيوان قسم تجمع الكائنات الحية (BPO) لجامعة البلدية ، لتحديد ذوات الجناحين موجودة على الأرناب التي أخذت جرعات معروفة من الكحول، واختبار تأثير الكحول الموجود في الجسم في تحلل هذا الأخير وربما الكشف عن الكحول في أنسجة اليرقات التي تم جمعها من جثث .

خلال هذا العمل، كانت الظروف الجوية مواتية للنشاط الحشرات. لم يكن هناك اختلاف في معدل تحلل فئتين من الجثث (المخمورة / الشاهدة). أيضا حددنا 2216 نوع من الحشرات تنتمي إلى 3 أصناف: ثنائية الأجنحة (Diptères)، محميات الأجنحة (optères Colé) وغشائية الأجنحة (Hyménoptères). تتوزع على 41 نوع. وكان ترتيب ثنائية الأجنحة الأكثر هيمنة. وكانت العائلة الأكثر تمثيل لثنائية الأجنحة (Calliphoridae)، بنسبة للمحميات الأجنحة، عائلتي (Staphilinidae, Silphidae) أما بنسبة لغشائية الأجنحة كانت عائلة (Fourmicidae) الأكثر وفرة .

كما تم تنفيذ تحليل (entomotoxicologie) على المجموعتين من الجثث وأظهرت النتائج أنه لا يوجد فرق كبير بين تركيزات جثث المخمورة والجثث الشاهدة .

كلمة المفتاح:

علم الحشرات الجنائي، المخزون، الحشرات، فترة ما بعد الموت، entomotoxicologie،

Sommaire

Introduction

Partie bibliographique.

Chapitre 1 :L'entomologie médico-légal.....	01
1.1 Définition.....	01
1.2 Historique.....	01
1.3 L'entomofaune des cadavres.....	02
1.4 Modification d'un corps sans vie.....	04
1.5 Les étapes de décomposition d'un cadavre.....	05
1.6 Notion de succession.....	06
1.7 Principales méthodes utilisé dans l'application de l'entomologie forinsique	09
1.8 Facteurs affectant la colonisation d'un cadavre.....	12
1.9. Enfant et personnes âgés mal traitées.....	13
Chapitre 2 : Les insectes d'intérêt forensique.....	14
2.1. Les diptères.....	14
2.1.1. Généralité.....	14
2.1.2. Taxonomie.....	14
2.1.3. Biologie des diptères.....	15
2.1.4. Les diptères nécrophages.....	16
2.2. Les coléoptères.....	18
2.2.1. Biologie des coléoptères.....	19
2.2.2. Les coléoptères nécrophages.....	19
2.3. Les hyménoptères.....	20
2.4. Les lépidoptères.....	21
Chapitre 3 : L'Entomotxicologie.....	22
3.1. Définition.....	22
3.2. Collecte des échantillons entomologiques.....	22
3.3. Techniques analytiques.....	23
3.4. Généralités sur les alcools.....	23
3.5. Analyse post mortem de l'éthanol	25

Partie expérimental	26
L'objectif de notre Travail.....	26
1. Présentation de la zone d'étude.....	26
2. Matériel et étapes de travail	27
2.1. Matériel	27
2.2. Étapes de travail	28
3. Pièges utilisés	29
4. Échantillonnage	30
5. L'élevage des larves.....	31
6. Préparation et identification des spécimens.....	33
7. Analyses toxicologiques	34
8. Analyse statistique.....	35
9. Indices écologiques	36
Résultats	37
1. Synthèse climatique	37
2. Évaluation de la durée de différents stades (en jours) dans le processus de décomposition d'un cadavre chez les témoins et les intoxiqués.....	37
3. Identification et dénombrement des principales espèces nécrophages capturées sur les Cadavres témoins et intoxiqués	40
4. Identification et dénombrement de la pédofaune autour des cadavres intoxiqués et témoins.....	53
5. L'élevage et calcul d'IPM.....	58
6. L'analyse Toxicologique.....	60
Discussion	62
Conclusion et perspectives	
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction

Les cadavres sont des écosystèmes fugaces où la vie explose. Une sorte de vie qui n'inspire à la plupart d'entre nous que le dégoût. Pourtant, s'ils sont parfois vecteurs d'infections graves, les insectes nécrophages sont aussi d'utiles "éboueurs" susceptibles de devenir aussi les précieux auxiliaires de la justice (Auberon et *al.* 2012).

Lorsqu'une espèce animale meurt, elle est rapidement visitée et colonisée par de nombreux organismes tels que des bactéries, des champignons, des arthropodes, dont les insectes ainsi que des vertébrés (mammifères et oiseaux) (Carter et *al.*, 2007). Au sein de nos écosystèmes, parmi les animaux consommateurs, les insectes nécrophages sont les plus spécialisés. Associés aux décomposeurs, ils participent à la minéralisation des matières organiques. Leur rôle est donc primordial au sein des écosystèmes terrestres où ils remplissent la fonction "d'éboueurs entomologiques" (Leclercq et Verstraeten, 1993).

Les insectes nécrophages sont assez fréquemment utilisés par la police criminelle scientifique. En l'absence de tout autre indice, ils permettent par exemple de déterminer la date du décès, voire l'heure, ou encore de définir si le corps a été déplacé, transporté, et le cas échéant d'où il peut provenir. Sans vouloir donner dans le macabre on peut dire que différentes espèces de mouches et de coléoptères se succèdent sur un cadavre, et qu'en se basant sur cette chronologie, et sur les cycles de développements des espèces concernées, il est possible de faire "parler" le cadavre (Bouchhit 2014).

Un cadavre constitue une ressource énergétique importante de nombreux insectes nécrophages vont donc l'exploiter et y proliférer très rapidement. En effet, sur des corps fortement décomposés il est impossible de prendre des échantillons du contenu de sang, d'urine, ou d'estomac. Les insectes en particulier les larves peuvent être utiles en tant que source d'informations sur l'intoxication et/ou la consommation de médicaments d'une victime. Les stades immatures d'insectes, ainsi que l'adulte, peuvent conserver ou accumuler des produits chimiques étrangers présents dans leur nourriture. A ce moment intervient l'entomotxicologie (Auberon et al 2012, Charabidze 2008 ; Gosslin 2014).

L'entomotxicologie étudie les substances toxiques que peuvent contenir les tissus entomologiques appliquée aux insectes nécrophages, elle permet de détecter la présence des substances contenues dans les cadavres dont ils se sont nourris. A ce titre, elle s'est surtout développée comme une nouvelle branche de l'entomologie légale (Gosslin 2014).

En Algérie, comme cette discipline a été introduite officiellement en 2010 par le laboratoire d'Entomologie de l'institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale. (Taleb, 2013 ; Zarouri, 2015 ; autres références), il ya peu d'études concernant cette spécialité. Pour cela nous nous sommes proposés à étudier un aspect de cette science, afin d'améliorer les principales connaissances médico-légales. À cet effet nous avons choisi de tester l'impact d'une substance toxique sur la décomposition

d'un cadavre d'une part et d'identifier les insectes nécrophages pouvant l'attaquer d'autre part. La substance toxique choisie étant l'alcool. Ces tests ont été réalisés au niveau du laboratoire de l'entomologie de département de médecine légale ; au sein de l'institut national de criminalistique et de criminologie de la Gendarmerie Nationale (INCC-GN).

Notre travail est présenté d'une manière classique selon une approche qui s'articule en trois parties. Nous procéderons dans la première partie à un rappel de données bibliographiques partagé en trois chapitres :

Le premier chapitre est consacré à l'étude de l'entomologie légale.

Le second chapitre entame les insectes nécrophages ; généralités, systématiques, et leurs biologies.

Le troisième chapitre porte sur les connaissances de l'entomotoxicologie.

La deuxième partie englobe l'étude expérimentale ; nous avons présenté dans cette partie le cadre de l'étude ; le matériel et les méthodes utilisés et les différentes opérations effectuées lors de notre travail.

Dans la dernière partie, nous exposerons les résultats obtenus qui seront ensuite discutés et comparés à d'autres travaux.

Nous finalisons ce travail par une conclusion générale, et proposons des Perspectives.

Chapitre I : L'ENTOMOLOGIE MEDICO-LEGALE

1. Définition

L'entomologie forensique est une discipline qui étudie les insectes et d'autres arthropodes dans un contexte médico-légal. L'entomologie forensique comprend trois principales disciplines, qui sont l'entomologie "urbaine", l'entomologie des denrées stockées et celle qui nous intéresse, l'entomologie criminelle (Frederick et *al.*, 2011).

Pour estimer la date d'un décès, les médecins légistes et experts ont recours à différentes techniques. Lorsque l'intervalle post-mortem (IPM) est inférieur à soixante-douze heures, il est possible d'utiliser des méthodes issues de la médecine légale : analyse de la température rectale, observation des lividités etc. Si en revanche, l'IPM est supérieur à 72 heures, la seule technique utilisable en pratique procède de l'analyse des insectes retrouvés sur le corps. Cette branche de l'entomologie, appelée entomologie médico-légale (Guildas, 2009). Elle s'intéresse à l'étude des insectes nécrophages pour estimer le délai écoulé depuis le décès. La réalisation d'une expertise est un processus délicat. Elle nécessite une parfaite connaissance de la biologie, de l'écologie des insectes et des caractéristiques de l'environnement durant leur développement (Charabidze, 2008). Cette branche étudie les liens qui existent entre la présence d'insectes et l'état de décomposition d'un cadavre humain, elle se base sur l'âge des insectes nécrophages présents sur un corps pour estimer l'intervalle post-mortem (IPM) (Charabidze et *al.*, 2012).

Cette branche trouve des applications importantes en matière d'enquête judiciaire. Les insectes que l'on trouve dans l'environnement des cadavres présentent des organes chimiorécepteurs extrêmement développés qui les rendent aptes à détecter des corps en décomposition à des kilomètres de distance.

L'entomologie médico-légale est fondée sur l'analyse chronologique d'arrivée sur le substrat nourricier des différentes espèces et sur l'étude des stades de développement de ces mêmes espèces (Masslin, 1993).

2. Historique :

Le premier cas rapporté d'utilisation des insectes lors d'une enquête remonterait au 10^{ème} siècle, en Chine. La présence de mouches sur le crâne aurait permis de détecter une plaie à l'origine du décès. Le même type de cas est relaté plus de 200 ans plus tard en Chine également : suite au meurtre d'un homme aux champs, la présence d'un grand nombre de mouches sur la faux d'un autre paysan amena l'enquêteur à le désigner comme étant le meurtrier (Benecke, 2001 in Charabidze, 2013). Ces deux exemples, ne concernent cependant qu'une partie limitée du processus d'expertise entomologique : l'attraction des mouches par les plaies et la présence de sang frais (Charabidze, 2013).

Le problème de la colonisation de la viande morte par les mouches et leurs larves sera étudié en détail en Europe à partir du 17^{ème} siècle dans le cadre de la controverse scientifique sur la génération spontanée. Bien que les premières expériences de Redi, datées de 1671, aient indéniablement démontré que les larves observées sur la viande provenaient de pontes de mouches, et que l'accès des adultes conditionnait donc le

développement ultérieur de larves, de très nombreuses personnes croient encore que les asticots qui apparaissent après le décès sont préalablement présents dans le corps humain !

Au milieu du 19^{ème} siècle, plusieurs enquêteurs belges et français vont avoir recours au temps de développement des insectes sur un corps pour dater le décès. Bien que leurs conclusions soient majoritairement erronées, la démarche suivie est sensiblement identique à celle encore employée aujourd'hui : identification des insectes prélevés, détermination de la succession probable des espèces, déduction de la saison de ponte, et éventuellement mise en évidence d'un déplacement du cadavre (Charabidze, 2008).

La première utilisation de l'entomologie médico-légale est attribuée au Docteur Bergeret, en 1850. Celui-ci étudia les insectes présents sur le corps d'un nouveau-né découvert derrière une cheminée lors de transformations dans une maison. La présence d'insectes et le stade de décomposition avancé permirent d'innocenter les nouveaux propriétaires. La discipline s'est ensuite développée à l'aide de Mégnin et son étude sur la faune des cadavres dans son fameux ouvrage ("*La faune des cadavres: Application de l'entomologie à la médecine légale*", 1894) (Bergeret, 1855 ; Mégnin, 1894 ; Benecke, 2001 ; Frederick C et al., 2011, Gennard, 2012). Dans cet ouvrage, il décrit huit vagues d'insectes qui se succèdent sur des cadavres en décomposition (Tableau 1).

Depuis cette époque, les connaissances se sont affinées, notamment par l'utilisation de modèles animaux. Ceux-ci sont choisis pour des caractéristiques spécifiques dans le but d'être utilisés dans la recherche expérimentale, l'enseignement, pour ensuite extrapoler les résultats à l'homme (Amendt *et al.*, 2004).

En Europe, différents entomologistes comme le belge Leclercq avec son livre intitulé: "Entomologie et médecine légale. Datation de la mort" ont contribué à l'amélioration des connaissances de la biologie des insectes nécrophages (Nuorteva, 1977; Leclercq, 1978; Marchenko, 1988; Amendt *et al.* 2004; Wyss & Cherix, 2006).

Il faudra ensuite attendre l'année 1985 pour que les premiers protocoles de prélèvements d'insectes sur les scènes de crime soient publiés dans le "Journal de Médecine Légale et de Droit Médical" (Leclercq & Brahy, 1985). Le premier véritable guide de terrain date de 1990 (Frederick *et al.*, 2011).

En 2002, lors de la première réunion européenne d'entomologie forensique, est née l'idée d'une association européenne autour de cette thématique de recherche (Klotzbach *et al.*, 2004; Wyss & Cherix, 2006; Gennard, 2012). Elle sera officiellement créée en 2003 à Francfort lors de la première conférence européenne d'entomologie forensique (Frederick *et al.*, 2011).

En Algérie, cette discipline a été officiellement introduite en 2010 par le laboratoire d'Entomologie de l'institut National de Criminalistique et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale. (Taleb, 2013 ; Zarouri, 2015 ; autres références).

3. L'entomofaune des cadavres :

Les insectes sont généralement les premiers organismes à arriver sur le corps peu après la mort et le colonisent selon une séquence plus ou moins prédictible (Smith, 1986; Anderson, 2001). Les insectes utilisent le micro-habitat créé par le cadavre comme un substrat nourricier, un site de pontes (reproduction), un refuge ou encore comme un

territoire de chasse. En fonction de leurs caractéristiques écologiques, on distingue quatre groupes écologiques autour d'un cadavre (Leclercq, 1978; Smith, 1986; Wyss et Chérix, 2006), une cinquième catégorie est parfois citée, il s'agit des espèces dites accidentelles dont la présence sur le corps est le fait du hasard (figure 1) (Dekeirsschiete et *al.*, 2011).

3.1. les espèces nécrophages:

Les populations nécrophages se nourrissent des tissus cadavériques et plus spécifiquement des liquides. On peut citer parmi cette catégorie, les Diptères appartenant aux familles des Calliphoridae et des Sarcophagidae, mais également des Coléoptères des familles des Silphidae et des Dermestidae (Dekeirsschiete et *al.*, 2011).

3.2. les espèces nécrophiles:

Elles sont prédatrices ou parasites des espèces nécrophages, principalement des larves et des pupes de Diptères. On rencontre régulièrement des Coléoptères (Silphidae, Histeridae, Staphylinidae), des Diptères (Calliphoridae et Stratiomyidae) ainsi que des Hyménoptères (Campobasso et *al.*, 2001; Wyss & Chérix, 2006). Les larves de certains Diptères peuvent devenir nuisibles à partir d'un certain stade de développement. C'est le cas, par exemple, des larves de stade III appartenant au genre *Muscina* (Diptère, Muscidae) (Gaudry, 2002) et de certaines *Chrysomya* (Diptère, Calliphoridae) (Dekeirsschiete et *al.*, 2011).

3.3. Les espèces omnivores:

Les individus de ces espèces se nourrissent tant du cadavre que des espèces dites nécrophages et nécrophiles présentes sur la dépouille. Les principales espèces omnivores sont généralement des Hyménoptères (fourmis et guêpes) ainsi que des Coléoptères (Dekeirsschiete et *al.*, 2011).

3.4. Les espèces opportunistes:

Perçoivent la présence du cadavre comme une extension de leur habitat. Elles utilisent le cadavre comme une annexe de leur biotope afin de s'abriter, se réchauffer, hiberner et parfois même pour se nourrir (Leclercq et Vestraeten, 1992). Elles sont originaires de la végétation environnante ou de la pédofaune et peuvent exceptionnellement être prédatrices des espèces nécrophages (Campobasso et *al.*, 2001). On y dénombre des collembolés, 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.

Seuls les deux premiers groupes sont utiles en entomologie forensique, ils regroupent un grand nombre de diptères et de Coléoptères (Dekeirsschiete et *al.*, 2011).

3.5. Les espèces accidentelles :

Une autre catégorie qui n'est pas toujours connue, mais peut-être encore d'importance est celle qu'on pourrait désigner d'accidentelles. Ce sont des espèces qui n'ont pas de relation réelle au cadavre, mais peuvent se trouver sur le corps de ce dernier. Lorsqu'un insecte volant cesse de voler, il doit atterrir sur un support et ceci pourrait être un cadavre. C'est un fait trop souvent ignoré, même par des entomologistes (Amend et al., 2009).

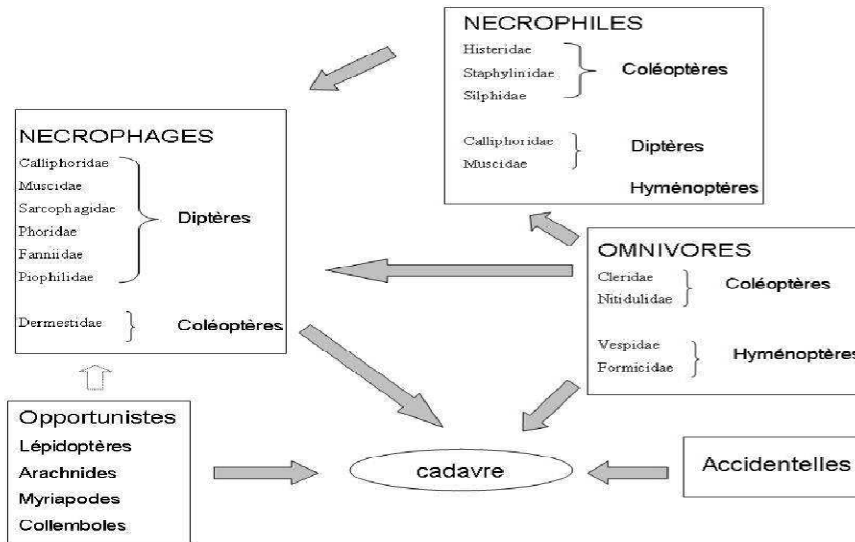


Figure 1. Schéma des relations trophiques liant les différents groupes écologiques présents sur un cadavre (adapté de Arnaldos et al., 2005).

4. La modification d'un corps sans vie :

Lorsque la mort survient, les phénomènes observés sont d'une part de nature abiotique, c'est-à-dire consécutifs à l'arrêt des activités vitales du cœur, des poumons, du cerveau entraînant un refroidissement du corps, rigidité, déshydratation et acidification (signes négatifs de la vie). Mais ils ont également la forme de transformations qui vont générer d'importantes modifications au sein du corps : autolyse cellulaire, autodigestion et putréfaction (signes positifs de la mort) (Gaudry et al., 2007).

Lorsque la respiration s'arrête définitivement, la température du corps chute (généralement de 1° C par heure) avant de s'équilibrer à celle du milieu ambiant. Des lividités (coloration violacée) apparaissent sur la peau en moins de deux heures. Les rigidités cadavériques font leur apparition entre 5 et 8 heures. Elles résultent de la transformation du glycogène des muscles en composés acides comme l'acide lactique. La dégradation de matière organique est le fait de l'action de bactéries anaérobies, intestinales (*Escherichia coli...*) ou pulmonaire (*Staphylococcus...*), de celle de champignon microscopique combiné à l'autolyse des cellules ou des tissus par des enzymes libérées en raison de bouleversement biochimiques, accélérant ainsi le phénomène de corruption. Cette putréfaction peut être

sèche (corps en zone aride) ou humide, modifiant les composés de nature lipidique. On parle alors respectivement de momification ou d'adipocire. De nombreux facteurs affectant ce phénomène dont la nature de corps lui-même (facteurs intrinsèques : âge, constitution, causes de décès) ou son environnement (facteurs extrinsèques : conditions climatiques, présence de vêtements, macro et microfaune nécrophage) (Gaudry et *al.*, 2007).

5. Les étapes de décomposition d'un cadavre humain :

5.1. Stade frais :

Le stade frais commence au moment de la mort et continue jusqu'à ce que les ballonnements du corps deviennent évidents. Une décoloration verdâtre de l'abdomen, peau fissurée, tache noire de la sclérotique peuvent être observés. L'invasion d'insectes du corps commence généralement par les orifices naturels du corps : de la tête (yeux, nez, bouche et oreilles), de l'anus et des organes génitaux, et des blessures présentes sur le corps. Les premiers insectes arrivent dans la plupart des cas sont les Calliphoridae et Sarcophagidae. Les femelles arrivent et commencent à explorer les sites potentiels pour la ponte ou la larviposition. Ces mouches souvent rampent profondément dans les ouvertures et pondent des œufs ou déposent des larves de premier stade ou asticots. Alors que les ouvertures associées à la tête sont uniformément attrayant pour les mouches, l'attractivité des zones de l'anus et génitales peut dépendre de l'état du corps ('nu ou habillé).

Au cours de cette étape, les œufs pondus sur le corps commencent à éclore ainsi l'activité d'alimentation interne commence. Néanmoins, peu d'observations ont été notées sur cette activité à la surface du cadavre (Lee Goff, 2010).

5.2. Stade de ballonnement :

L'élément principal de la décomposition est le phénomène de la putréfaction qui commence au cours du ballonnement. Les bactéries anaérobies présentes dans l'intestin et d'autres parties du corps commencent à digérer les tissus. Leur métabolisme conduit à la production de gaz qui provoquent d'abord un léger gonflement de l'abdomen. Lorsque cela est observé, le stade de gonflement commence. Comme cela progresse, le corps peut prendre une apparence semblable à un ballon entièrement gonflé. Le processus combinés de la putréfaction et des activités métaboliques des asticots commencent à provoquer une augmentation de la température interne du corps. Ces températures peuvent être nettement supérieure à la température ambiante (+50 ° C). Les adultes Calliphoridae sont fortement attirés par le corps au cours de cette étape de décomposition et d'importantes masses d'asticots sont observés associés à la tête et d'autres sites d'invasion primaire. Bien que ces populations soient visibles de l'extérieur, il y a de plus grandes populations présentes à l'intérieur. Les pressions internes causées par la production de gaz entraînent l'infiltration des fluides des ouvertures naturelles du corps au cours de cette étape et la forte odeur d'ammoniac est notée. Ces fluides suintent dans le substrat sous le corps et cela devient alcalin. La faune du sol normal quitte la zone sous le corps suite au changement du pH et l'invasion d'un ensemble d'organismes plus étroitement associés à la décomposition commence (Lee Goff, 2010).

5.3. Stade de putréfaction :

Bien que les points de début et de fin des stades de décomposition sont en grande partie subjective, un évènement physique marquant définit le début du stade de putréfaction.

Ce dernier est défini lorsque les activités combinées de l'alimentation des larves et la putréfaction bactérienne entraînent la rupture de la couche extérieure de la peau et la fuite des gaz de l'abdomen. À ce stade, le corps se dégonfle et la putréfaction commence. Au cours de cette étape, les odeurs fortes de décomposition sont présentes. La principale caractéristique de cette étape est la présence de grandes masses de larves des Diptères. Celles-ci sont présentes à l'intérieur, à l'extérieur et souvent se déversent sur le sol à côté du corps. Alors que certains coléoptères sont arrivés au cours des étapes précédentes de décomposition, ils augmentent en nombre au cours de ce stade et sont souvent tout à fait évident. Certains prédateurs, tels que le Staphylinidae, sont observés au cours du stade de putréfaction et ils deviennent plus évidents à ce jour, ainsi que d'autres, tels que le Histeridae. À la fin de ce stade, la plupart des Calliphoridae et Sarcophagidae auront terminé leur développement et s'ennupent autour du cadavre et les larves de Diptères auront consommé une grande partie de la chair du corps, ne laissant que la peau et le cartilage (Lee Goff, 2010).

5.4. Stade de dessèchement

Cette étape est atteinte lorsque seuls les os et les cheveux restent. En règle générale, il n'y a pas d'espèces nécrophages fréquentant. Pendant les premières parties de ce stade, il y a un certain nombre d'espèces vivant dans le sol, y compris les acariens et les collembolés, qui peuvent être utilisés pour estimer la période de temps écoulé depuis la mort. Comme le temps passe, le pH du sol commence à revenir à son niveau initial et il y a un retour progressif des composantes de la faune du sol normales au cours de cette étape. Il n'y a pas un point définitif de ce stade (Lee Goff, 2010).

6. Notion de succession :

Il est établi que huit vagues d'insectes viennent successivement coloniser le corps, ce sont les odeurs particulières et spécifiques, dégagées au cours de l'altération du cadavre, qui attirent sélectivement les différentes espèces nécrophages (tableau 1).

Il est reconnu, que huit escouades se succèdent depuis la mort jusqu'à la complète dessiccation du corps Cette classification doit être adaptée et servir de guide lors de l'analyse entomologique (Masselin, 1993).

6.1. Première escouade :

Elle est représentée par les Diptères Calliphorides et Muscides qui parviennent sur le cadavre frais quelques minutes après la mort. Elles sont principalement représentées par :

- *Calliphora vicina* R.D. (= *Calliphora erythrocephala* M.), *Calliphora vomitoria*.

- *Musca domestica* L., *Musca stabulans* F., *Musca autumnalis* D.G., *Protophormia terraenovae* R.D. (Masselin, 1993).

6.2. Deuxième escouade :

L'intervention de la deuxième escouade correspond au moment où l'odeur cadavérique se fait sentir ; cette vague entomologique comprend :

- *Sarcophaga carnaria* L., *Sarcophaga argyrostoma* R.D., *Sarcophaga haemorrhoidalis* F.

- *Lucilia sericata* L., *Cynomya mortuorum* L., *Chrysomya albiceps* W., *Chrysomya megacephala* F., *Chrysomya rufifacies* . (Masselin, 1993).

6.3. Troisième escouade :

Celle-ci comprend des Coléoptères Dermestides et de petits Lépidoptères Pyralides, particulièrement friands de substances grasses en fermentation :

- *Dermestes lardarius* L., *Dermestes ater* D.G., *Dermestes jrischii* K. et *Dermestes undulatus* B., ces deux derniers ne colonisant que les cadavres abandonnés dans la nature,

- *Aglossa pinguinalis* L. (Masselin, 1993).

6.4. Quatrième escouade :

Une grande variété de nouveaux Diptères et de petits Coléoptères est attirée par la fermentation des matières protéiques ou fermentation caséique :

- *Piophilina casei* L., *Stearibia nigriceps* M., *Fannia canicularis* L., *Fannia manicata* M., *Fannia scalaris*, *Hydrotaea dentipes* F., *Nemopoda nitidula* F.

- *Necrobia rufipes* DG., *Korynetes* sp. (Masselin, 1993).

6.5. Cinquième escouade :

Elle intervient au stade de la fermentation ammoniacale qui se traduit par la liquéfaction noirâtre des tissus. Celle-ci réunit plusieurs espèces :

- *Ophyra leucostoma* W., *Ophyra cadaverina* M., *Phora aterrinia* M., *Thyréophorides*,

- *Necrophorus humator* G., *Necrophorus interruptus* ST., *Silpha rugosa* L., *Silpha obscura* L., *Necrodes littoralis* L., *Hister cadaverinus* F., *Saprinus semistriatus* S., *Omalium rivulare* P. (Masselin, 1993).

6.6. Sixième escouade :

Celle-ci est exclusivement composée d'acariens, arthropodes arachnides, qui sont classés comme nécrophages et nécrophiles ; ils contribuent à la dessiccation du cadavre. (Masselin, 1993).

6.7. Septième escouade :

Elle apparaît lorsque le cadavre est entièrement desséché: les tissus parcheminés, les tendons et ligaments sont des aliments de choix pour les insectes suivants :

- *Dermestes maculatus* D.G., *Attagenus pellio* L., *Anthrenus museorum* L.,

- *Aglossa cuprealis* H. et des microLépidoptères. (Masselin, 1993).

6.8. Huitième escouade :

Cette dernière escouade détruit les déchets, coques nymphales, exuvies des escouades précédentes et nettoie les os des quelques tissus organiques résiduels: - *Tenebrio molitor L.*, *Tenebrio obscurus F.*, *Ptinus brunneus D.* (Masselin, 1993).

Tableau 1 : principales espèces de la faune cadavérique se succédant sur un corps d'après Mégnin (1894) et Smith (1973).

Tableau 1 / Principales espèces de la faune cadavérique se succédant sur un corps. D'après Mégnin (1894) et Smith (1973).			
Faune		État du corps	Datation approximative
A. Corps exposés			
1 ^{re} escouade	<i>Calliphora vicina</i> (Diptères, Calliphoridae) <i>Calliphora vomitoria</i> (Diptères, Calliphoridae) <i>Lucilia</i> sp. (Diptères, Calliphoridae) <i>Musca domestica</i> (Diptères, Muscidae) <i>Musca autumnalis</i> (Diptères, Muscidae) <i>Muscina stabulans</i> (Diptères, Muscidae)	" Frais " (variable selon la saison)	3 premiers mois
2 ^e escouade	<i>Sarcophaga</i> spp. (Diptères, Sarcophagidae) ¹ <i>Cynomya</i> sp.	Odeur cadavérique développée	3-6 mois
3 ^e escouade	<i>Dermestes</i> sp. (Coléoptères, Dermestidae) <i>Aglossa</i> sp. (Lépidoptères, Pyralidae)	Rancissement des graisses	
4 ^e escouade	<i>Prophila casei</i> (Diptères, Prophilidae) <i>Mediza glabra</i> (Diptères, Muscidae) <i>Fannia</i> sp. (Diptères, Fanniidae) Drosophilidae (Diptères) Sepsidae (Diptères) Sphaeroceridae (Diptères) <i>Eristalis</i> sp. (Diptères, Syrphidae) <i>Teichomyza fusca</i> (Diptères, Ephyridae) <i>Corynetes</i> et <i>Necrobia</i> sp. (Coléoptères, Cleridae)	Fermentation butyrique et fermentation caséique	
5 ^e escouade	<i>Ophyra</i> sp. Phoridae (Diptères) Thyreophoridae (Diptères) <i>Nicrophorus</i> sp. (Coléoptères, Silphidae) <i>Silpha</i> sp. (Coléoptères, Silphidae) <i>Hister</i> sp. (Coléoptères, Histeridae) <i>Saprinus</i> sp. (Coléoptères, Histeridae)	Fermentation ammoniacale et évaporation des fluides	4-8 mois
6 ^e escouade	Acariens	Fluides non absorbés	6-12 mois
7 ^e escouade	<i>Attagenus pellio</i> (Coléoptères, Dermestidae) <i>Anthrrenus museorum</i> (Coléoptères, Dermestidae) <i>Dermestes maculatus</i> (Coléoptères, Dermestidae) <i>Tineola biselliella</i> (Lépidoptères, Tineidae) <i>Tineola pellionella</i> (Lépidoptères, Tineidae) <i>Monopis rusticella</i> (Lépidoptères, Tineidae)	Dessèchement complet	1-3 ans
8 ^e escouade	<i>Ptinus brunneus</i> (Coléoptères, Ptinidae) <i>Tenebrio obscurus</i> (Coléoptères, Tenebrionidae)		3 ans et plus
B. Corps enterrés			
1 ^{re} escouade	<i>Calliphora</i> sp. et <i>Muscina stabulans</i>		
2 ^e escouade	<i>Ophyra</i> sp.		
3 ^e escouade	Phoridae (<i>Conicera</i> peut apparaître en surface)		1 an
4 ^e escouade	<i>Rhizophagus parallellocollis</i> (Coléoptères, Rhizophagidae) <i>Philonthus</i> sp. (Coléoptères, Staphylinidae)		2 ans

1. En 1^{re} escouade parfois.

7. Principales méthodes utilisées dans l'applications de l'entomologie forensique

7.1. Intervalle post-mortem (IPM)

7.1.1. Définition de l'IPM

La première application qui nous vient à l'esprit quand on parle d'entomologie forensique est l'utilisation des insectes pour estimer la date du décès (Dekeirsschieter et *al.*, 2011 ; Roberts et Marquez-Grant, 2012). On parle plus précisément d'intervalle *post-mortem* ou IPM, celui-ci se définit comme étant le laps de temps écoulé entre la date du décès et la date de découverte du corps (Benecke, 2004 ; Gaudry et *al.*, 2007 ; Wyss et Cherix, 2013).

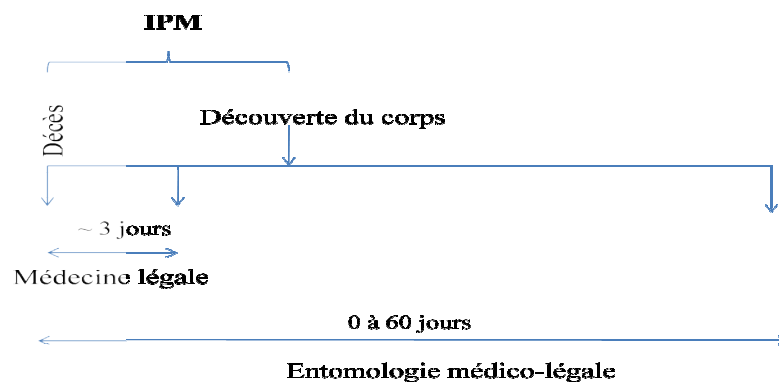


Figure 2 : Possibilité de datation d'un cadavre (IPM) en médecine légale et en entomologie forensique (Wyss et Cherix, 2013).

7.2. Estimation de l'IPM par les méthodes entomologiques

L'estimation de l'intervalle post-mortem (IPM) constitue le point de départ souvent indispensable à l'identification des victimes et des circonstances du décès. De ce fait, la détermination de l'IPM a été largement étudiée dans le cadre de la médecine légale, mais également dans d'autres disciplines : L'entomologie médico-légale, l'anthropologie, la bactériologie, l'écologie, etc. sont autant de méthodes permettant chacune, dans leurs domaines d'application, d'estimer le moment de la mort (Charabidze, 2012). Trois jours après la mort, l'utilisation des insectes est la plus précise et parfois la seule méthode de détermination de temps écoulé depuis le décès ou l'IPM (Taleb et *al.*, 2015 ; Wyss et Cherix, 2006).

7.2.1. Méthode d'accumulation des degrés jours/heure.

La première méthode appelée accumulation des degrés jours (ADJ) ou degrés heures (ADH) se base sur le cycle de développement des Diptères nécrophages (Greenberg et Kunich, 2005; Amendt et *al.*, 2004, 2007; Wyss & Cherix, 2006; Gennard, 2007).

Lorsque le corps est découvert peu de temps après le décès, seuls les insectes les plus précoces (Diptères Calliphoridés des genres *Calliphora* et *Lucilia*) ont pu entamer leur

cycle de développement sur le cadavre. Dans ce cas, l'objectif est de déterminer précisément l'âge des insectes récoltés (Charabidzé et *al.*, 2007).

Il est notamment possible de calculer le temps nécessaire au développement d'une larve, et donc d'en déduire le moment où celle-ci a été pondue. Le calcul de l'âge des insectes s'effectue généralement à partir des larves de diptères, et uniquement avec les insectes en cours de développement (il n'est, par exemple, pas possible de déterminer l'âge d'une puppe vide ou d'une mouche adulte). Ce calcul dépend de deux éléments : la température et l'espèce (Auberon et *al.*, 2012). Cette datation entomologique met en relation le développement des insectes trouvés sur le corps ou aux alentours de celui-ci avec la température du lieu du décès (Niederegger et *al.*, 2010). À partir de ces informations, l'utilisation de modèles mathématiques de développement, vérifiées par les données expérimentales, permet de calculer les dates des pontes. S'agissant d'espèces nécrophages, la date des premières pontes sur le corps indique un moment où la victime était déjà décédée (Auberon et *al.*, 2012). Pour ce faire, les larves prélevées sont placées en élevage à température contrôlée jusqu'à émergence des imagos. La technique consiste alors, en partant du moment connu de l'émergence, à calculer le moment des pontes. En effet, le développement des Diptères est principalement contrôlé par la température. En partant de l'émergence, on calcule pour chaque jour quel pourcentage du développement a été effectué en fonction de la température. En additionnant ces valeurs, on arrive à un total de 100% le jour où la ponte a eu lieu (Charabidzé et *al.*, 2007). Il est cependant important de garder à l'esprit que l'arrivée des insectes ne coïncide pas nécessairement avec le moment du décès : la "datation entomologique" réalisée correspond donc toujours à un délai post-mortem minimum, et non à la date du décès. Autrement dit, l'expertise entomologique détermine l'âge des insectes présents sur le corps et non le moment du décès (Auberon et *al.*, 2012).

On obtient alors ce qu'on appelle un IPM minimum qui ne pourra être déterminé que pour la première génération de mouches arrivées sur le cadavre.

Cette technique est très précise et permet d'estimer le moment de la ponte, à quelques heures près. Elle nécessite cependant pour être efficace une parfaite connaissance des conditions climatiques pendant la période présumée du développement. Il reste ensuite à déterminer la date du décès (Charabidzé et *al.*, 2007).

7.2.2. Méthode de la succession

La deuxième méthode se base sur la succession des espèces ou escouades successives d'insectes au cours du temps sur un cadavre (figure 2). C'est aux travaux de Megnin que l'on doit la schématisation de la colonisation du cadavre en huit vagues successives d'arthropodes nécrophages sur les corps (Megnin, 1894). Cette théorie associe à chaque stade de décomposition du corps d'une espèce ou d'un groupe d'espèces d'arthropodes. Les estimations se basent alors, sur une reconstitution des successions entomologiques qui ont pu avoir lieu sur le cadavre et il est facilement démontrable que

ces successions ne sont pas toujours respectées (Wyss & Cherix, 2006). En effet, la succession chronologique des espèces sur un cadavre n'est pas immuable. Le taux de décomposition du corps est variable, de même que le cycle de développement de l'insecte, tout deux fortement influencés par les conditions climatiques locales (Frederickx et al., 2011).

7.3. ADN et entomologie forensique

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

Durant ces dernières années, les techniques d'ADN pour identifier les espèces sarcosaprophages utilisaient des gènes marqueurs d'ADN nucléaire ou mitochondrial (Boehme et al., 2010). De nos jours, la plupart des études utilise la technique du COI pour obtenir un barcode moléculaire (Hebert et al., 2003 ; Wells & Stevens, 2008 ; Wilson-Wilde et al., 2010). Un barcode moléculaire est un fragment d'ADN présente chez tous les organismes vivants. La séquence de ce fragment d'ADN est quasiment identique chez des individus qui appartiennent à la même espèce, et permet donc de déterminer l'espèce à laquelle appartient un individu en ne connaissant que la séquence de ce fragment d'ADN. Le fragment choisi est un gène du génome mitochondrial codant pour la première sous-unité du cytochrome oxydase (COI), une protéine qui intervient dans la chaîne respiratoire de la mitochondrie. Chaque cellule contenant de nombreuses mitochondries, le gène COI est présent en de nombreuses copies, ce qui facilite son séquençage. De plus, ce gène présente un niveau de variabilité intéressant : les différences entre les séquences de ce gène chez différents individus, apparues par mutations au cours du temps, sont faibles entre les individus d'une même espèce et élevées entre des individus d'espèces différentes. C'est ainsi que cette séquence d'ADN peut être utilisée, à l'instar des codes-barres utilisés dans le commerce, comme un outil d'identification taxonomique des organismes vivants: tous les individus d'une espèce présentent des séquences identiques ou très proches, ce qui va permettre l'identification d'un spécimen en comparant sa séquence avec celles des espèces connues (Harvey et al., 2008).

Toutefois, cette technique peut induire des ambiguïtés dans l'identification de spécimens. En effet, il peut exister de grandes variations entre deux Diptères appartenant à la même espèce. Ceci a été démontré lorsque ces espèces ont des origines géographiques distinctes.

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 & Wells, 2001). Cette application trouve une utilité lorsque l'on est en présence d'insectes nécrophages en grande quantité mais en l'absence de cadavre (déplacements du corps par exemple) (Frederickx et al., 2011).

8. Facteurs affectant la colonisation du cadavre :

Les insectes colonisent le cadavre dans les premières heures suivant le décès. Leur distribution et leur activité varient en fonction de différents facteurs (Mougeat, 2012 ; Taleb et al., 2016a).

8.1. Accessibilité du cadavre :

Les insecte grâce aux signaux olfactifs décèlent la présence d'un cadavre et la colonisent rapidement. Cependant, pour que cette colonisation ait lieu, l'accessibilité du cadavre reste la condition sine qua non. Aussi, dans certains cas ou le cadavre se trouve dans un lieu clos, cette colonisation peut être retardée voire impossible (Mougeat, 2012).

8.2. Condition climatiques :

Le développement et les activités biologiques de l'entomofaune nécrophages sont extrêmement influencés par les conditions météorologiques climatiques.

En effet, au-delà de certains seuils de température, les réactions enzymatiques responsables du développement de l'insecte ne peuvent se faire ou sont ralenties aux abords de ce seuil.

Le vent est défavorable au vol et à l'olfaction, nécessaire à la colonisation et un manque de luminosité diminue le pont. Ces observations mettent en évidence la nécessité de considérer les facteurs climatiques comme des facteurs importants pour estimer l'IPM avec précision (Mougeat, 2012 ; Taleb et al., 2016a).

8.3. Utilisation de drogues et de médicaments :

Selon l'étude menées par KANESHRAJAH et TOURNEUR ou GUMATILAKE et GOFF, certaines drogues et médicament ingères par le défunt et retrouvés au niveau du substrat, seraient capables de ralentir la colonisation de corps par les insectes et même d'affecter leur vitesse de développement. Certains médicament comme les dérivés de la morphine ou paracétamol potentialiseraient ainsi la croissance des s'insectes. D'après les recherches de (GOFF et al), il en serait de même pour la cocaïne, qui permet d'accélérer à des doses létales, le développement ainsi que pour l'héroïne. Le diazépam quant à lui entrainerait des modifications morphologiques de l'insecte tandis que l'alcool ne semble pas avoir d'effet (Mougeat, 2012).

Selon l'étude, on retrouve des décalages de croissance allant de 18 à 19h selon la substance, l'espèce d'insecte concerne son stade de développement. Certains auteurs comme WYSS considèrent cependant qu'en moyenne l'utilisation de drogue pré mortem

n'entraînerait qu'une différence d'en moyenne 24h, ce qui reste dans la marge de confiance et n'affecte que très peu l'IPM .d'autre (AMANDDT et coll.) recommandent toutefois d'être vigilants et de garder à l'esprit que la prise de substances capable de modifier le développement de l'insecte peut être à l'origine d'un IPM sous ou surévalué (Mougeat, 2012).

8.4. Phénomène de larviposition :

Certaines espèces préférentiellement choisies en entomologie forensique, comme 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 ainsi que 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 (Mougeat, 2012).

8.5. Phénomène de diapause :

Lors d'un climat très hostile, certaines espèces sont capables de stopper temporairement leur développement larvaire en attendant le retour de condition plus favorables. Ce caractère se transmet de façon facultative par la mère (Mougeat, 2012).

8.6. 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 (Mougeat, 2012).

9. 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 & 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 parti 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) (Frederickx *et al.*, 2011).

Chapitre 2 : LES INSECTES D'INTERET FORENSIQUE

1. Les Diptères

1.1 Généralités

On connaît probablement aujourd'hui quelque 150 000 espèces de diptères (Wyss et cherix, 2006). Ces insectes, comme leur nom l'indique, ne possèdent qu'une paire d'ailes mésothoracique. Les ailes métathoraciques sont très réduites et transformées en une paire d'organe en forme d'altère, nommée balancier. Corrélativement le dernier segment thoracique est réduit. Les trois paires de pattes sont dans la majorité des cas bien développé et possèdent des traces de cinq articles. Les pièces buccales des imagos sont primitivement de type suceur. Chez les diptères hématophages, certains d'entre elle sont transformées en stylets ou en lames vulnérantes aptes à percer la peau de l'hôte (Jean-Marc, 1981).

1.2. Taxonomie des Diptères

L'ordre des diptères est divisé en deux sous-ordres :

- **les nématocères** avec **35** familles et quelques **50 000** représentants, le terme de nématocères se réfère aux antennes de ce sous-ordre qui sont fines et multisegmentées.

- **brachycères** avec **113** familles et quelques **100 000** espèces.ils possèdent des antennes courtes et comptant moins de 6 segments. Ce sous ordre se divise encore en deux groupes :

* Orthorrhaphes (23 familles et 35000 espèces) dont le type est le taon (tabanidés).

*Cyclorrhaphes (90 familles et plus de 65 000 espèces) représentants les syrphidae, les muscidae ou encore les calliphoridae (tableau 2) (Wyss et cherix, 2006).

Tableau 2 : Principaux taxa des diptères (adapté de McGavin.2001) (Wyss et Cherix, 2006).

Sous -ordre	Principales familles	Larves et pupes	Adultes
Nématocères	Tipulidae Culicidae Chironomidae Ceratopogonidae Simuliidae Bibionidae Cecidomydae Mycetophiliidae	Capsule céphalique bien définie. Mandibules se déplaçant dans le plan horizontal. Nombreuses espèces détritivores ou filtreuses, fungivores, prédateurs. forment des galles. La pupa n'est pas enfermée dans la cuticule larvaire.	Antennes fines et longues avec au moins 6 segments (souvent plus). Palpes maxillaires longs (3 à 5 articles).

Brachycères (orthorrhaphes)	Tabanidae Stratiomyidae Asilidae Bombyliidae Empididae Dolichopodidae	Capsule céphalique réduite. Mandibules se déplaçant dans le plan vertical. Espèces prédatrices ou parasites. La pupe n'est pas enfermée dans la cuticule larvaire.	Antennes courtes, moins de 6 articles. Dernier article allongé (arista). Palpes maxillaires courts (1-2 articles).
Brachycères (cyclorrhaphes)	Phoridae Syrphidae Conopidae Tephritidae Ephydriidae Drosophilidae Chloropidae Anthomiidae Muscidae Calliphoridae Sarcophagidae Tachinidae Gasterophilidae Oestridae Glossinidae Hippoboscidae	Capsule céphalique vestigiale, mandibules absentes, remplacées par des crochets. Alimentation larvaire très variée. Plusieurs espèces saprophages (y compris les nécrophages), herbivores, prédatrices, parasites ou parasitoïdes. La pupe est enfermée dans la dernière cuticule larvaire (puparium).	Antennes courtes, moins de 6 articles. Dernier article allongé (arista). Palpes maxillaires courts (1-2 articles).

1.3. Biologie des diptères

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 pour chaque espèce (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*) (Dekeirsschieter, 2007) (Figure3).

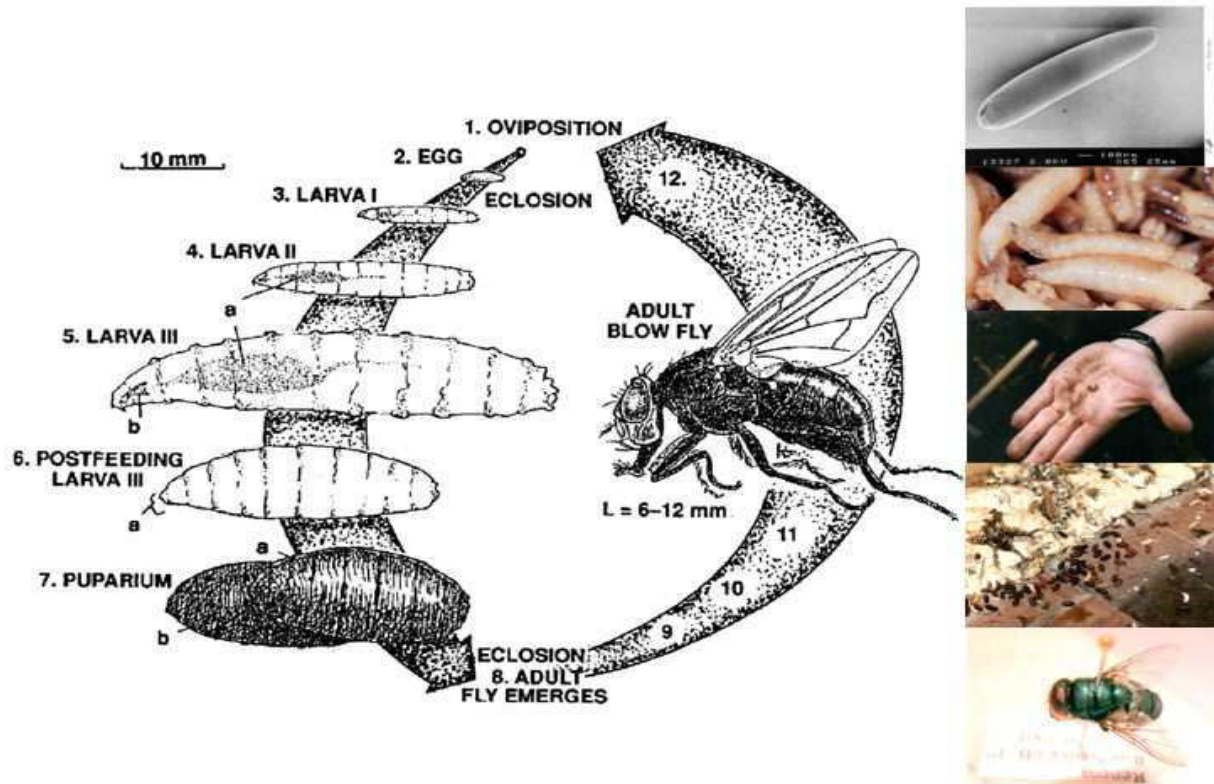


Figure 3 : Cycle de développement des Calliphoridae (www.entomologieforensique.ch).

1.4. Les diptères nécrophages :

Lorsqu'une espèce animale meurt, elle sera rapidement visitée et colonisée par de nombreux invertébrés, dont une majorité seront des insectes et il convient dans un premier temps de faire une distinction claire entre les différents groupes fonctionnels qui peuvent se rencontrer sur un cadavre.

Le premier groupe est constitué d'espèces dont le régime alimentaire est directement lié à la présence d'un cadavre. Ce sont donc les véritables nécrophages qui vont se nourrir exclusivement de ce substrat. On rencontrera des représentants des diptères (Wyss et Cherix, 2006).

Nombreuses espèces de diptères nécrophages peuvent être attirées par un cadavre. On peut trouver des représentants dans les différentes familles ci-dessous (Smith, 1986 ; Wyss et Cherix, 2006) :

Calliphoridae, sarcophagidae, rhiniphoridae, tachinidae, fanniidae, muscidae, anthomyiidae, scathophagidae, sphaercoceridae, sepsidae, piophilidae, heleomyzidae, platystomatidae, dryomyzidae, milichiidae, carnidae, agromyzidae, clusiidae, ephyridae, sciomyzidae, coelopidae, empididae, syrphidae, stratiomyidae, phoridae, chloropidae, Syrphidae, Drosophilidae.

Selon Wyss et Cherix (2006), les espèces qui sont attirées par des cadavres humains et dont le cycle de développement se déroule sur ce type de substrat appartiennent aux familles suivantes : Calliphoridae, Sarcophagidae, Fanniidae, Muscidae, Piophilidae, Phoridae.

Calliphoridae

Les calliphoridae sont des mouches de taille moyenne variant de 4 à 16 mm. Souvent les adultes sont de couleur bleu ou vert métallique, parfois doté d'une longue pilosité dorée sur le thorax. Les larves sont des asticots de forme cylindro-conique. Sur le dernier segment on observe des tubercules entourant la plaque stigmatique. Les calliphoridae sont des mouches assez rapides avec un vol plutôt bruyant. On les rencontre le plus fréquemment sur les matières animales et végétales en décomposition. La grande majorité des espèces sont ovipares, mais quelques –unes sont vivipares. Les larves sont nécrophages, coprophages, saprophages et vivent dans les matières organiques en décomposition (Wyss et Cherix, 2006).

Sarcophagidae :

Les Sarcophagidae sont des Diptères assez trapus de 2 à 22mm de longueur, celles-ci 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 (Dekeirsschieter, 2007).

Muscidae :

Les Muscidae sont une famille assez hétérogène, 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, on les retrouve souvent dans les habitations (Byrd et Castner, 2001).

Fanniidae :

Les Fanniidae sont des petites mouches (4 à 9mm) qui se rencontrent principalement dans l'hémisphère nord (Wyss et Cherix, 2006). Elles sont généralement de couleur foncée (noire ou grise) avec parfois des tâches jaunes sur l'abdomen (Wyss et Cherix, 2006). On les rencontre préférentiellement dans les milieux boisés et sont plus rares en milieux ouverts (Dekeirsschieter, 2007).

Piophilidae :

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 (Dekeirsschieter, 2007).

Phoridae :

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).

2. Les coléoptères

Les Coléoptères présente un nombre important d'espèces (300 000 connues, 1 million probablement), ces espèces sont bien caractérisés par leurs ailes antérieures durcies, devenues des élytres. Ce sont des holométaboles à pièces buccales généralement broyeuses. Le prothorax est souvent libre par rapport aux méso et 'métathorax qui se joignent assez étroitement à l'abdomen (Roth, 1980).

Les coléoptères se subdivisent en quatre sous-ordres : Polyphaga, Adephaga, Myxophaga et Archostemata (tableau 3). Les liens de parentés entre ces quatre sous- ordres sont encoure sujet à controverse (Wyss et cherix, 2006).

Tableau 3 : Quatre sous-ordres coléoptères (adapté de McGavin.2001) (Wyss et cherix 2006).

Sous –ordre	Famille principales	Habitats
Archostemata	3famille primitives Micromalhidæ Omatidæ	Bois en décomposition, fungivores
Myxophaga ou associés	4 familles Cyathoceridæ Hudroscephidæ Microsporidæ Torridincolidæ	Aquatiques, avec des milieux humides, se nourrissent d'algues
Adephaga	10 familles Carabidæ Dytiscidæ Gyrinidæ...	Terrestres et aquatiques, le plus souvent prédateurs

Polyphaga	149 familles Dermastidae Staphylinidae Anobiidae Coccinellidae Scarabaeidae	Variables, souvent herbivores, quelques espèces saprophages, quelques espèces xylophages, prédateurs, etc.
-----------	--	--

2.1. Biologie des coléoptères

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 morphologie variable. En outre, certaines espèces prennent soins de leur progéniture (DeVault *et al.*, 2003).

2.2. Les coléoptères nécrophages

Les Coléoptères nécrophores appartiennent aux familles des Dermestidae, Silphidae, Staphylinidae, Histeridae, Cleridae et Nitidulidae :

***Dermestidae* :**

Les Dermestidae sont de petite taille (2 à 12 mm) ; leur corps est arrondi, recouvert de poils ou d'écaillés 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. (Dekeirsschieter, 2007).

***Silphidae* :**

La famille des Silphidae regroupe des individus de grande et moyenne taille (10 à 35 mm) avec des antennes en massue et un sens de l'olfaction très développé (Dekeirsschieter, 2007).

***Staphylinidae* :**

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 (Wyss et Cherix, 2006).

***Histeridae* :**

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 (Wyss et Cherix, 2006).

***Cleridae* :**

Les Cleridae sont des insectes de petite taille (3 à 12 mm) avec une pilosité assez marquée, de couleur vive. 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).

***Nitidulidae* :**

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 *Omosita* se rencontre avec les *Dermestes* sur les cadavres mais contrairement à ces derniers, elles tolèrent une plus grande humidité du substrat (Wyss et Cherix, 2006).

***Geotrupidae* :**

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 (Dekeirsschieter, 2007).

3. Hyménoptères

Ordre d'insectes comprenant plus de 100 000 espèces connues, d'une grande diversité comportementale. Leur taille est aussi extrêmement variable (Aubernon et al., 2012). Mise à part quelques espèces aptères, les membranes de cet ordre possèdent deux paires d'ailes membraneuses, les postérieures étant plus étroites que les antérieures. Les pièces buccales des adultes sont du type broyeur-lécheur. La tête est séparée du thorax par un cou très mince (Hardouin et Mahoux, 2003).

Les hyménoptères associés aux cadavres sont principalement représentés par des guêpes prédatrices apocrites appartenant à la super famille des *Vespidae*. On trouve également des guêpes parasitoïdes de la famille des *Pteromalidae*, notamment *Nasonia vitripennis* (Walker, 1836), qui pondent leurs œufs dans les pupes de diptères *Calliphoridae*. Certaines espèces de fourmis (*Formicidae*) sont également nécrophages et peuvent laisser des lésions

caractéristiques sur les cadavres (Charabidze, 2008, 2010 ; Gunn, 2011 ; Frederickx et *al.*, 2013 ; Moretti et *al.*, 2013).

4. Lépidoptères

Ordre comprenant plus de 150 000 espèces décrites. Le mot «Lépidoptère» tire son origine des mots grecs «lepidos» qui signifie écaille et «pteron» qui signifie aile. Les lépidoptères sont caractérisés par deux paires d'ailes membraneuses recouvertes d'écailles, un corps couvert d'un épais revêtement de soies et de pièces buccales suceuses (trompe). (Hardouin et Mahoux, 2003 ; Charabidze ,2008 ; Guerritore et DeSare 2013).

Peu d'espèces sont associées au cadavre. Elles interviennent généralement tardivement, surtout durant la phase de rancissement des graisses et lorsque les tissus sont desséchés. Les espèces les plus fréquentes appartiennent à la famille des *Tineidae* (Taleb, 2013).

Chapitre 3 : ENTOMOTOXICOLOGIE

1. Définition et principes

L'entomotoxicologie, nouvelle branche de la toxicologie forensique, permet à l'enquêteur de détecter et de quantifier la présence de substance toxique dans des tissus d'insectes. L'analyse des tissus d'insecte peut se révéler intéressante en absence des fluides biologique ou organes traditionnels (décomposition avancé du cadavre).

Sur une scène de crime les insectes sont généralement très abondants et leurs restes sont très résistants aux conditions climatiques. Ils sont aussi présent pendant un laps de temps assez long en raison de leur régimes alimentaires varié (prédateurs, parasites et omnivores) (Difazio et Gosselin, 2011)

Les larves en se nourrissant des tissus cadavériques vont accumuler et stocker dans leurs tissus les éventuelles substances toxiques (médicaments, drogues, poisons, alcool) présentes au niveau de leur substrat nourricier, le cadavre (Amendt *et al.*, 2004).

Il est alors possible de détecter les drogues sur les larves prélevées du cadavre, mais également sur les restes d'insectes imputrescibles qui peuvent persister des années après le décès (enveloppes pupales, exuvies, fragments de cuticule, etc.) (Figure 4), et même parfois de matière fécale de Coléoptères (Gagliano-Candela et Aventaggiato, 2001).



Figure 4: Enveloppes Pupale (frederick *et al.*, 2011).

2. Collecte des échantillons entomologiques

Pour les recherches entomotoxicologique, l'utilisation de larves de diptères Calliphoridae (asticots) est recommandée car ces insectes sont les premiers à colonisée le cadavre. De plus, ces espèces très communes sont généralement abondantes sur les scènes de crimes. Le prélèvement d'insecte en vu d'analyse toxicologique pourrait donc sembler simple, puisque on pourrait penser qu'il suffit de « prendre quelque asticots » sur le cadavre. Mais cette manière de procéder conduit systématiquement à une forte variabilité dans la détection des drogues. Amendt *et coll.* (2006) et Carvahlo *et coll.* (2010) proposent des protocoles exhaustifs pour la collecte et la conservation de traces entomologique sur une scène de crime. Un Protocole d'échantillonnage spécifique à l'entomotoxicologie est également proposé par Gosselin *et coll.* (2011). Les larves ou les pupes des différentes

sites sont prélevées à l'aide d'une pince ou d'une spatule et sont conservées séparément dans des flacons en plastique numéroté d'environ 50 ml. Le transfert pour l'analyse toxicologique doit être le plus court possible (Bourel et Gosselin, 2014).

Il est important de collecter des insectes à plusieurs endroits, et pas uniquement sur les zones d'activités intenses des larves, et de prélever un nombre suffisant de spécimens entomologiques de toute taille et de toute forme (échantillonnage). De nombreux auteurs (Tracqui et coll. 2004, Bourel et coll. 2001, Sadler et coll. 1995) ont démontré l'importance de prélèvement à différents endroits du corps du fait de la grande variabilité de la concentration de drogue entre sites de prélèvement. Cette observation s'explique logiquement par la distribution différentielle des drogues dans le corps en fonction de leurs propriétés physico-chimiques. Conduisant à des concentrations variables entre organes et tissus (Bourel et Gosselin, 2014).

3. Technique analytique

Les échantillons prélevés sont ensuite analysés en chromatographie liquide ou gazeuse couplée à un détecteur. Le choix de la technique dépend des propriétés physico-chimiques des drogues recherchées afin de disposer d'une sensibilité et d'une sélectivité maximale. Alors que dans le passé les techniques par spectrométrie de masse en tandem (MS/MS) n'étaient pas disponibles pour la plupart des laboratoires, ces techniques sont désormais assez courantes et permettent l'analyse d'un spécimen unique avec une sensibilité élevée (Bourel et Gosselin, 2014).

Deux types d'analyses chromatographiques en phase liquide couplées à la spectrométrie de masse en tandem sont généralement utilisées : HPLC-MS et UPLC-MS/MS. Ces deux techniques présentent une grande sensibilité, permettent l'analyse de très faible quantité de drogue, mais aussi une grande spécificité par rapport à des analyses immuno-enzymatiques (EIA). Un autre avantage des techniques en chromatographie liquide par rapport à la chromatographie gazeuse est l'absence de réaction de dérivation. À l'inverse, l'inconvénient majeur de ces techniques est la présence d'effets de matrice avec suppression ou potentialisation de l'ionisation (Bourel et Gosselin, 2014).

Dans tous les cas, les méthodes analytiques doivent être préalablement validées selon les standards internationaux (par exemple, les guidelines de la « Food and Drug Administration-FDA » du département américain de la santé) et suivant les pratiques de validation propres aux laboratoires forensiques. C'est une pratique essentielle à tous les travaux analytiques car elle définit la fiabilité des résultats obtenus ce qui est primordiale pour les expertises judiciaires (Bourel et Gosselin, 2014).

4. Généralité sur les alcools

En chimie, un alcool est un composé organique dans lequel le groupement hydroxyle (OH) est lié à un carbone d'atome, généralement relié au carbone ou à d'autres atomes d'hydrogène. Une classe importante sont les alcools acycliques simples, leurs

formule générale est $C_n H_{2n+1} OH$. Parmi eux, l'éthanol ($C_2 H_5 OH$) est le type d'alcool dans les boissons alcoolisées, et dans le langage courant du mot alcool se réfère spécifiquement à l'éthanol.

Dans l'industrie, les alcools sont fabriqués de plusieurs façons:

-Par la fermentation à l'aide de glucose produit à partir de sucre de l'hydrolyse de l'amidon en présence de levures et de température inférieure à $37^\circ C$ pour produire l'éthanol.

-En directe hydratation à l'aide d'éthylène (hydratation d'éthylène) (Lodgson, 1994).

4.1. L'éthanol

L'éthanol, aussi appelé alcool éthylique, l'alcool pur, l'alcool de grain, ou boire de l'alcool, est un liquide volatile, inflammable et incolore. Il s'agit d'une drogue psycho active et l'une des plus anciennes drogues récréatives. Mieux connu comme le type de l'alcool dans les boissons alcoolisées, il est également utilisé dans les thermomètres, en tant que solvant, et en tant que carburant (Saihia, 2014).

L'éthanol est un alcool à chaîne linéaire, et sa formule moléculaire est $C_2 H_5 OH$. Sa formule empirique est $C_2 H_6 O$. Une notation alternative est CH_3-CH_2-OH , ce qui indique que le carbone d'un groupe méthyle (CH_3) est fixé sur le carbone d'un groupe méthylène (CH_2), qui est lié à l'oxygène d'un groupement hydroxyle ($-OH$). L'éthanol est souvent abrégé en EtOH, en utilisant la notation de chimie organique de communes représentant le groupe éthyle ($C_2 H_5$) avec ET (Saihia, 2014).

4.2. Utilisation de l'éthanol

- C'est un solvant utilisé dans l'industrie des peintures, vernies, encres, matières plastiques, adhésives, explosives, parfums, cosmétiques...
- Matière primaire pour la production de nombreux composés : acide acétique, acrylate d'éthyle, acétate d'éthyle, éthers de glycol, éthylamine, éthylène, éthers oxydes...
- Constituant de carburants : le « bioéthanol », éthanol obtenu à partir de matière première végétales, peut être utilisé seul ou avec de l'essence; les mélanges essence-éthanol renferment 5 à 95 % de bioéthanol selon les pays.
- Désinfectant, biocide.
- Composant de boissons alcoolisées.
- Intermédiaire en synthèse organique, notamment pour la fabrication des produits pharmaceutiques.
- L'éthanol absolu est parfois injecté dans des tumeurs afin de provoquer leur nécrose.
- L'éthanol est aussi utilisé comme antidote dans le cas d'intoxication au méthanol ou à l'éthylène glycol (antigel), afin de saturer l'ADH (alcool déshydrogénase) (Saihia, 2014).

4.3. La toxicocinetique de l'éthanol

L'éthanol est rapidement absorbé par voie orale et respiratoire et peu par contact cutané (Jones et Jönsson, 1994). L'inhalation de vapeurs de l'éthanol ne semble pas entraîner des effets graves pour la santé, tout comme le passage transcutané qui peut être considéré comme négligeable (Saihia, 2014).

L'éthanol est une petite molécule qui se dissout aisément dans l'eau et peu dans le tissu adipeux du corps et se répartit facilement dans tous les organes (saihia, 2014).

La distribution de l'éthanol est très rapide pour tous les organes très vascularisés (cerveau, poumon, foie) avec une demi-vie de distribution de 7 à 8 minutes (Jones et *al.*, 1990).

L'éthanol est absorbé dans l'estomac (environs 20% de la quantité absorbé) par diffusion passive, et dans le duodénum (80% de la dose ingérée). La vitesse de résorption va dépendre de plusieurs paramètres, mais essentiellement de la concentration en éthanol de la boisson et de la vitesse de vidange gastrique. L'éthanol se distribue bien dans tous les organes du fait de son hydrosolubilité ; son volume de distribution sera fonction de l'hydratation du sujet. Il ne se lie pas aux protéines plasmatiques (Floranty, 2012).

4.4. Élimination

Dès que l'on commence à absorber de l'alcool, l'organisme commence à l'éliminer. Lors de la phase de consommation, l'apport d'alcool est plus grand que ce que peut éliminer le corps. Par conséquent, l'alcoolémie augmente. L'éthanol est éliminé pour près de 90 à 95 % par voie métabolique. Le reste est excrété sous forme inchangée par les poumons (Brown, 1985). Les reins excrètent l'éthanol à raison de 0,06 l/h, et la sueur à raison de 0,02 l/h pour un sujet d'un poids de 70 kg (Brown, 1985). L'éthanol est également éliminé dans le lait maternel (Lands, 1998).

4.5. La toxicité de l'éthanol

Les effets toxiques de l'alcool sont aujourd'hui bien connus. Le foie, le cerveau et le système nerveux, le cœur et les muscles peuvent être atteints. L'appareil digestif n'est pas épargné. Les muqueuses, l'estomac et l'intestin sont irrités avec des sensations de brûlures fréquentes. L'exposition à des concentrations élevées de vapeur peut néanmoins entraîner une irritation des muqueuses des voies respiratoires et des yeux, des céphalées, des vertiges, un état d'ébriété et de somnolence (saihia, 2012).

5. Analyses postmortem de l'éthanol :

L'éthanol peut être détecté dans les cadavres, peu importe la cause du décès, mais avec une incidence plus élevée dans les décès dus à des circonstances violentes (Norton et *al.* 1982, Baselt et Cravey 1980, Garriott 1993). L'éthanol est également l'une des principales causes de décès par empoisonnement (Garriott et *al.*, 1982, Taylor et Hudson 1977, Caplan et *al.*, 1985). La détection de l'alcool dans les tissus peut fournir des informations importantes concernant les circonstances de la mort d'un individu. Le plus souvent l'éthanol dans des liquides biologiques est testé en utilisant un procédé de chromatographie en phase gazeuse; soit par extraction par solvant, la précipitation des protéines, la distillation, l'injection directe, ou la *technique* de l'espace de tête statique (HS) (Jain et Cravey 1972, Gudzinowicz et Gudzinowicz 1977, Wright 1991, Tagliaro et *al.* 1992).

Notre travail a été réalisé à la station expérimentale de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV) de l'Université de Blida 1 et au laboratoire de Zoologie du département des Populations et des Organismes de la Faculté SNV de l'Université de Blida 1. Cette étude a été réalisée sur une durée de six mois du Février à Juillet 2016.

Les objectifs visés dans notre projet sont :

- Identification de l'entomofaune présente sur les cadavres de lapins (*Oryctolagus cuniculus* L) intoxiqués par des doses connues d'alcool.
- Impact de l'alcool présent dans le corps sur la décomposition de ces derniers.
- Détection éventuelle de l'alcool dans les larves prélevées des cadavres.

1. Présentation de la zone d'étude

1.1. Localisation géographique

La station expérimentale de la faculté SNV est située au campus de l'Université de Blida 1 près de la commune d'Ouled Yaïch. La zone d'étude présente les coordonnées $36^{\circ} 30' 16.994''$ Nord, $2^{\circ} 52' 21.629''$ Est. Elle se situe à une altitude de 188 m au dessus du niveau de la mer (figure 5). La commune d'Ouled Yaïch se localise au centre de la wilaya de Blida, à environ 4 km au nord-est de Blida et à environ 42 km au sud-ouest d'Alger (figure 6).

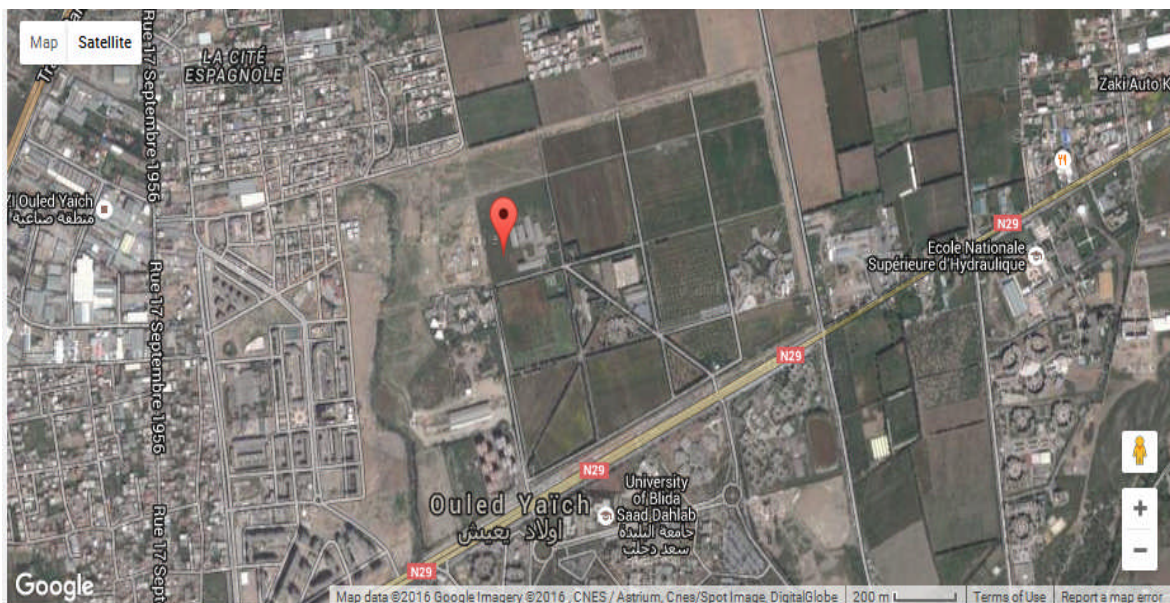


Figure 5: localisation géographique d'Ouled Yaïch (Google Earth).



Figure 6 : Présentation de la station expérimentale de la faculté SNV (original).

1.2. Synthèse climatique

Le climat d'Ouled Yaïch est dit tempéré chaud. Les précipitations sont plus importantes en hiver qu'en été. Ouled Yaïch affiche 18.7 °C de température en moyenne sur toute l'année. Chaque année, les précipitations sont en moyenne de 513 mm.

Diagramme *Ombrothermique*

Le diagramme ombrothermique est une représentation graphique des températures et quantités de précipitations moyennes mensuelles en un lieu donné. L'intérêt du diagramme ombrothermique est qu'il permet d'un seul coup d'œil de caractériser un climat. Sur l'axe des abscisses sont représentés les 12 mois de l'année, deux axes d'ordonnés sont dressés ou l'un représente les valeurs des températures moyennes en C° et l'autre représente les précipitations en mm. Les précipitations sont les doubles des températures

$$P= 2XT$$

2. Matériel et étapes de travail

2.1. Matériel

Pour réaliser nos expérimentations, nous avons utilisé un matériel de laboratoire et un autre du terrain (annexe 1).

Concernant le matériel animal un nombre de six lapins mâles adultes *Oryctolagus cuniculus* L. ont été pris, dont le poids varie entre 1.4 à 2 kg.

2.2. Les Etapes de travail

a- Administration de l'alcool aux lapins

L'expérimentation consiste à administrer à trois lapins par voies orale une dose d'alcool. Les trois autres lapins servent comme témoins (Tableau 4).

Un volume déterminé d'alcool a été administré par gavage à l'aide d'une sonde pour obtenir un taux d'alcoolémie C qui dépasse les limites légales autorisées (0,2 g/l en Algérie, 0,5 g/l en Europe et 0,8 à 1 g/l Etats Unis) (Figure 7).

Après 30 minutes de l'administration de l'alcool, une prise de sang a été réalisée par un médecin vétérinaire qualifié (figure 8). Le prélèvement de sang a été effectué à partir de veines marginales des oreilles de chaque lapin afin de mesurer le taux de l'alcool après la prise de sang les individus sont sacrifiés.

Tableau 4 : les poids des lapins et les dose injecté.

Lapin	Le poids	Le volume administré
Lapin 1	1,495 kg	1,13 ml
Lapin 2	1,868 kg	1,8 ml
Lapin 3	1,581 kg	1,19 ml
Témoin 1	1.592kg	0,00 ml
Témoin 2	1.673kg	0,00 ml
Témoin 3	1.811kg	0,00 ml

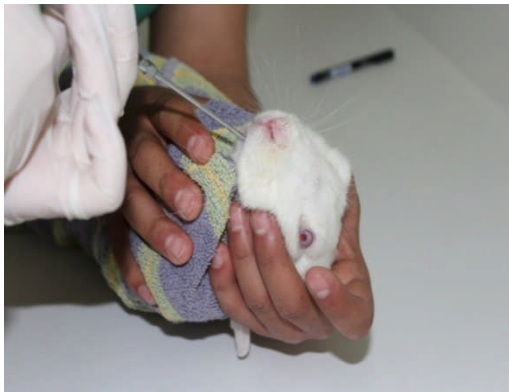


Figure 7: gavage d'alcool aux lapins (original)



Figure8 : prélèvement de sang (original)

b- Etude de la décomposition des cadavres

Le principe de l'expérience consiste à déposer les cadavres sur le sol séparés d'une distance minimum 50 mètre et protégé par des cages métalliques (100x100x50cm) dont les mailles (2 cm) laissent passer les insectes. Un piège pour capturer les insectes a été déposé sur chaque cadavre à l'intérieur de chaque cage (figure 9). Le nom de l'expérience, la date, l'heure et le numéro du cadavre ont été notés sur une plaque fixée à côté de chaque cage



Figure 9 : Cage de protection de cadavre N°3 (original).

c- Données Climatiques

La température et l'humidité relative ont été enregistrées in situ. Les données climatiques telles que la température, l'humidité relative, la vitesse du vent et la pluviométrie ont été aussi récupérées de la station météorologique de Tessala el Merdja. C'est la station la plus proche de site de l'expérience.

d- Observations et collecte des échantillons entomologiques

Le site est visité deux fois par jour à intervalle régulier pendant les premiers 14 jours. Durant les 14-21 jours suivant, le cadavre est visité une fois par jour.

Pendant chaque visite, on mesure la température interne à l'aide d'un thermomètre numérique à sonde (I) et de la surface supérieure du cadavre (S), des zones d'activité des arthropodes (masses larvaires ML) et du sol (S1) (10-20 cm de profondeur) et 1 m autour de l'animal (S2) à l'aide du thermomètre à sonde.

Des photos du cadavre sont prises sur une base quotidienne. Des observations sur l'activité des arthropodes sont réalisées (Annexe 3).

3. Pièges utilisés

a. pièges de Shannon modifiés :

Ce piège a été constitué en utilisant des files métalliques rigides avec lesquelles une tante entourée de tulle a été construite. Plusieurs cônes ont été placés sur chaque face de la tante pour l'accès des insectes. Une chambre de collection a été placée sur le toit dans laquelle les insectes se trouvent emprisonnés lorsqu'ils montent au toit pour sortir du piège (figure10).



Figure 10 : pièges de de Shannon modifiés
(original).

b. pièges Barber :

Un nombre de quatre pots Barber d'un diamètre de 10 cm et d'une hauteur de 15 cm ont été placés autour de chaque cage. Ces pièges Barber ont été remplis de l'eau et d'un détergent (figure 11).



Figure 11 : piège de Barber (original).

4. Échantillonnage

La récolte des spécimens à partir des pièges a été effectuée chaque jour. Chaque boîte contenant un prélèvement a été étiquetée en mentionnant nom du collecteur, le numéro du cadavre et la date et l'heure du prélèvement. Les observations ont été notées à jour sur des tableaux (annexe 2).

a- Les adultes

Les insectes volants capturés ont été tués sur place par les vapeurs d'acétates d'éthyle et placés dans de l'alcool à 70%.

Les espèces rampantes observées autour ou au-dessous du cadavre ont été récoltées directement par une pince et transférées vers des boîtes contenant de l'alcool à 70 %.

b- les larves

Les larves ont été prélevées délicatement à l'aide d'une pince et réparties en deux groupes un groupe destiné à l'analyse toxicologique et l'autre à l'élevage. Ces dernières doivent être maintenues vivantes à sec (flacon à couvercle percé). Les larves utilisées pour les analyses toxicologiques ont été tuées avec de l'eau chaude (80-85 °C) et conservées dans des tubes fermés hermétiquement à -20 °C jusqu'à l'analyse.

b- Les pupes

Elles ont été directement prélevées par une pince et placées dans des récipients en plastique. Une partie des spécimens des pupes a été tuée et préservée dans de l'alcool à 70% et l'autre partie a été maintenue dans des flacons à couvercle percé jusqu'à l'émergence.

c- Le sol

Les échantillons de sol ont été pris chaque stade de décomposition au dessous et autour de l'animal. Ces échantillons ont été réalisés dans une zone de 10 cm de diamètre et 10-20 cm de profondeur. Les échantillons ont été pris à partir du sol des zones où l'activité des arthropodes est apparente. Des échantillons d'une distance de 2 à 3 m loin du cadavre ont été aussi pris. Le sol prélevé a été tamisé au laboratoire et observé sous loupe binoculaire pour chercher les insectes nécrophages.

5. L'élevage des larves

Des boîtes en plastique ont été utilisées avec des étiquettes portant la date et lieu du prélèvement, la date et l'heure de l'élevage, le numéro de la boîte et le nom du collecteur.

Dans chaque boîte du sable a été déposé sur lequel des tranches de viande de bœuf ont été placées. Les larves de chaque prélèvement ont été transférées dans les boîtes et recouverte avec un morceau de tulle.

Les boîtes ont été humidifiées avec de l'eau et maintenues jusqu'à l'émergence des adultes dans une enceinte climatique thermo régulée à 24°C ou règne une humidité relative de l'ordre de 70 % (figure 12).

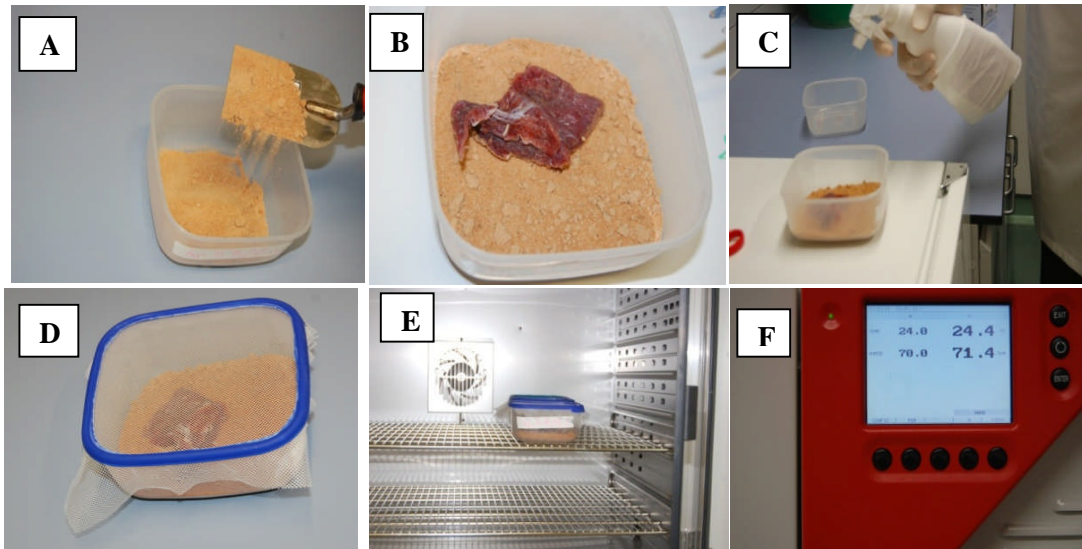


Figure 12 : Les principales Étapes utilisées dans la réalisation d'un élevage de larves des Diptères (photo original).

(A) Préparation des boîtes de sables ; (B) Placement de la tranche de viande et des larves ;(C) Humidification du contenu de la boîte ; (D) Protection de la boîte d'élevage ;(E) Placement des boîte dans une enceinte climatique ; (F) Enceinte climatique à 24 °C et 70 % d'humidité relative.

5.1. Estimation de l'intervalle *post-mortem*

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 du site. Pour qu'une mouche nécrophage puisse se développer, de l'oeuf à l'adulte, il lui faut une somme de températures, spécifique à l'espèce. Lorsque cette somme est atteinte, elle correspond au jour de ponte de l'espèce. Cette somme est calculée par la formule suivante :

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

T° : moyennes des températures/jour,

I : Indice ; température minimale nécessaire au développement de l'espèce (spécifique à l'espèce).

6. Préparation et Identification des espèces

6.1. Préparation des spécimens

a. L'épingle

L'épingle a été placée dans le spécimen, à un endroit qui varie selon l'ordre auquel l'insecte appartient. L'insecte a été placé à 25 mm de la pointe de l'épingle.

Chez les hyménoptères et chez les Diptères, l'épingle a été placée légèrement à droite sur le thorax, entre les ailes. Pour les Coléoptères, l'épingle a été enfoncée dans le premier tiers de l'élytre droit (figure 13).



Figure 13 : Epingle de coléoptère *Creophilus maxillosus* (Linnaeus, 1758) (original).

b. L'étalage

Cette étape consiste à disposer certaines parties du corps de l'insecte de façon à ce qu'on puisse les examiner facilement. Elle sert aussi à donner une position naturelle au spécimen (figure 14).



Figure 14 : Etalage de coléoptère *thanatophilus sinuatus* (Fabricius, 1775) (original).

c. L'étiquetage

Les insectes ont été ensuite piqués sur une planche de polystyrène et laissés sécher à l'air libre. Deux étiquettes portant l'information sur chaque spécimen ont été fixées.

6.2. Identification des espèces

L'identification des espèces a été réalisée au laboratoire en utilisant des loupes binoculaires et une source de lumière froide à l'aide des clés dichotomique d'identification des Diptères (Smith, 1986 ; Wyss et Cherix, 2013) ; *Calliphoridae* (Szpila, 2010, 2012) ; *Sarcophagidae*, *Muscidae*, *Fannidae* (Szpila et Andrezej, 2012). Pour l'ordre des Coléoptères, nous avons utilisé les clés de détermination décrites par (Auber 1999) et (Gomy et al., 2011). Pour les hyménoptères, nous avons suivi la clé proposée par Bernard (1999).

L'identification des spécimens a été confirmée par des spécialistes du laboratoire d'entomologie de l'INCC.

6.2.1. Identification des diptères

Le nombre de mouches mâle et femelles a été noté. L'adulte possède deux grands yeux composés. Les yeux de la femelle sont plus espacés que ceux du mâle (Gennard, 2012). Les principaux critères d'identifications des diptères adultes sont : la forme, la taille, la couleur du thorax, les appendices, les yeux, les stigmates, la nervation des ailes et l'implantation des soies, etc (Szpila, 2009 ; Gennard, 2012 ; Wyss et Cherix, 2013 ; Szpila et Andrezej, 2012).

6.2.2. Identification des coléoptères

Les principaux critères d'identification des coléoptères sont : forme, taille, couleur, pilosité, soies, épines, ornementation de la cuticule, antenne et autre appendices, pièce buccales, etc (Auber 1999 ; Gomy et al., 2011).

6.2.3. Identification des hyménoptères

Les principaux critères d'identification des hyménoptères sont : présence ou absence d'étranglement, longueur des antennes, forme et couleur de l'abdomen, pilosité, nervation alaire, etc (Bernard, 1999).

7. Analyses toxicologique

L'analyse de l'éthanol par chromatographie en phase gazeuse (GC) couplée à l'extraction en espace de tête (HS) avec une détection à ionisation de flamme (FID).

Le dosage des composés par analyse quantitative a été mis en œuvre avec la technique d'étalonnage interne. Pour ce faire, une quantité connue d'un étalon interne EI (solution d'acétonitrile 1000 $\mu\text{g.mL}^{-1}$) est rajoutée dans l'échantillon en début de protocole analytique.

La procédure analytique développée consiste en l'extraction de l'éthanol de l'échantillon analysé et son enrichissement dans le flacon de l'espace de tête contenant l'échantillon. Ensuite, l'extrait est injecté automatiquement dans la colonne au moyen d'une ligne de transfert afin d'être analysé par HSGC-FID.

Le dosage de l'alcool dans le sang a été réalisé en ajoutant 100 µl de l'étalon interne à 100 µl du sang.

Pour déterminer les concentrations d'éthanol dans les larves, deux grammes de larves de chaque cadavre y compris les témoins ont été pesées rapidement et placés dans des fioles ou elles étaient broyées avec 6 ml d'eau distillée pour former une solution aqueuse. Ensuite, 5 ml de l'étalon interne a été ajouté aux échantillons des larves (figure 15).

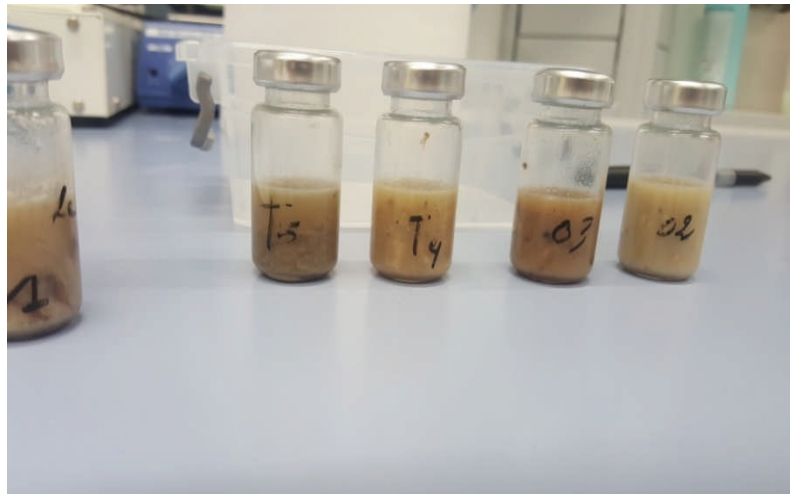


Figure 15 : Des fioles contenant des larves broyées dans des solutions aqueuses
(Original).

8. Analyse statistique

a. Test de Kruskal-Wallis

Le test de *Kruskal-Wallis* est une alternative non-paramétrique à l'ANOVA d'ordre Un. Il est utilisé pour comparer au moins trois échantillons, et tester l'hypothèse nulle suivant laquelle les différents échantillons à comparer sont issus de la même distribution ou de distributions de même médiane. Ainsi, l'interprétation du test de *Kruskal-Wallis* est très similaire à une ANOVA paramétrique d'ordre Un, sauf qu'il est basé sur les rangs au lieu des moyennes. Ce test a été appliqué avec le logiciel XLSTAT version 2013.3.05 afin de déterminer s'il existe une influence significative du stade de décomposition sur l'abondance des insectes nécrophages au seuil de probabilité de 5 %.

c. Test de Mann- Whitney U

Le test de *Mann-Whitney U* (équivalent de T-test) permet d'effectuer la comparaison de deux échantillons indépendants, de faibles effectifs, ne vérifiant pas la condition de « normalité ». Ce test a été réalisé à l'aide du logiciel XLSTAT version 2013.3.05 pour tester si l'effet d'alcool influe significativement l'abondance des insectes nécrophages au seuil de probabilité de 5 %.

9. Indices écologiques

9.1. La richesse totale (S)

Par définition, la richesse totale est le nombre d'espèces que compte un peuplement considéré dans un écosystème donné (Ramade, 1984). Elle représente un des paramètres fondamental, caractéristique d'un peuplement.

Pour la présente étude, la richesse totale est le nombre total des espèces obtenu à partir du nombre total des relevés (Filali, 2011).

9.2. L'abondance absolue

C'est le nombre d'individus d'une espèce dans une surface donnée.

9.3. L'abondance relative F (%)

L'abondance relative est le pourcentage des individus de l'espèce (n_i) par rapport au total des individus N , toutes espèces confondues (Filali, 2011).

$$F (\%) = n_i \times 100/N$$

n_i : nombre d'individus d'une espèce i .

N : nombre total d'individus toutes espèces confondues.

1. Synthèse climatique

A partir des relevés de température et pluviométrie enregistrées durant notre échantillonnage dans la station d'étude (Annexe 2), nous avons établis un diagramme ombrothermique afin de définir le climat régnant à cette saison.

1.1. Digramme ombrothermique

Le quotient ombrothermique nous dévoile une dominance de la température par rapport aux précipitations se qui favorise le processus de décomposition du cadavre et la prolifération de la faune nécrophage (Figure 16).

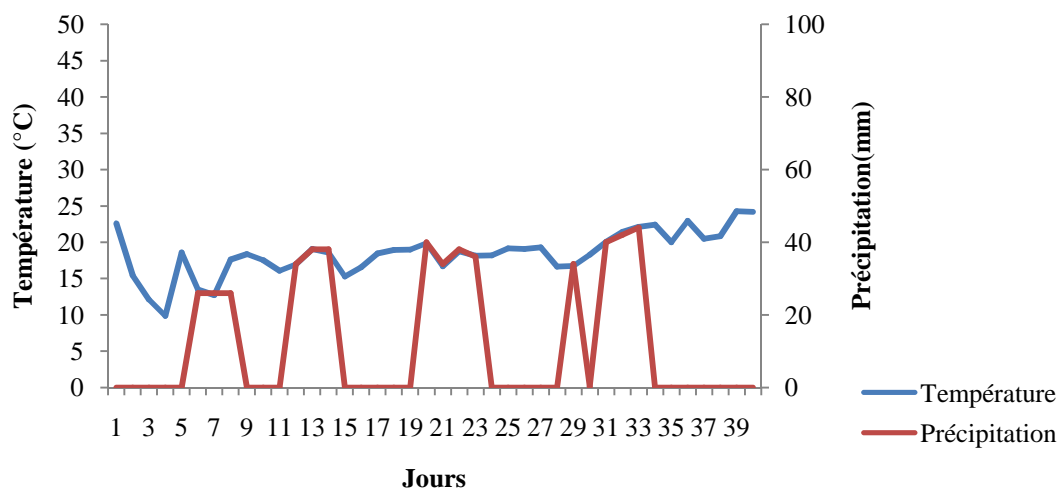


Figure 16: Diagramme ombrothermique de la station d'étude allant de moi d'avril jusqu'au mois 2016.

2. Évaluation de la durée de différents stades (en heures) dans le processus de décomposition d'un cadavre chez les témoins et les intoxiqués

2.1 – Résultats

Le processus de décomposition des lapins a été divisé en quatre étapes pour une meilleure compréhension. IL s'agit en l'occurrence du stade ou le cadavre est : frais, gonflé, putréfié et desséché. La durée de chaque stade est représentée dans le Tableau (05).

Tableau 05 : Durée approximative des stades de décomposition des cadavres intoxiqués et non intoxiqués en heure.

Les différentes Étapes de décomposition	Durée (heures)					
	Cadavre intoxiqué 01	Cadavre intoxiqué 02	Cadavre intoxiqué 03	Témoin 01	Témoin 02	Témoin 03
Frais	45 h	21h	45 h	45 h	45h	21h
Gonflé	72 h	72 h	48h	48h	48h	72h
Putréfié	216h	72h	72h	72	72	72h
Desséché	A partir de 333 h	A partir de 165 h	A partir de 165 h	A partir de 165h	A partir de 165h	A partir de 165h

2.2 – Interprétation

a. Cadavre frais

Ce stade commence au moment de la mort et se poursuit jusqu'à ce que le ballonnement soit évident. Aucun changement morphologique ne s'est produit, et aucune odeur de décomposition n'est ressentie. Le cadavre est caractérisé par un corps intact (Figure 17 A). Cette étape s'étale de 21 à 45 heures pour les intoxiqués et les témoins.

b. Cadavre gonflé

L'étape du gonflement commence le deuxième jour suivant le dépôt du cadavre et a duré 72 heures pour les cadavres intoxiqués 1 et 2 et le témoin 3, en revanche la même étape a duré 48 heures pour les l'intoxiqué 3 et les témoins 1 et 2. Elle commence par l'apparition du ballonnement du cadavre et se termine lorsqu'il se dégonfle. La putréfaction est la caractéristique principale du processus de décomposition, elle débute à ce stade (Figure 17B).

c. Cadavre putréfié

Le début de ce stade est marqué par la libération de gaz (NH_3 , CO_2 , NO_2 , H_2S), le dégonflement du cadavre, l'odeur de pourriture qui devient perceptible et forte et l'écoulement des fluides. L'étape se termine lorsque la plupart des débris sont relativement secs. La peau est généralement fissurée en un ou plusieurs endroits à cause de l'alimentation des larves de Diptères, permettant l'entrée de l'air. Ce dernier, à son tour facilite le processus de décomposition aérobie des protéines. La perte de poil est remarquable, en particulier dans les zones où les asticots manifestent une grande activité. Le sol sous le cadavre devient humide par l'activité fouisseuse des larves (Figure 17 C).

Ce stade a duré 72 heures (trois jours) pour les intoxiqués et les témoins, sauf le premier cadavre traité qui a duré 216 Heures (9 jours).

d. Cadavre desséché

Il s'agit de la dernière étape de décomposition. Le cadavre est constitué de la peau sèche, de la fourrure, du cartilage et des os (figure 17 D). L'odeur est généralement d'une peau d'animal séchée. La fin de cette étape est difficile à définir en raison de sa longue durée et le manque d'événements marquants. Durant la période d'étude, le dessèchement a été enregistré après environ 165 heures de dépôts des cadavres traités et non traités (environ 07 jours), sauf le cadavre 01 des traités, ce dernier a débuté son stade desséché après 333 heures (13 jours).

Pour vérifier l'effet de l'alcool sur la vitesse de décompositions pour les deux groupes de cadavres, nous avons utilisé le test de *Kruskal Wallis*.

Au seuil de probabilité 5% ; le test de *Kruskal Wallis* nous relève qu'il n'y a pas de différence significative entre la vitesse de décomposition des cadavres ($K = 0,508$; $ddl = 5$; $p = 0,0992$).

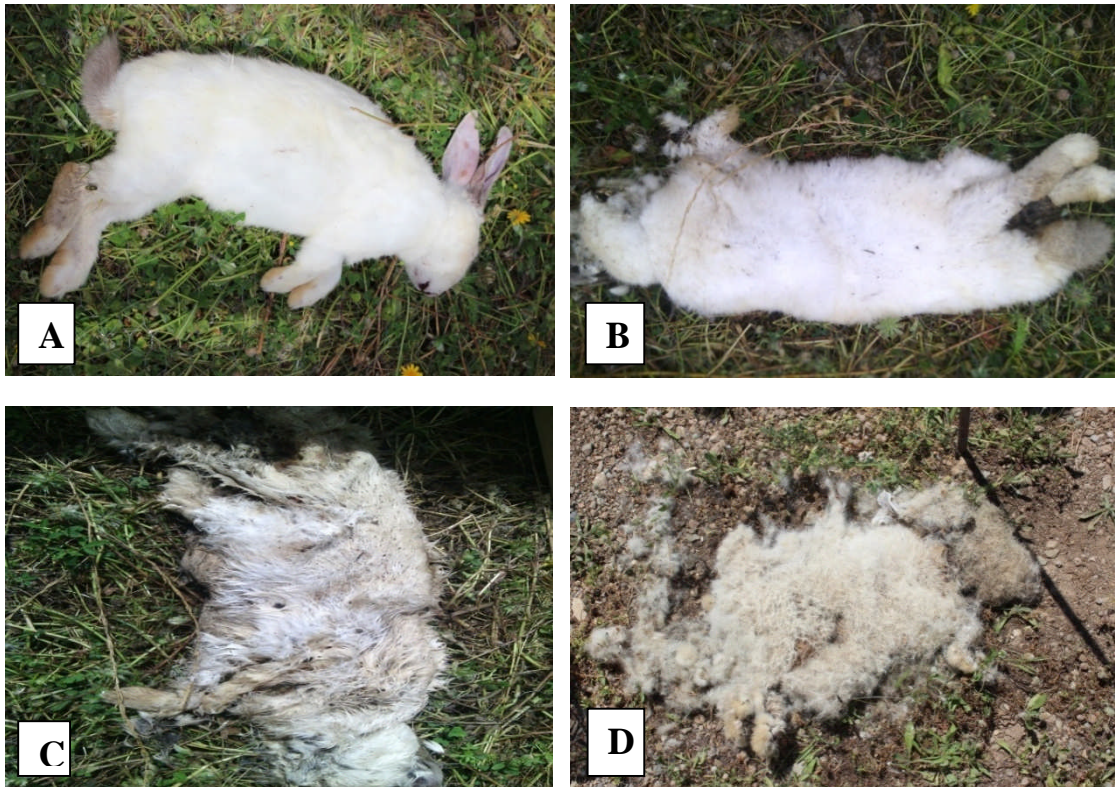


Figure 17: Les principaux Stades de décomposition des cadavres (Original)
 (A) Frais (B) Gonflé (C) Putréfié (D) Desséché.

3. Identification et dénombrement des principales espèces nécrophages capturées sur les cadavres témoins et intoxiqués

3.1 – Les principaux critères d’identifications utilisés dans la détermination des espèces capturés sur les témoins et les traités

a– Résultats

L’identification des adultes de diptères, coléoptères et des hyménoptères a été basée sur des critères morphologiques illustrés dans les figures suivants (de 18 à 30).

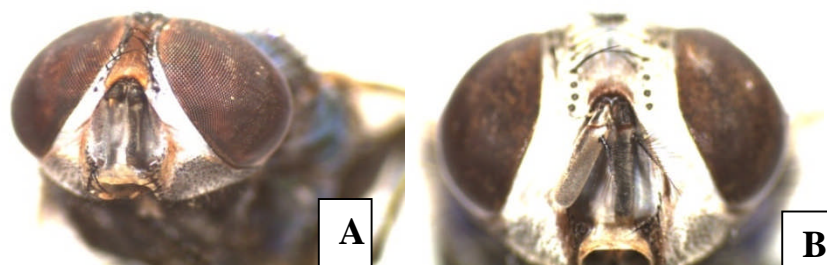


Figure 18 : Dimorphisme sexuel retrouvé chez la plupart des mouches d’importance forensique.

(A) Présence d’espace entre les yeux composés d’un mâle *Calliphoridae*.

(B) L’espace entre les yeux composés d’une femelle *Calliphoridae*.

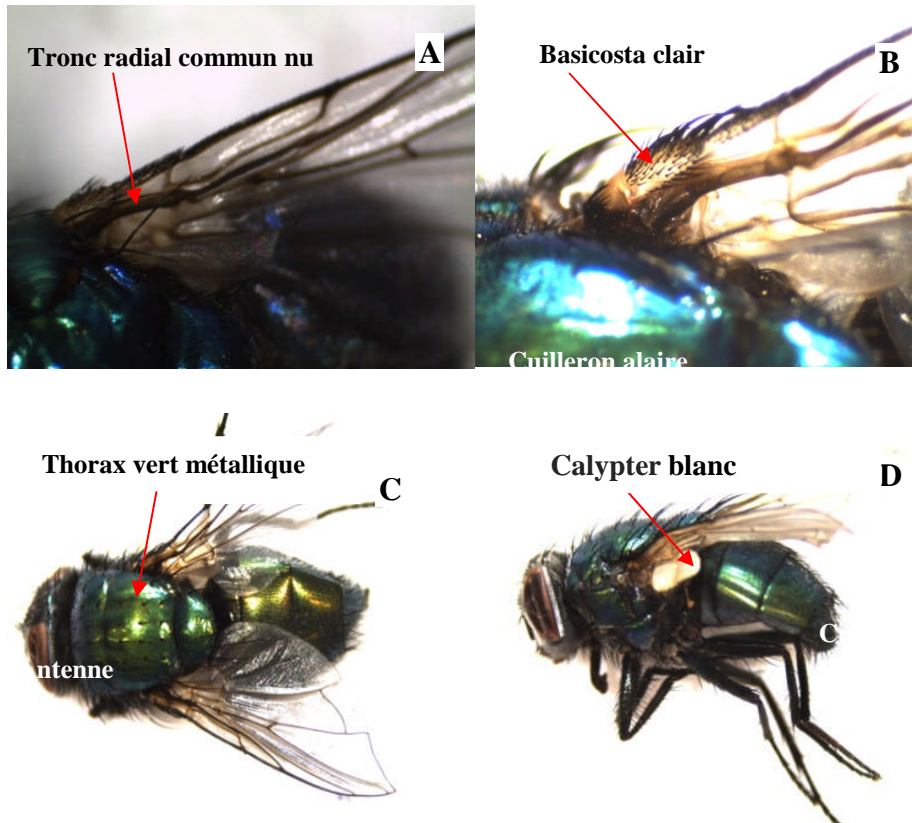


Figure 19: *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera : Calliphoridae).
 (A) Tronc radial commun (brachiolum) nu (B) Basicosta claire (C) thorax vert métallique (D) Calypter blanc.

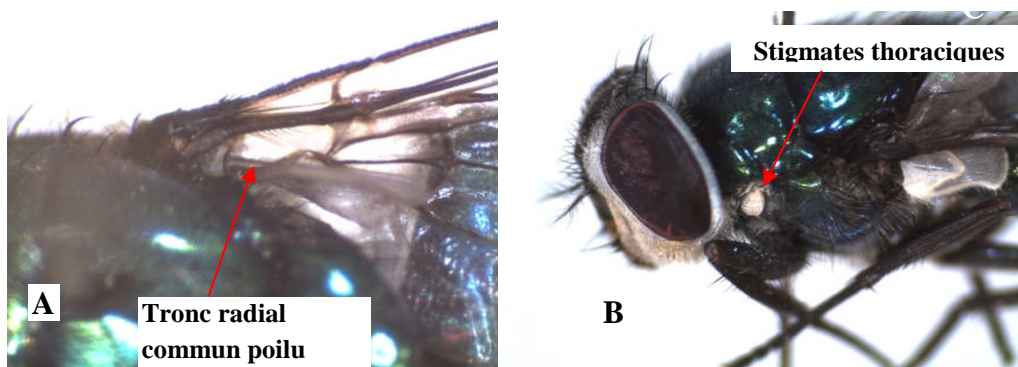




Figure 20: *Chrysomya albiceps* (Wiedermann, 1819) (Diptera : Calliphoridae).
 (A) Tronc radial commun (brachiolum) poilu (B) Stigmate thoracique antérieur jaune pâle (C) Bord antérieur de l'aile transparent.

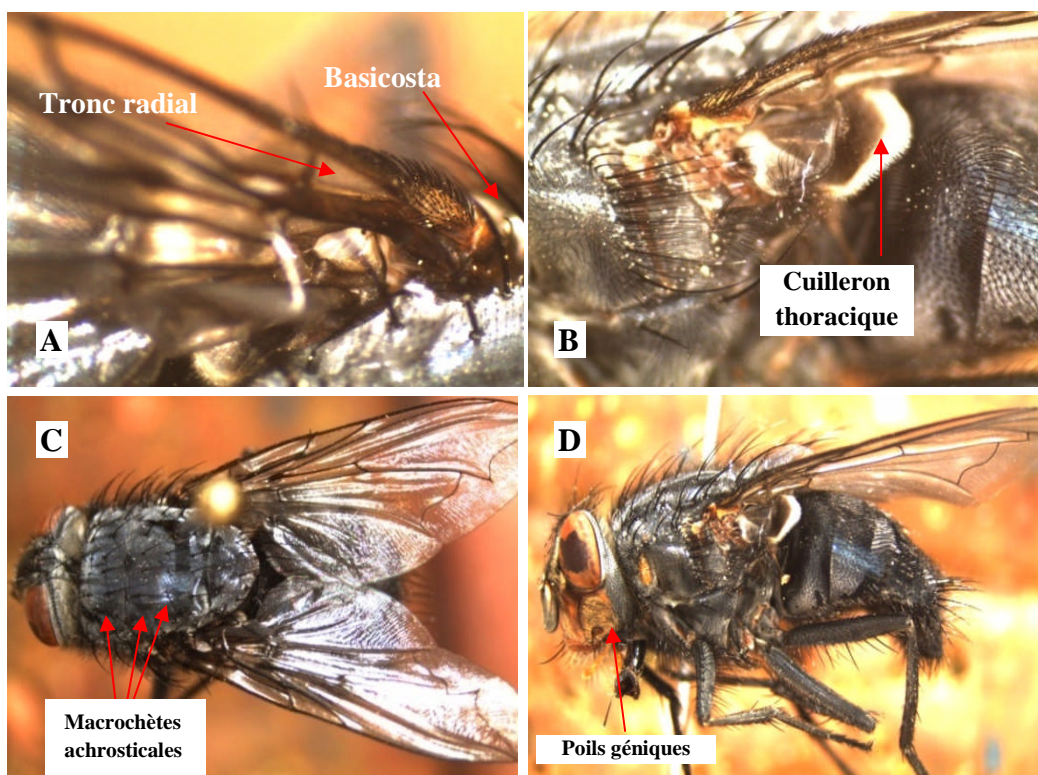


Figure 21 : *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoidy, 1830) (Diptera: Calliphoridae).
 (A) Basicosta jaune-orangé, tronc radial nu (B) Cuilleron thoracique noir (C) Trois paires de macrochètes achrosticales sur la zone postsutural (D) Poils géniques orangés.

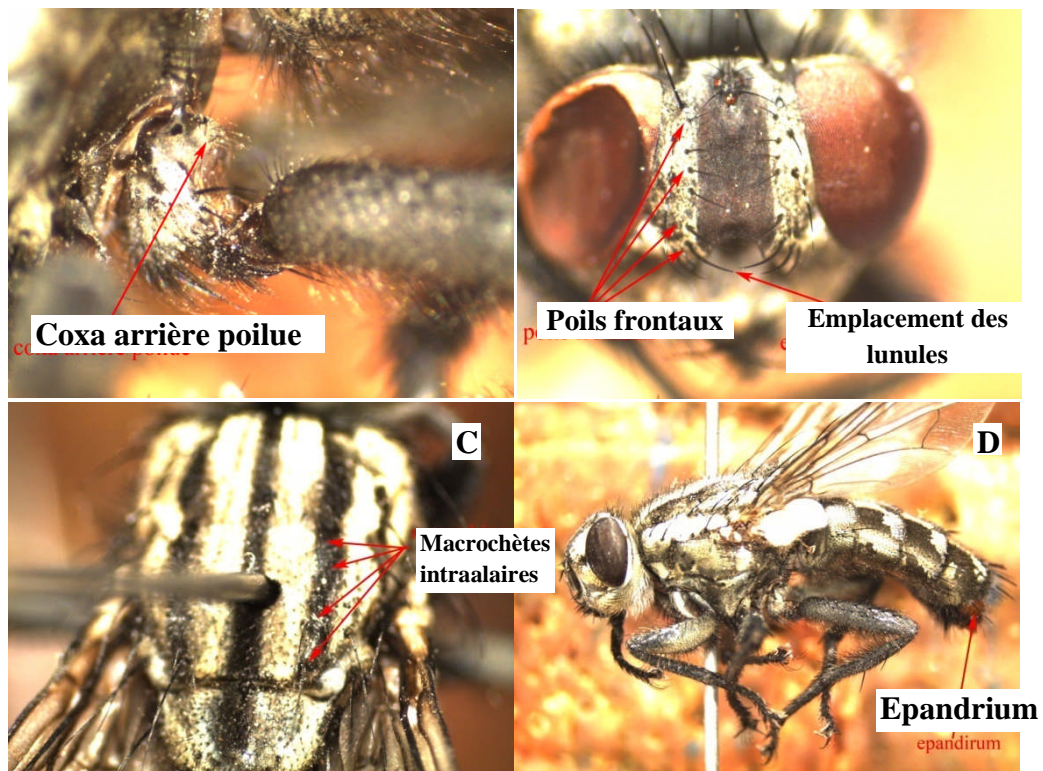


Figure 22 : *Sarcophaga africa* (Wiedemann, 1824) (Diptera : Sarcophagidae).
 (A) Coxa arrière poilue sur la face postérieure (B) Rangée de poils frontaux nettement incurvés vers l'extérieur à la lunule (C) 4-6 macrochètes intraalaires (D) Epandrium (tergite génitale) rouge-jaunâtre, abdomen avec motif à damier.



Figure 23 : *Muscina stabulans* (Fallén, 1817) (Diptera : Muscidae).
 (A) Fémurs et tibia orange (B) Scutellum orangé à l'apex.



Figure 24 : *Thanatophilus sinuatus*
(Fabricius, 1775) (Coleoptera : *Silphidae*)

Pronotum noir à surface inégale recouverte d'une pilosité,

elytres à bord basal s'étendant en une petite épine saillante à l'épaule.



Figure 25: *Saprinus sp*
(Coléoptera : *Histeridae*)
Elytres courts ne recouvrant que cinq des sept tergites de l'abdomen.



Figure 26: *Dermestes frischii*
(Kugelann, 1792) (Coleoptera :
Dermestidae)

Corps pubescent, pronotum pubescent de blanc sur les côtés.



Figure 27: *Créophilus maxillosus* (Linnaeus, 1758)
(Coleoptera : *Staphylinidae*) ;

Elytres courtes, Elytres et abdomen portant des soies noires et grises,

Tête et pronotum glabres.



Figure 28: *Necrobia uffipe* (Coleoptera : Cléridae) .



Figure 39: *Trox perlatus* (Coleoptera : Torgidae).

L'ordre des Hyménoptères

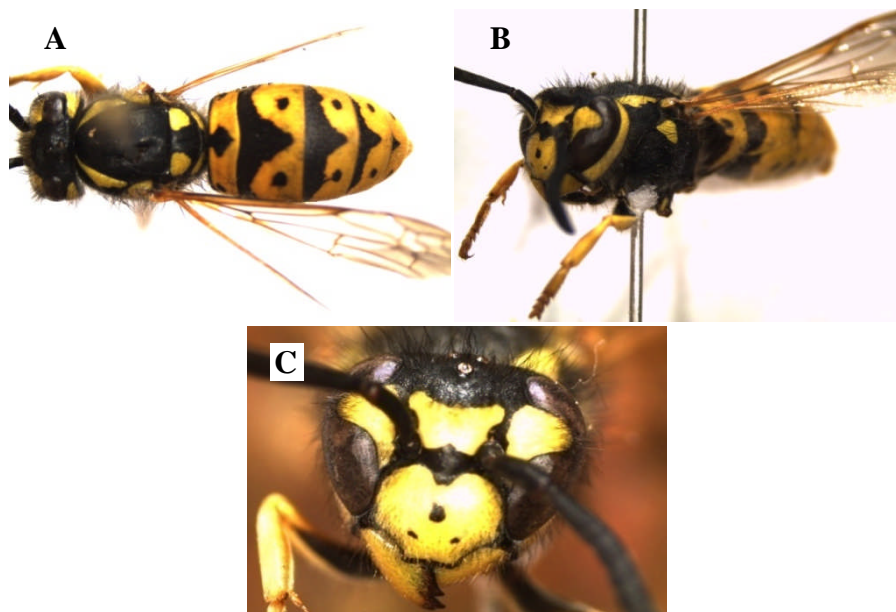


Figure 30: *Vespula germanica* (Fabricius, 1793) (Hymenoptera : Vespidae).
(A) Alternances de bandes noires et jaunes, points noirs sur l'abdomen indépendants des lignes noires (B) et (C) Trois petits points noirs caractéristiques sur la face.

3.2 Identification de principales espèces capturées sur les cadavres intoxiqués et les témoins, estimation des indices écologiques

a- Résultats

Durant notre étude nous avons identifié 2216 espèces d'insectes répartir en 41 taxons (tableau 06)

Tableau 06 : Identification et dénombrement de différentes espèces de diptères capturées sur les cadavres intoxiqués et témoins.

Ordre	Famille	Espèces	Nombre d'espèces capturés	
			Chez les intoxiqués	Chez les témoins
Diptères	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	408	294
		<i>Chrysomya albiceps</i>	44	39
		<i>Pollenia sp</i>	47	21
		<i>Calliphora vicina</i>	41	66
		<i>Lucilia silvarum</i>	01	01
		<i>Chrysomya mégacéphala</i>	01	--
	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>	21	13
		<i>Muscina stabulans</i>	74	66
		<i>Hydrotaea (opyhra) capensis</i>	93	74
		<i>Hydrotaea (ophyra) aenescence</i>	12	16
		<i>Hydrotaea (ophyra) Ignava</i>	06	--
		<i>Wohlfornia nuba</i>	01	--
		<i>Muscina sp1</i>	09	04
		<i>Muscina sp2</i>	02	--
		<i>Muscina prolapsa</i>	09	13
		<i>Phaonia</i>	14	06
	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>	06	10
		<i>Sarcophaga protuberance</i>	06	12
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	01	02
	<i>Fannidae</i>	<i>Fannia canicularis</i>	03	02
		<i>Fannia lustrator</i>	02	01
		<i>Fannia sp</i>	02	01
	<i>Anthomyiidae</i>	<i>Delia sp</i>	18	16
		<i>Anthomyia sp1</i>	02	03
		<i>Anthomyia pluvialis</i>	09	11
		<i>Anthomida Sp2</i>	10	01
	<i>Piophilidae</i>	<i>Piophila sp</i>	02	06
	<i>Sepsidae</i>	<i>Sepsis sp</i>	03	--
	<i>Dermestidae</i>	<i>Dermestes frischi</i>	90	58
		<i>Staphylinidae</i>	<i>Créophilus maxillosus</i>	28
<i>Philonthus sp</i>			79	44

Coléoptères				
	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus</i> sp.	78	22
	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	68	31
		<i>Silpha tristis</i>	39	03
	<i>Torgidae</i>	<i>Trox perlatus</i>	01	--
	<i>Cléridae</i>	<i>Nécrobia violacea</i>	02	02
		<i>Necrobia ruffipes</i>	02	02
Hyménoptères	<i>Fourmicidae</i>	---	63	41
	<i>Vespidae</i>	<i>Vespula germanica</i>	02	06
	<i>Ichneumonidae</i>	<i>Ventruria canescence</i>	02	01
	<i>Ptéromalidae</i>	<i>Nassonia vitripennis</i>	04	--
<i>total</i>			1305	911

b. Interprétation :

Chez les individus intoxiqués nous avons dénombré 1305 espèces appartenant à trois ordres et qui sont : l'ordre des : Diptères, Coléoptères et Hyménoptères tandis que l'effectif total des espèces capturés des cadavres témoins est 911 espèces appartenant aux mêmes ordres.

3.3 – Estimation des indices écologiques sur le peuplement capturés sur lapins intoxiqués et témoins

3.3.1 - Évaluation de la richesse spécifique des espèces capturés chez les intoxiqués et les témoins

3.3.1.1 – Chez les intoxiqués

a- Résultats

D'après le tableau (06) nous avons calculé la richesse spécifique les résultats sont reportés dans le tableau 07.

Tableau 07 : la richesse total et moyenne chez les cadavres intoxiqués.

Cadavre	Richesse total (S)	Nombre total d'individus (Ki)	Nombre de relevés (N)	Richesse moyenne(S')
Intoxiqués	41	1305	30	31.83

b- Interprétation

D'après le tableau (07) nous remarquons que la richesse moyenne est de 31,83%, cette dernière révèle que la diversité des espèces est très faible sur les cadavres intoxiqués.

1.2 - Chez les témoins

a- Résultats

D'après le tableau (06) nous avons calculé la richesse spécifique les résultats sont reportés dans le tableau 08.

Tableau 08 : Estimation de la richesse total et moyenne chez les cadavres témoins.

Cadavre	Richesse total (S)	Nombre total d'individus (Ki)	Nombre de relevés (N)	Richesse moyenne(S')
Intoxiqués	33	911	30	30.36

b- Interprétation

D'après le tableau 08 nous remarquons que la richesse moyenne est plus faible que celle trouvé chez les intoxiqués (30.36) soit une différence de (1.47).

3.4 - Évaluation de l'abondance absolue (AA) et relative (AR) des espèces capturée sur les cadavres intoxiqués et témoins

3.4.1 Chez les intoxiqués

a- Résultats

Trois groupes d'espèces appartenant aux ordres : des Diptères, des Coléoptères et des Hyménoptères ont été retrouvées (Tableau 09).

Tableau 09: l'abondance absolue et relative des espèces capturées des cadavres intoxiqués.

Ordre	Famille	Espèce	1		2		3		Total		
			AA	AR (%)	AA	AR (%)	AA	AR (%)	AA	AR (%)	
Diptères	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	30	11.11	06	02.08	08	02.75	44	5.17	
		<i>Pollenia sp</i>	15	05.55	30	10.71	02	0.68	47	5.53	
		<i>Lucilia sericata</i>	76	28.14	147	51.04	185	63.79	408	48.06	
		<i>Calliphora vicina</i>	11	04.07	11	03.81	19	06.55	41	4.83	
		<i>Lucilia silvarum</i>	-	-	-	-	01	0.34	01	0.11	
		<i>Chrysomya mégacéphala</i>	-	-	01	0.34	-	-	01	0.11	
	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga africa</i>	03	01.11	01	0.34	02	0.68	06	0.70	
		<i>Sarcophaga protuberance</i>	05	01.85	-	-	01	0.34	06	0.70	
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	-	-	-	-	01	0.34	01	0.11	
			<i>Musca domestica</i>	02	0.74	12	04.16	07	02.41	21	2.47
			<i>Muscina stabulans</i>	35	12.96	31	10.76	08	02.75	74	8.72

	Muscidae	<i>Hydrotaea (ophyra) capensis</i>	56	20.74	20	06.94	17	05.86	93	10.95	
		<i>Hydrotaea (ophyra) aenescence</i>	09	03.33	02	0.69	01	0.34	12	1.41	
		<i>Hydrotaea (ophyra) Ignava</i>	06	02.22	-	-	-	-	06	0.71	
		<i>Wohlformia nuba</i>	-	-	-	-	01	-	01	0.11	
		<i>Muscina sp1</i>	-	-	01	0.34	08	02.75	09	1.06	
		<i>Muscina sp2</i>	-	-	02	0.69	-	-	02	0.23	
		<i>Muscina prolapsa</i>	01	0.37	07	02.43	01	0.34	09	1.06	
		<i>Phaonia</i>	07	02.59	-	-	07	02.41	14	1.64	
	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	02	0.74	-	-	01	0.34	03	0.35	
		<i>Fannia lustrator</i>	02	0.74	-	-	-	-	02	0.23	
		<i>Fannia sp</i>	02	0.74	-	-	-	-	02	0.23	
	Anthomyiidae	<i>Delia sp</i>	01	0.37	11	03.81	06	02.06	18	2.12	
		<i>Anthomyia sp1</i>	02	0.74	-	-	-	-	02	0.23	
		<i>Anthomyia pluviialis</i>	01	0.37	03	01.04	05	01.72	09	1.06	
		<i>Anthomida Sp2</i>	-	-	03	01.04	07	02.41	10	1.17	
	Piophilidae	<i>Poiphila sp</i>	01	0.37	-	-	01	0.34	02	0.23	
	Sepsidae	<i>Sipsis sp</i>	03	01.11	-	-	-	-	03	0.35	
	Total			270	100	288	100	290	100	848	100
	Coléoptère	Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>	33	15.71	18	30	39	33.33	90	23.26
		Staphylinidae	<i>Créophilus maxillosus</i>	05	02.38	09	15	14	11.96	28	7.24
			<i>Philonthus sp</i>	45	21.42	20	33.33	14	11.96	79	20.41
		Histeridae	<i>Saprinus sp.</i>	40	19.04	10	16.66	28	23.93	78	20.15
		Silphidae	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	48	22.85	03	5	17	14.53	68	17.57
<i>Silpha tristis</i>			37	17.61	-	-	02	1.70	39	10.10	
Torgidae		<i>Trox perlatus</i>	-	-	-	-	01	0.85	01	0.26	
Cléridae		<i>Nécrobia violacea</i>	-	-	-	-	02	1.70	02	0.52	
	<i>Necrobia ruffipes</i>	02	0.95	-	-	-	-	02	0.52		
Total			210	100	60	100	117	100	387	100	
Hyménoptères	Fourmicidae	-	21	75	26	100	16	94.11	63	88.73	
	Vespidae	<i>Vespula germanica</i>	01	3.57	-	-	01	5.88	02	2.81	

<i>Ichneumonidae</i>	<i>Ventruria canescence</i>	02	7.14	-	-	-	-	02	2.81
<i>Ptéromalidae</i>	<i>Nassonia vitripennis</i>	04	14.22	-	-	-	-	04	5.63
Total		28	100	26	100	17	100	71	100

b. Interprétation

Huit cent quarant huit (848) espèce de diptères répartis en 28 taxons ont été capturées et identifiées durant les périodes de piégeage. Trois cent quatre vingt sept (387) espèces de coléoptères répartie en 07 taxons et soixante et anse (71) espèces d’hyménoptères repartie en 06 taxons.

L’ordre des Diptères était le plus conséquent, les familles les plus fréquemment rencontrées sont : Les *Calliphoridae*, *Muscidae* avec respectivement (64.05 %) et (26.72 %) des effectifs totaux, suivie par les *Anthomyidae* et les *Sarcophagidae* avec (4.85 %) et (1.51%) respectivement, puis les *Fanniidae* (0.81%) et enfin les *Piophilidae* (0.23%) (Figure 31).

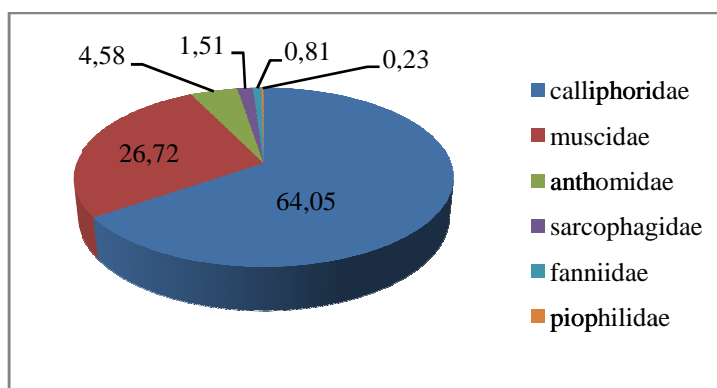


Figure 31: Répartition des différentes familles de l’ordre de Diptères capturés sur le groupe des lapins intoxiqués.

Concernant les coléoptères, les familles les plus représentatifs étaient : les *Silphidae*, les *Staphylinidae* avec respectivement (27.67%), (27.64%) des effectifs totaux suivie par les *Dermestidae* et *Histeridae* avec (23.26%) et (20.15%) respectivement (figure 32).

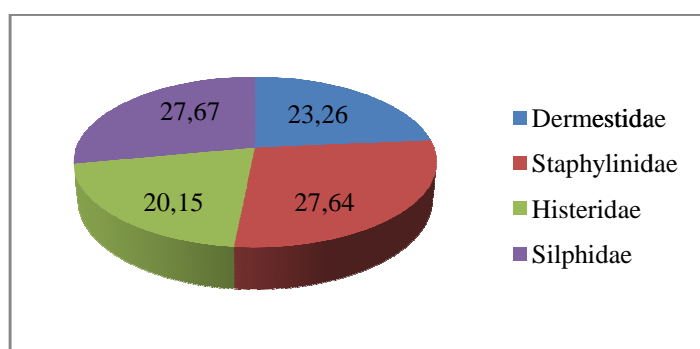


Figure 32 : Répartition des familles de l’ordre de coléoptères capturés sur le groupe des lapins intoxiqués.

3.4.2. Chez les témoins

a- Résultats

Trois groupes d'espèces appartient aux ordres des Diptères, des Coléoptères et des Hyménoptères ont été retrouvés, avec prédominance des Diptères (Tableau 10).

Tableau 10 : abondance relative et absolus des espèces capturées des cadavres témoins.

Ordre	Famille	Espèce	Cdv1		Cdv2		Cdv3		Total	
			AA	AR%	AA	AR%	AA	AR%	AA	AR%
Diptère	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i>	23	8.58	14	6.51	02	1.03	39	5.76
		<i>Pollenia sp</i>	09	3.35	11	5.11	01	0.51	21	3.10
		<i>Lucilia sericata</i>	123	45.89	73	33.95	98	50.51	294	43.42
		<i>Calliphora vicina</i>	24	8.95	15	6.97	27	13.91	66	9.74
	Sarcophagidae	<i>Sarcophaga africa</i>	02	0.89	04	1.86	03	1.55	10	1.47
		<i>Sarcophaga protuberance</i>	01	0.37	09	4.1	02	1.03	12	1.76
		<i>Sarcophaga carnaria</i>	01	0.37	-	-	01	0.51	02	0.29
	Muscidae	<i>Musca domestica</i>	03	1.11	08	3.72	02	1.03	13	1.92
		<i>Muscina stabulans</i>	26	9.70	24	11.16	16	8.25	66	9.74
		<i>Hydrotaea (ophyra) Capensis</i>	38	14.18	21	9.76	15	7.73	74	10.92
		<i>Hydrotaea(ophyra) aenescence</i>	03	1.11	07	3.25	06	3.09	16	2.35
		<i>Muscina spl</i>	-	-	-	-	04	-	04	0.58
		<i>Muscina prolapsa</i>	05	1.86	06	2.79	02	1.03	13	1.92
		<i>Phaonia</i>	-	-	06	2.79	-	-	06	0.89
	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i>	-	--	02	0.93	-	-	02	0.29
		<i>Fannia lustrator</i>	-	--	01	0.46	-	-	01	0.15
		<i>Fannia sp</i>	01	0.37	-	-	--	--	01	0.15
	Anthomyiidae	<i>Delia sp</i>	04	1.49	05	2.32	07	3.60	16	2.36
		<i>Anthomyda spl</i>	-	-	01	0.46	2	1.03	03	0.44
		<i>Anthomyia pluvialis</i>	05	1.86	02	0.93	04	2.06	11	1.62
		<i>Anthomyda</i>	-	-	-	-	01	0.51	01	0.15

		Sp2								
	<i>Piophilidae</i>	<i>Poiphila sp</i>	-	-	06	2.79	-	-	06	0.89
Total			268	100	215	100	194	100	677	100
Coléoptères	<i>Dermestidae</i>	<i>Dermestes frischii</i>	20	29.41	21	32.81	17	31.48	58	31.18
	<i>Staphylinidae</i>	<i>Creophilus maxillosus</i>	06	8.83	13	20.31	05	9.26	24	12.90
		<i>Philonthus sp</i>	25	36.76	08	12.02	11	20.37	44	23.65
	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus sp.</i>	07	10.29	11	17.19	04	7.41	22	11.83
	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	10	14.71	06	9.38	15	27.77	31	16.66
		<i>Silpha tristis</i>	-	-	03	4.69	-	-	03	1.61
	<i>Cléridae</i>	<i>Nécrobia violacae</i>	-	-	02	3.12	-	-	02	1.07
<i>Nécrobia ruffipes</i>		-	-	-	-	02	3.70	02	1.07	
Total			68	100	64	100	54	100	186	100
Hymenopteres	<i>Fourmicidae</i>	-	12	80	12	85.71	17	89.74	41	87.23
	<i>Vespidae</i>	<i>Vespula germanica</i>	03	20	01	7.14	02	10.52	06	12.76
	<i>Ichneumonidae</i>	<i>Ventruria canescence</i>	-	-	01	7.14	-	-	01	2.12
Total			15	100	14	100	19	100	47	100

b. interprétation

Six cent soixante dix sept (677) espèces de diptères répartie en 22 taxons avec cent quatre-vingt six (186) espèces de coléoptères répartie en 07 taxons et quarante sept (47) espèces d’hyménoptères en été capturés et identifiés en 06 taxons.

Dans ce groupe, les familles de l’ordre de diptères les plus présentes sont les *Calliphoridae* et les *Muscidae*, respectivement 62.19 % et 27.47 % des effectifs totaux, suivies par les *Anthomyidae* et les *Sarcophagidae* avec 4.58 % et 3.40 % respectivement, puis les *Piophilidae* avec un pourcentage de 1.77% et enfin les *Fanniidae* par 0.59 % des effectifs totaux (Figure 33).

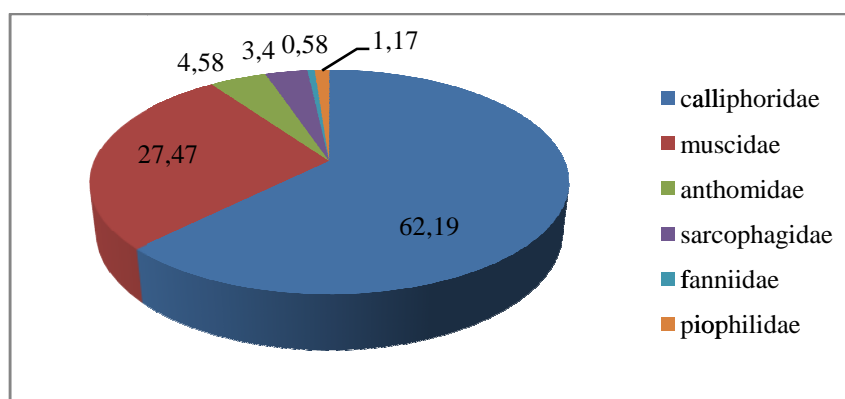


Figure 33: Identification des familles de l’ordre de Diptères capturés de groupe des lapins témoins.

Pour les Coléoptères, la famille des *staphylinidae* était la plus présente (36.55 %) suivie par la famille des *Dermestidae* (31.18%), puis les *Silphidae* (18.27%) et enfin les *Histeridae* (11.83%) (Figure 34).

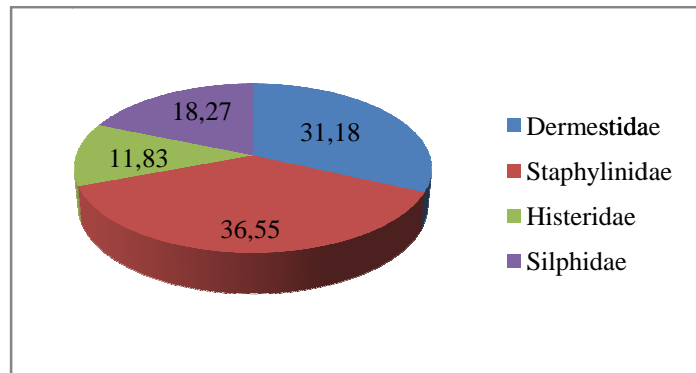


Figure 34 : Identification des familles de l'ordre de coléoptères capturés de groupe des lapins témoins.

Pour la catégorie des intoxiqués, l'espèce *Lucilia sericata* était la plus dominante avec (48.06 %) d'abondance suivie par *Hydrotaea (ophyra) Capensi* par (10.95 %), et *muscina stabulansavec* (8.72%) (figure 36).

Chez les cadavres témoins, l'espèce la plus fréquente c'est *Lucilia sericata* avec une abondance relative de 43.42% suivie par *Hydrotaea (o²phyra) capensis* 10.92 %. Ensuit *Calliphora vicina* et *Muscina stabulance* par le même pourcentage 66.74% (figure 35).

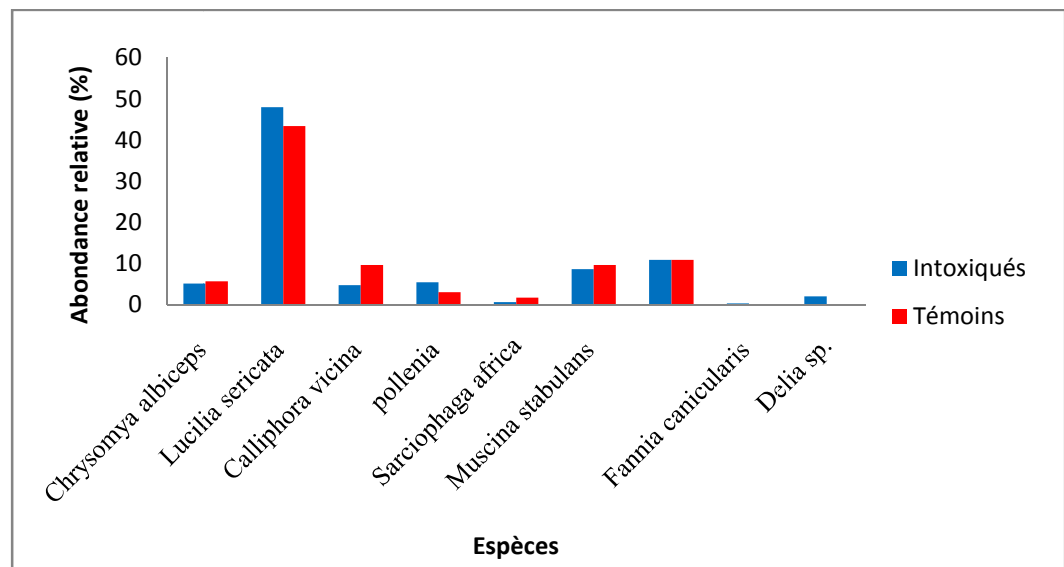


Figure 35: Diagramme d'abondance relative (%) des principales espèces de diptères capturées.

L'espèce de *dermestes frischii* était la plus dominante chez les traités par (23.26 %) suivie par *philonthus sp* (20.41%), *saprinus sp* (20.15%), *thanatophilus sinuatus* (17.57%) (figure 36).

Chez les non traités, les espèces les plus fréquentes sont représentées par *Dermeste frischii* (31.18%) et *Philonthus sp* (23.65%). *Silpha tristis* (1.61%) et *saprinus sp*(11.83%) ont été les moins fréquentés dans ce groupe (figure 36).

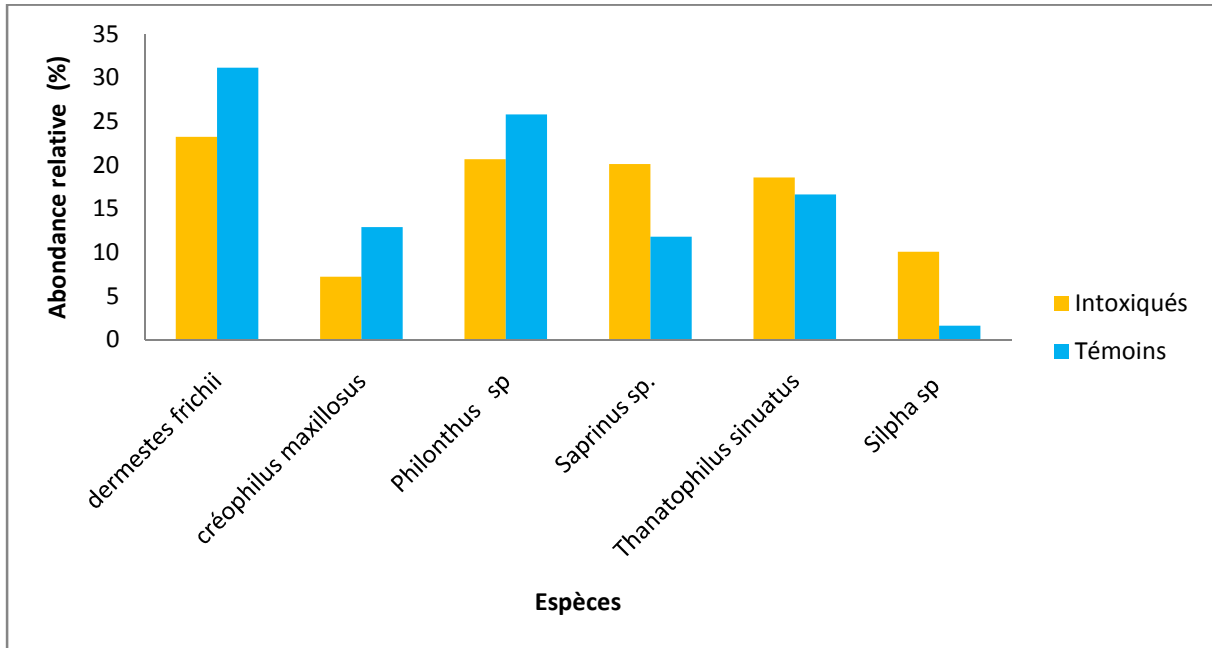


Figure 36 : Diagramme d'abondance relative (%) de principales espèces de coléoptères capturées.

Au seuil de probabilité alpha 0,05 le test de Mann-Whitney nous montre qu'il n'y a pas de différence significative de l'abondance de la faune cadavérique entre les cadavres intoxiqués et les témoins ($U = 240,5$; $Z = 11534,98$; $p = 0,088$).

4- Identification et dénombrement de la pédofaune autour des cadavres intoxiqués et témoins

4.1 Identifications des espèces

Les espèces capturées à différents niveaux aux alentours des cadavres nous a permis d'identifier principalement des larves de diptères de 2ème et de 3ème stade, des pupes de diptères vides et des exuvies d'acariens. Ainsi que des coléoptères, des Fourmies, des araignées et plusieurs microorganismes vivant dans le sol (tableau 11).

Tableau 11 : l'identification des spécimens capturés au niveau du sol aux alentours des cadavres (intoxiqués et témoins) en fonction des périodes d'échantillonnages.

La date	Cadavre	Sous le cadavre	Au tour du cadavre (2 à 3 m)
25/04/2016	1	Pas d'espèces	Pas d'espèces
	2		
	3		
	Témoin1		
	Témoin2		
02/05/2016	1	Pas d'espèce.	Pas d'espèces
	2	Des larves de stade L2 ET L3.	
	3	Quelque larve de L3 et une pupa vide.	
	Témoin1	Des larves de stade L2 et L3	
	Témoin2	Pas d'espèce.	
03/05/2016	1	pas d'échantillon de sol.	2 pupes vides.
	2	plusieurs pupes vides, araignée et les restes des mouches morts.	4 pupes vides.
	3	Pas d'espèces.	Araignée vivant et 1 seul pupa vide.
	Témoin1	Une pupa vide.	
	Témoin2	Pas d'espèces.	Une pupa vide.
05/05/2016	1	pupa vide, fourmis et l'exuvie d'acarier.	Pas d'échantillon de sol.
	2	Araignée, pupes vides, l'exuvie d'acarier et des restes des mouches morts	Pas d'espèces vivantes et pas de pupes
	3	Plusieurs pupes vides, Coléoptère (<i>dermestes frischii</i>), Larve de coléoptères.	Plusieurs pupes vides(10) Exuvies d'acariens
	Témoin1	Fourmis et des restes des mouches morts.	Pas d'espèces.
	Témoin2	Plusieurs pupes vides, fourmis, exuvie d'acarier.	Pas d'espèces.
	Témoin3	Pas d'échantillon.	3 Pupa vide.
	10/05/2016	1	Pas d'espèces
2			
3			
Témoin1			
Témoin2			
18/05/2016	1	Pas d'espèces	Pas d'espèces
	2	Pas d'espèces	
	3	Plusieurs pupes vides, exuvie d'acarier et des micros organismes.	
	Témoin3		

Témoins1	Deux pupes vides.	
Témoins2	Pas d'espèces.	
Témoins3	Pas d'espèces.	Pas d'espèces.

4.2 Succession des insectes capturés

a- Résultats

L'aspect de la succession des insectes capturés est illustré dans les tableaux 12 et 13.

Tableau 12: Matrice d'occurrence des insectes sur les cadavres intoxiqués selon les stades de décomposition.

Stade Espèce	Stade de décomposition											
	Frais			gonflement			Purification			Sec		
Cadavre	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3
<i>L.sericata</i>	03	31	80	36	96	55	29	19	44	--	--	--
<i>C. vicina</i>	--	02	02	07	07	06	03	01	11	01	01	--
<i>Ch. Albiceps</i>	--	--	--	--	01	--	25	01	05	01	03	--
<i>Muscina stabulans</i>	--	03	03	03	04	--	28	06	01	03	01	02
<i>Musca domestica</i>	--	00	--	01	05	03	01	07	02	--	--	--
<i>Delia sp</i>	--	11	--	01	00	06	--	--	--	--	--	--
<i>Pollenia sp</i>	--	--	--	--	30	02	--	--	--	15	--	--
<i>Musina sp 1</i>	--	01	--	--	--	08	--	--	--	--	--	--
<i>Muscina sp 2</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Hydrotaea (ophyra) capensis</i>	--	--	01	--	07	--	51	13	04	--	16	03
<i>Hydrotaea(ophyra) aenescence</i>	--	--	--	--	--	--	09	02	01	--	--	--
<i>Sarcophaga africa</i>	--	--	--	--	--	--	01	01	--	--	04	--
<i>Sarcophaga carnaria</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	00	--
<i>Sarcophaga protuberance</i>	--	--	01	02	--	--	02	--	--	--	05	--
<i>Muscina prolapsa</i>	--	--	--	--	--	--	01	03	01	--	--	02
<i>Anthomyda sp 1</i>	--	--	05	02	03	--	--	--	--	--	--	01
<i>Fannia canicularis</i>	--	--	--	02	02	01	--	--	--	--	--	--
<i>Fannia lustrator</i>	--	--	--	--	--	--	02	--	--	--	--	--
<i>Fannia sp</i>	--	--	--	--	--	--	00	--	--	--	--	--
<i>Dermestes frischi</i>	--	--	--	--	07	--	22	06	12	07	12	16
<i>Créophillus maxillosus</i>	--	--	--	--	--	--	05	09	08	--	--	06
<i>Philonthus sp</i>	--	--	--	--	--	--	13	12	00	03	00	04
<i>Saprinus semistriatus</i>	--	--	--	--	--	--	14	00	09	02	06	08
<i>Silpha tristis</i>	--	--	--	--	--	--	15	00	--	--	--	--
<i>Thanatophilus sinuatus</i>	--	--	--	--	--	--	27	03	11	01	03	08
<i>Nécrobia violacae</i>	--	--	--	--	--	--	02	--	--	--	--	--
<i>Nécrobia ruffipes</i>	--	--	--	--	--	--	--	--	02	--	--	--

b- Interprétation

Pour ce groupe des intoxicqués, les Diptères étaient les premiers insectes qui arrivent aux cadavres quelques heures après leur emplacement, *Lucilia sericata* était présente en grand nombre pendant tout les stades de décomposition.

Calliphora vicina et *Muscina stabulans* et *Musca domestica* étaient présente à l'état frais avec un nombre limité, à l'état de gonflement et purification le nombre de ces derniers s'accrus d'une façon remarquable puis leur activité a décliné à l'état sec.

Chrysomya albiceps et *Hydrotaea (ophyra) capensis* et *Hydrotaea(ophyra) aenescence* étaient présentes uniquement au stade de purification avec un nombre important suivie par une diminution à l'état sec.

Pollenia sp et *Delia sp* ont été observé au stade de gonflement avec un nombre limité.

Sarcophagidae, leur présence a été noté au stade de gonflement jusqu'au dernier stade de décomposition au nombre très limité.

Les *Anthomyidae* et des *Fannidae*, on était observe à la fin du stade de gonflement et début de purification.

Concernent les coléoptères nous les avons observé au début de stade de purification avec un nombre limite puis ce denier c'est élevé au fil du temps.

Tableau 13: Matrice d'occurrence des diptères sur les cadavres témoins selon les stades de décomposition.

←————— *Stade de décomposition* —————→

Stade Espèce	Frais			gonflement			Putrification			Sec		
	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3
Cadavre												
<i>L.sericata</i>	32	16	09	91	18	20	0	25	07	--	26	--
<i>C. vicina</i>	04	02	--	16	01	18	02	07	06	--	05	03
<i>Ch. Albiceps</i>	00	01	--	13	02	--	13	04	02	--	09	--
<i>Muscina stabulans</i>	08	--	05	16	05	06	02	01	03	--	31	01
<i>Musca domestica</i>	02	--	--	06	03	-	01	06	02	--	--	--
<i>Delia sp</i>	01	--	--	02	02	07	01	--	01	--	03	--
<i>Pollenia sp</i>	--	--	--	09	--	01	--	--	--	--	05	--
<i>Musina sp 1</i>	--	--	--	01	--	04	-	--	--	--	--	--
<i>Muscina sp 2</i>	--	--	--	02	--	--	-	--	--	--	--	--
<i>Hydrotaea (ophyra) capensis</i>	--	--	--	16	02	03	27	05	12	08	16	03
<i>Hydrotaea(ophyra) aenescence</i>	--	--	--	--	05	--	03	02	06	--	--	--
<i>Sarcophaga africa</i>	--	--	--	02	--	--	-	--	03	--	04	--
<i>Sarcophaga carnaria</i>	--	--	01	02	--	--	01	--	--	--	--	--
<i>Sarcophaga protuberance</i>	--	--	--	--	02	02	01	02	--	--	05	--

<i>Muscina prolapsa</i>	--	--	02	--	03	--	01	04	--	01	--	--
<i>Anthomyda pluvialis</i>	--	--	02	02	--	03	01	02	03	01	01	01
<i>Fannia canicularis</i>	--	--	--	--	--	--	--	02	--	--	--	--
<i>Fannia lustrator</i>	--	--	--	--	01	--	--	-	--	--	--	--
<i>Fannia sp</i>	--	--	--	--	--	--	01	--	--	--	--	--
<i>Dermestes frischii</i>	05	--	06	06	10	06	05	09	05	01	02	03
<i>Creophilus maxillosus</i>	--	--	--	04	08	05	--	04	01	02	--	--
<i>Philonthus sp</i>	08	--	--	08	09	07	02	02	02	--	--	--
<i>Saprinus sp.</i>	--	--	--	--	07	04	04	01	04	03	--	--
<i>Thanatophilus sinuatus</i>	--	--	--	10	06	06	--	03	03	--	--	02
<i>Silpha tristis</i>	--	--	--	--	--	--	--	03	01	--	--	--
<i>Nécrobia violacae</i>	--	--	--	--	--	--	--	02	--	--	--	--
<i>Nécrobia ruffipes</i>	--	--	--	--	--	02	--	--	--	--	--	--

c. Interprétation

Chez les témoins, l'arrivée des diptères est remarquée après les premières heures de l'emplacement des cadavres à l'endroit d'étude. *Lucilia sericata* est la première espèce qui est apparue, avec une densité importante pendant tout les stades de décomposition.

D'autres espèces se sont manifestées sur les cadavres à l'état frais, avec un nombre assez limité nous citons les espèces : *Calliphora vicina*, *Chrysomya albiceps*, *Muscina stabulans* et *Delia sp*. Cependant au stade de gonflement et de pétrification, ces espèces ont multiplié leurs densités, leur présence c'est prolongé jusqu'au stade de dessèchement spécialement sur le témoin 02 avec un effectif faible.

Muscina sp1, *Muscina sp2* et *Pollenia sp* on été constaté uniquement au stade de pétrification et rarement au stade de dessèchement.

Hydrotaea (ophyra) capensis ; cette espèce est arrivé en grand nombre au stade gonflement des cadavres et jusqu'au dessèchement des trois cadavres.

Pour les espèces des familles des *Sarcophagidae*, des *Anthomyidae* et des *Fannidae*, leurs nombre été limité à quelque individus pendant le stade de gonflement et de pétrification.

Concernant l'ordre des Coléoptères, *Dermestes frischii* et *Philonthus sp*, nous avons observé leurs présences au premier stade de décomposition, leurs multiplications a été observé à l'état de gonflement et de pétrification. A l'état de dessèchement, uniquement les *Dermestidae* on été constatés.

Philonthus sp, *Saprinus sp* et *Thanatophilus sinuatus*, leur présence est noté au 2ème et à 3ème stade de décomposition, et *Silpha tristis* au stade de pétrification uniquement.

5. Résultats de l'élevage et calcul de l'IPM

5.1 L'élevage des larves et des pupes

a- Résultats

Dans le tableau 14 nous avons synthétisé le cycle de développement des larves et des pupes de diptères capturés sur les cadavres testés à partir des élevages réalisés aux laboratoires. A l'émergence des individus nous avons identifié, dénombré les espèces et déterminé le sexe ratio.

Tableau 14: Identification et dénombrement des espèces de diptères issue d'un élevage contrôlé des larves et des pupes capturées sur les cadavres.

N° de lapin	Date de prélèvement	Date d'élevage	Stade à l'élevage	Date d'émergence	Nombre d'individus	Femelle	Male	Espèce
01	02.05.2016	03.05.2016	Larves	Pas d'émergences	-	-	-	Parasitoïde <i>Nasonia vitripennis</i>
02	10.05.2016	10.05.2016	Pupes	18.05.2016	05	04	01	<i>L. sericata</i>
03	02.05.2016	03.05.2016	Larves	12.05.2016	03	02	01	<i>L. sericata</i>
				16.05.2016	05	03	02	<i>L. sericata</i>
Témoin 01	02.05.2016	03.05.2016	Larves	10.05.2016	2	1	1	<i>Ch. albiceps</i>
				12.05.2016	15	14	1	<i>L. sericata</i>
				16.05.2016	8	4	4	
				18.05.2016	2	1	1	
				23.05.2016	1	0	1	
Témoin 02	26.04.2016	03.05.2016	Larves	10.05.2016	16	8	8	<i>L. sericata</i> et <i>Ch. albiceps</i>
				12.05.2016	22	12	10	<i>L. sericata</i>
				18.05.2016	1			<i>L. sericata</i>
Témoin 3	02.05.2016	03.05.2016	Larves	12.05.2016	5	4	1	<i>Ch. albiceps</i>
				16.05.2016	3	1	2	<i>L. sericata</i>

b- interprétation

L'absence de larves de diptères a été observé sur le cadavre 1 cependant nous avons noté la présence d'une espèce de parasitoïde (*Nasonia vitripennis*).

L'élevage des larves capturées Sur le troisième cadavre intoxiqué et les trois cadavres témoins a donné naissance à des espèces appartenant à la famille des *Calliphoridae* (*Lucilia sericata* et *chrysomya albiceps*).

Concernant les pupes prélevées sur le cadavre n°=02, elles ont donné naissance à 05 individus de *Calliphoridae* (4 femelles et 1 seul male de *Lucilia sericata*).

Une activité très remarquable des larves a été observée le 28 mai 2016 au niveau du cadavre n° 02. Cette activité a donné une sorte d'amas larvaire ; c'est ce qu'on appelle une masse larvaire. La température enregistrée au sein de la masse larvaire est de 40.1 °C, une différence de 17.4 °C par rapport à la température de l'extérieur (22.7 °C) (figure 37).



Figure 37 : Mesure de la température de la masse larvaire du cadavre n° 02 (originale).

5.2 Calcul de L'IPM

Le calcul de l'IPM par la méthode d'ADD est appliqué uniquement pour la première génération des mouches. Pour cela, nous avons calculé l'IPM en utilisant uniquement la date d'émergence la plus précoce des deux espèces issues de l'élevage qui sont : *L. sericata* et *Ch. Albiceps* (Tableau 15).

Tableau 15: Résultats de calcul de l'IPM.

Date	T site (°C)	T sta (°C)	Tsite-Tmin LS (°C)	Tsta-Tmin LS (°C)	ADD site LS (°C)	ADD station LS (°C)	Tsite-Tmin ChA (°C)	Tsta-Tmin ChA (°C)	ADD site LS (°C)	ADD sta ChA (°C)
10/05/2006	27	27	18	18	0	0	16.8	16.8	0	0
09/05/2016	27	27	18	18	18	18	16.8	16.8	16.8	16.8
08/05/2016	27	27	18	18	36	36	16.8	16.8	33.6	33.6
07/05/2016	27	27	18	18	54	54	16.8	16.8	50.4	50.4
06/05/2016	27	27	18	18	72	72	16.8	16.8	67.2	67.2
05/05/2016	27	27	18	18	90	90	16.8	16.8	84	84
04/05/2016	27	27	18	18	108	108	16.8	16.8	100.8	100.8
03/05/2016	27	27	18	18	126	126	16.8	16.8	117.6	117.6
02/05/2016	15.5	13.5	6.5	4.5	144	130.5	5.3	3.3	122.9	134.4
01/05/2016	17	12.5	8	3.5	150.5	134	6.8	2.3	129.7	137.7
30/04/2016	15.8	15.5	6.8	6.5	158.5	140.5	5.6	5.3	135.3	140
29/04/2016	18.6	17.75	9.6	8.75	165.3	149.25	8.4	7.55	143.7	145.3
28/04/2016	28.62	18.5	19.62	9.5	174.9	158.75	18.42	8.3	162.12	152.85

27/04/2016	28.62	19.5	19.62	10.5	194.52	169.25	18.42	9.3	180.54	161.15
26/04/2016	17.25	20	8.25	11	214.14	180.25	7.05	9.8	187.59	170.45
25/04/2016	16.75	16	7.75	7	222.39	187.25	6.55	5.8	194.14	180.25
24/04/2016	17.5	16	8.5	7	230.14	194.25	7.3	5.8	201.44	186.05
23/04/2016	21	18.5	12	9.5	238.64	203.75	10.8	8.3	212.24	191.85
22/04/2016						>203.75				

T site : Températures journalières moyennes sur le site. **T sta** : Températures journalières moyennes sur la station. **LS** : *Lucilia sericata*. **ChA** : *Chrysomya albiceps*. **Tmin** : Température minimale de développement. **ADD** : températures moyennes journalières accumulées.

Le calcul a été réalisé en se basant sur les espèces de la première génération. Il s'agit de *L. sericata* et *C. albiceps*.

- *Chrysomya albiceps*

Un cumul de 186 °C est nécessaire pour obtenir un adulte à partir de la ponte, en retenant un seuil minimal de 10,2 °C (Marchenko, 2001 ; Wyss et Cherix, 2013), en dessous duquel le développement de l'insecte s'arrête. L'émergence des adultes est observée le 10 mai 2016, en utilisant les températures moyennes du site, une valeur de 187.59 °C se trouve atteinte le 26 avril 2016. Lorsque nous avons utilisé les températures moyennes de la station météorologique, une valeur de 186.05° C se trouve atteinte également le 24 avril 2016. Intervalle qui correspond à la période de ponte la plus tardive pour l'espèce *C.albiceps*.

- *Lucilia sericata*

Pour cette espèce, un cumul de 207 °C est nécessaire pour obtenir à partir de la ponte un adulte, en retenant un seuil minimal de 9,9 °C (Marchenko, 2001 ; Wyss et Cherix, 2013), en dessous duquel le développement de l'insecte s'arrête. L'émergence des adultes étant intervenue le 12 mai 2016, la valeur de 214.14 °C se trouve atteinte le 26 avril 2016. Lorsque nous avons utilisé les températures moyennes de la station météorologique, une valeur de 203.75 (une valeur inférieure de 207 °C). Intervalle correspond à la période de ponte la plus tardive pour l'espèce *L. sericata*.

On constate que les deux calculs ont donné une estimation proche à la date de la mort qui correspond au 23 avril 2016.

6. L'analyse Toxicologique

Les concentrations d'alcool ante-mortem sont mentionnées dans le tableau 16

Tableau 16: Résultats des analyses de sang des cadavres traités.

Cadavre	Concentration ante-mortem (g/l)
01	0.074
02	0.055
03	0.05

L'analyse des larves par la chromatographie en phase gazeuse a donné les résultats suivants :

La concentration de l'alcool dans les larves prélevé des cadavres traités varie de 0.178g/l et 0,282g/l. concernant les non traités, les concentrations d'alcool varie entre 0.196 /l et 0.247g/l (tableau 17)

Tableau 17 : résultats de test entomotoxicologique.

Cadavre	Concentration D'alcool (g/l)
01	0.260
02	0.178
03	0.282
Témoin 01	0.247
Témoin 02	0.196
Témoin 03	0.211

Conclusion

Durant cette étude, un total de 2216 individus a été identifié en trois ordres (Diptères, Coléoptères, Hyménoptères), 17 familles et 40 taxons.

Les Diptères arrivent toujours en premier, tandis que les coléoptères arrivent en second, parmi les Diptères la famille des *Calliphoridae* est la plus représentée et la plus abondante, ces derniers sont les espèces les plus étudiées dans le cadre de l'entomologie médico-légale.

Les Coléoptères arrivent en second, les *Staphylinidae* et les *Silphidae* sont les familles plus représentatives dans cette étude.

Concernant les Hyménoptères la famille des Fourmicidae été la plus fréquente.

Notre travail a été réalisé dans le but de détecter la présence de l'éthanol dans le tissu des larves de diptères nécrophages prélevé à partir des cadavres intoxiqués par cette substance et d'autre témoin et d'étudier l'impact de ce dernier sur le taux de développement, la vitesse de décomposition et la colonisation.

Les résultats d'analyse toxicologique ont été positifs, nous avons détecté la présence d'alcool dans le tissu des larves des diptères prélevées des cadavres intoxiqués et témoins. La concentration d'éthanol dans les larves intoxiqués était faible mais proche de celle des témoins. L'explication de ce phénomène vient du fait que les insectes métabolisent et éliminent les substances toxiques ingérées durant leur développement (Campobasso *et al.*, 2004) et aussi par l'effet de la fermentation. Concernant les témoins, on explique cette présence par le phénomène de la fermentation uniquement.

L'éthanol a affecté le développement des insectes nécrophages ce qui donne des résultats inexacts de l'IPM. En revanche, il n'a aucun impact sur la colonisation, la succession et la vitesse de décomposition des cadavres des deux catégories.

Perspectives,

Il serait souhaitable d'approfondir la recherche par :

- Effectuée une étude prolongée dans le temps
- Utilisé des doses d'éthanol plus élevées et répétées
- Faire le travail sur d'autres genres d'animaux de grande taille.
- Utiliser d'autres méthodes d'analyse toxicologique ou bien choisir d'autres méthodes d'analyses.

Références bibliographiques

- **Abbassen R. 2015** - diversité du peuplement entomologique de *juniperus communis ssp.hemisphaerica* & *juniperus oxycedrus ssp. Rufescens* de la forêt de Tigounatine (Tikjda, Djurdjura sud). Mémoire de magister. Université Mouloud Mammeri , Tizi-Ouzou (Algerie) ,137p.
- **Amendt J., Krettek R., Zehner R. 2004** - Forensic entomology. *Naturwissenschaften*, **91**:51-65.
- **Amendt J., Campobasso C.P., Gaudry E., Reiter C., LeBlanc H.N., Hall M.J.R. 2007** - Best practice in forensic entomology - standards and guidelines. *International Journal of Legal Medicine*, **121**(2):90-104.
- **Amendt J., Carlo P., Grasperger M.E., Goffor L. 2010** - Current in forensic entomology. *Edition Springer*. London, 377p.
- **Aubernon C., Boulay J., Charabidze D., Gosselin M. 2012** - Quand l'entomologiste devient expert : les insectes nécrophages et la datation du décès. *Espèces*, **5**:2-9.
- **Benecke M. 2001** - A brief history of forensic entomology *forensic science international*, **120**:2-14.
- **Bharti M, Singh D. 2003** - Insect faunal succession on decaying rabbit carcasses in Punjab, India. *Journal of Forensic Science*, **48**:1133–1143
- **Bouchhit H. M. 2014** - Contribution à l'étude des coléoptères impliqués dans la décomposition de substrats de petites tailles. Cas particulier *Dermestes peruvianus* (Laporte de Castelnau, 1840) (Insecta, Coleoptera), Mémoire de master ; Université Constantine 1(Algerie) 65p.
- **Bourel B ., Gosselin M. 2014** - Apports de l' entomotoxicologique à l'expertise judiciaire : état de l'art et perspectives **In** : *Insectes, cadavres et scène de crime : principe et applications de l'entomologie médico-légale*. CHARABIRZE .D ET GOSSELIN .M . edition de boeck , 218p
- **Brown D.J. 1985** - The pharmacokinetics of alcohol excretion in human perspiration. *Exptl. Clin.Pharmacol.*, **7**: 539-544.
- **Byrd J.H., Castner. 2000** - Forensic entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations. CRC Press LLC, Boca Raton, London New York, Washington D.C., 418 p.

- **Byrd J.H., Castner J.L. 2001** - Forensic Entomology. *The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Boca Raton, London, New York, Washington, D.C., CRC Press. 43-79.
- **Campobasso C.R., Di Vella G., Introna E. 2004** - Factors affecting decomposition and Diptera colonization, *Forensic Science International*, **120**:18-27.
- **Castro P.C.B. 2011** - Seasonal carrion Diptera and Coleoptera communities from Lisbon (Portugal) and the utility of forensic entomology in legal medicine. Thèse de Doctorat. Universidade de Lisboa, Lisbonne (Portugal), 171 p.
- **Castro P.C., Serrano A., Martins Da Silva P., García M.D. 2012** - Carrion flies of forensic interest: a study of seasonal community composition and succession in Lisbon, Portugal. *Medical and Veterinary Entomology*, **26**(4):417-31.
- **Catts E. P., Haskell N. H. 1991** - Entomology and death: A procedural guide. Clemson: Joyce's Print Shop, Clemson, 182 p.
- **Chaouche M. S. 2011**- Glossaire de biologie, office des publications universitaires, Alger ,127p.
- **Charabidze D., Bourel B., Gosset D. 2007** - Temperature increase and maggot mass: What is really measured? 6th annual meeting of the European Association for Forensic Entomology, 2nd-5th may 2007, Bruxelles (Belgium).
- **Charabidze D., Bourel B. 2007** - Entomologie médico-légale : les insectes au service de la justice. *Insecte*, **29-32**.
- **Charabidze D. 2008** - Etude de la biologie des insectes nécrophages et application à l'expertise en entomologie médico-légale .Thèse de doctorat .Université de Droit et De la Santé –Lille .France, 277 P.
- **Charabidze D. 2010** - Entomologie médico-légale: recherche et expertises. Edition universitaires européennes, Paris, 180 p.
- **Charabidze D., Hedouin V., Gosset D. 2012** - Que font les mouches en hiver ? Étude des variations hebdomadaires et saisonnières des populations d'insectes nécrophages. *La Revue de médecine légale*. Edition masson France, pp **120-126**.

- **Charabidze M. 2013** - La biologie des insectes nécrophages et leur Utilisation pour dater le décès en entomologie médico-légale. *Annales de la société entomologique de France*, 48 (3-4) :**239-252**.
- **Dekeirsschieter J. 2007** - Étude des odeurs émises par des carcasses de porc (*Sus domesticus* L.) en décomposition et suivi de la colonisation postmortem par les insectes nécrophages. Mémoire de fin d'étude : Bio-ingénieur en Nature, Eaux et Forêts, faculté université des sciences agronomiques de Gembloux, 104p.
- **Dekeirsschieter J., Verheggen F., Frederickx Ch., Marlet Ch., Lognay G., Haubruge E. 2011** - Comment les insectes communiquent-ils au sein de l'"écosystème-cadavre"? L'écologie chimique des insectes nécrophages et nécrophiles. *Faunistic Entomology*, **3** :**13**.
- **DeVault T.L., Rhodes O.E., 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.
- **Difazio V., Gosselin M. 2011** - Toxicologie forensique. *manuel l'enquete forensique*, 241-264p.
- **Erzinçlioglu Y.Z. 2000** - *Maggots, Murder and Men*. Harley.Books, Colchester, 251 p.
- **Filali F. 2011** - Contribution a l'étude de la colonisation préférentielle d'un cadavre animal par les insectes nécrophages. Mémoire de Master, Université Mentouri Constantine, 38 p.
- **Floranty V. 2012** - Thèse Dosage de l'éthylglucuronide dans les cheveux : optimisation analytique d'une méthode et application à des cheveux d'abstinents Université De Limoges Faculté De Pharmacie, 96p.
- **Frederickx C., Dekeirsschieter J., Verheggen F.J., Haubruge E. 2011**- L'entomologie forensique, les insectes résolvent les crimes. *Entomologie faunistique* : **63** (4) 237 - 249.
- **Frederickx C., Verheggen F., Bonnet S., Haubruge E. 2012** - Recensement de *Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy, de *Calliphora vomitoria* L. et de *Cynomya*

- mortuorum* L. (Diptera: *Calliphoridae*) dans les collections entomologiques des étudiants de Gembloux Agro-Bio Tech sur la période 1995-2009. *Faunistic Entomology*, **64**(3):57-62.
- **Frederickx C., Dekeirsschieter J., Verheggen F.J., Haubruge E. 2013** - The community of Hymenoptera parasitizing necrophagous Diptera in an urban biotope. *Journal of Insect Science*, **13**:32.
 - **Gaudry E., Dourel L., Chauvet B., Vincent B., Pasquerault T. 2007** - L'entomologie légale : lorsque insecte rime avec indice. *Revue Francophone des Laboratoires*, **392**:23-32.
 - **Gennard D.E. 2007**- forensic entomology : An introduction. John wiley and son, England, 254 p.
 - **Gennard D. 2012** - Forensic entomology: An introduction. Ltd John Wiley & Son, London, 248 P.
 - **Gomy Y., Labrique H., Chavanon G., Janati Idrissi A., Francois A. 2011**- Contribution a la connaissance des *Hiseridae* du Maroc (coléoptère). *Les Cahiers du Musée, des Confluences*, **2** :23-74.
 - **Greenberg B., Kunich J.C. 2005** - Entomology and the law. *Flies as Forensic Indicators*, **28**: 565-77.
 - **Guildas M. 2009** - Approche multi-agents d'un système d'aide à la décision en environnement dynamique et incertain application à l'entomologie médico-légale , 212pp
 - **Gunn A., Bird J. 2011** - The ability of the blowflies *Calliphora vomitoria* (Linnaeus), *Calliphora vicina* (Rob-Desvoidy) and *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: *Calliphoridae*) and the muscid flies *Muscina stabulans* (Fallen) and *Muscina prolapsa* (Harris) (Diptera: *Muscidae*) to colonise buried remains. *Forensic Science International*, **207**:198-204.
 - **Hamel K. 2011** - Contribution à L'étude de l'influence de la température sur le développement des insectes nécrophages. Mémoire de Master. Université Mentouri Constantine, 58 p.

- **Jean-Marc E. 1981** - Les diptères : caractère généraux, clé systématique et famille peut importants. *In* FLORE ET FAUNE AQUATIQUE DE L'AFRIQUE. DURAND J.R ; L'EVEQUE. C (éds.), *O.R.S.T.O.M* France pp 553-567.

- **Jones A.W., Jönsson K.A.1994**- Food-induced lowering of blood ethanol profiles and increased rate of elimination immediately after a meal. *J. Forensic Sci.*, **39**: 1084-1093.

- **Jones A.W., Hahn R., Stalberg H.P. 1990** – Distribution of ethanol and mater between plasma an whole blood, inter and intra individual variations after administration of ethanol by intravenous infusion. *Scand. J. Clin. Lab. Invest.*, **50**: 775 - 780.

- **Lands W.E.M. 1998**- A review of alcohol clearance in humans. *Alcohol J*,15 : 147-160.

- **Lee Goff M. 2010** - Early Postmortem Changes and Stages of Decomposition In Current Consepts in forensic entomology. Amendt J., Lee Goff L., Campobasso C.P ., Grassberger M. 1-24.Springer, London, New york.

- **Lodgsdon J.E. 1994** – Éthanol ,*Encyclopedia of Chemical Technology*, 9 (4e éd.). New York: John Wiley & Sons, p. 820.

- **Masselin PH. 1993** – Entomologie et médecine légale. *Biologie Des Espèces*,7 :10.

- **Marchenko M.L. 2001** - Medicolegal relevance of cadaver entomofauna for the determination of the time of death. *Forensic Science International*, **120**:89-109.

- **Mégnin R. 1894** - La faune des cadavres : Application de l'entomologie à la médecine légale. Masson, Paris. 214 p.

- **Monthei D.R. 2009**-Entomotoxicological and Thermal Factors Affecting the Development of Forensically Important Flies. These de doctorat, université Virginia, 122pp.

- **Moretti T.C., Russ Solis D.R., Wesley Augusto Conde Godoy W.A.C. 2013** - Ants (Hymenoptera: Formicidae) Collected with Carrion-Baited Traps in Southeast Brazil. *The Open Forensic Science Journal*, **6**:1-51
- **Mougeat K. 2012** - L'entomologie forensique. Thèse de doctorat. Université de Nantes, 26-30 p.
- **Niederegger S., Pastuschek J., Mall G. 2010** - Preliminary studies of the influence of fluctuating temperatures on the development of various forensically relevant flies. *Forensic Science International*, **199**: 72-78.
- **Rial-Sebbag E., Thomas A. 2008** - Apprentissage de l'exercice médical : santé publique, médecine légale, médecine du travail, médecine sociale, sécurité sanitaire, éthique. Éditions ESTEM, Paris, 231 p.
- **Rivers D.B., Dahlem G.A. 2014** - The Science of Forensic Entomology, *First Edition by John Wiley & Sons, Ltd, India*, 71- 78 p.
- **Roth M. 1980** - Initiation à la morphologie, la systématique et la biologie des insectes. *O.R.S.T.O.M. Pari*, 259p.
- **Saihia A. 2014** - L'effet d'éthanol sur les paramètres hématologiques, biochimiques et les paramètres de la reproduction chez le lapin mâle *Oryctolagus Cuniculus*. *Thèse de doctorat*. Université Badji-Mokhtar, Annaba(Algérie), 139p.
- **Sathe T.V., Sathe A., Sathe N.T. 2013** - Diversity of dipterous forensic insects from Western maharashtra, India. *International Journal of Pharma and Bio Sciences*, **4**(2):173-179.
- **Schroeder H., Klotzbach H., Puschel K. 2003** - Insects' colonization of human corpses in warm and cold season. *Legal Medicine (Tokyo, Japan)*, **5**:372-374.
- **Smith K.G.V 1986** - A manual of forensic entomology. British Museum, Natural History, London, 205 p.
- **Szpila K. 2010** - Key for the identification of third instars of European blowflies (Diptera: Calliphoridae) of forensic importance. *In* J. Amendt, C.P. Campobasso, M.L. Goff and M. Grassberger (éds.), *Current concepts in forensic entomology*, Springer , Dordrecht-Heidelberg-London-New York, pp.43-56.

- **Szpila K. 2012** - Key for identification of European and Mediterranean blowflies (Diptera, *Calliphoridae*) of medical and veterinary importance - adult flies. In D. Gennard (éd.), Forensic entomology: An introduction. Willey-Blackwell, London, pp. 77-81

- **Szpila K., Andrezej G. 2012** - Forensically important Diptera. Identification workshop, 9th meeting of the European Association for Forensic Entomology, 23rd-27th avril 2012, Torun (Pologne).

- **Taleb M. 2013**- Identification et étude de la succession des insectes nécrophages et perspectives de leur utilisation en entomologie médico-légal .mémoire de fin d'étude, Université saad dahleb-Blida1 ,67p .

- **Taleb M., Djedouani B., Moussa M., Tail G. 2013** - Etude de la colonisation d'un cadavre animal par les Diptères nécrophages. XVII^{ème} Journée Nationale de Parasitologie-Mycologie, 9 mai 2013, Institut Pasteur d'Algérie, Alger.

- **Tantawi T.I., El-Kady E.M., Greenberg B., El-Ghaffar H.A. 1996** - Arthropod succession on exposed rabbit carrion in Alexandria, Egypt. *Journal of Medical Entomology*, **33**:566-580.

- **Wyss C., Cherix D. 2006** - Traité d'entomologie forensique .Les insectes sur la scène de crime. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, 317p.

- **Wyss C., Cherix D. 2013** - Traité d'Entomologie Forensique: Les insectes sur la scène de crime. Presses Polytechniques et Universitaires romandes, Lausanne, 317 p.

- **Zarouri R. 2015** - L'estimation de l'intervalle post-mortem par l'utilisation des diptères nécrophages (Caliphoridae) .Thèse de master. Université de Blida 1 faculté de s science de la nature et de la vie, 119p.

Annexe 1

I. Matériel utilisé

1. Matériel de laboratoire

- Loupe binoculaire (Grossissement 50x) avec un appareil photo intégré ;
- Enceinte climatique à humidité et température contrôlées ;
- Pincés, scalpel, ciseaux ;
- Épingles entomologiques : Il s'agit d'épingles spéciales recouvertes d'un verni résistant à la rouille ou fabriquées en acier inoxydable, dont le diamètre varie selon la taille du spécimen (00, 01, 02, etc.) ;
- Boîtes en plastique pour l'élevage (18 x 18 x 7 cm) ;
- Boîtes Pétri ;
- Tranches de viande de bœuf ;
- Sable ;
- Bibliographie (ouvrages d'Entomologie, clefs d'identification des insectes) ;
- Source de lumière froide ;
- Acétate d'éthyle (C₄H₈O₂) ;
- Alcool éthylique (C₂H₆O) à 70%.
- Boisson alcoolique (Vodka) ;

2. Matériel de terrain

- Paires de gants de chirurgie, combinaison blanches, masques et sur-chaussures ;
- Pincés souples en acier ;
- Pincés brucelles rigide ;
- Récipients en plastique avec couvercle ;
- Sachets transparents ;
- Sacs à poubelles ;
- Appareil photos numérique ;
- Thermo-hygromètre numérique ;
- Enregistreur de température ;
- Thermomètre numérique à sonde ;
- Pluviomètre ;
- Cage métallique (100x100x50cm);
- Piège pour les insectes volants ;
- Pots de Barber ;
- Pelle ;
- Boisson alcoolique (Vodka) ;
- Tubes EDTA, cathéters, seringues ;

II. photographie



Figure 38 : Le matériel utilisé lors d'injection de l'alcool. **Figure 39:** matériel utilisé lors de prélèvement du sang.

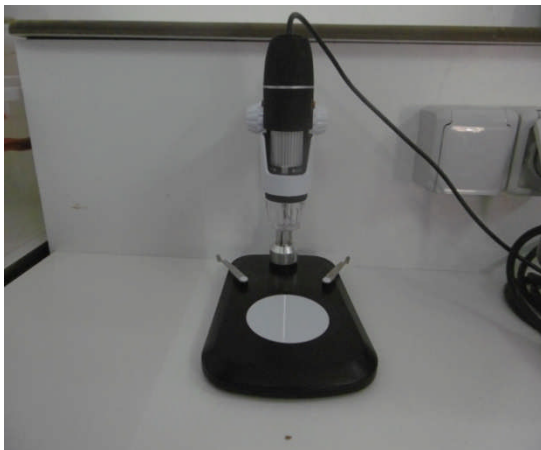


Figure 40: stéréo caméra.



Figure 41: une Loupe binoculaire (agrandissement 50x).



Figure 42: source de lumière froide.



Figure 43: Thermo-hygromètre numérique.

Annexe 2

1. Les données climatiques et observation journalières.

Tableau 18: Les données climatiques du lieu d'expérimentation.

Date	Heur	Température (°c)
23-04-2016	13 :00	29,0
24-04-2016	08 :30	20,6
25-04-2016	08 :30	17,5
26-04-2016	10 :30	21,7
27-04-2016	10 :30	25,2
28-04-2016	10 :30	22,7
02-05-2016	10 :30	19,5
03-05-2016	10.30	21.5
04-05-2016	09 :30	18,7
05-05-2016	10 :00	22,4
08-05-2016	10 :00	24,4
09-05-2016	09 :30	26,3
10-05-2016	09 :30	24,5
11-05-2016	09 :50	22,3
12-05-2016	10 :00	23,0
15-05-2016	10 :00	24,7
16-05-2016	10 :00	19,8
18-05-2016	10 :00	19,3
19-05-2016	10 :00	20,1
22-05-2016	09 :30	23,5

Tableau 19 : Variation journalière et moyenne de température (C°), et du taux d'humidité (%) au cours de l'expérimentation.

La date	Heure	Température (C)	Température Moyenne(C)	Humidité (%)	Humidité moyenne(%)	Précipitation Moyenne (mm)	Vitesse moyennede vent (m/h)
23/04/2016	04h00'	11	18,5	89	66.5	00 mm	4.75 m/h
	10h00'	21		45			
	16h00'	24		48			
	22h00'	18		84			
24/04/2016	04h00'	10	16.00	82	74	00 mm	06 m/h
	10h00'	20		55			
	16h00'	20		67			
	22h00'	14		92			
25/04/2016	04h00'	10	16	89	70.25	00 mm	6.25m/h
	10h00'	19		54			
	16h00'	21		53			
	22h00'	14		85			
26/04/2016	04h00'	12	20	78	61.75		6.5m/h
	10h00'	25		41			

	16h00' 22h00'	25 18		49 79		00 mm	
27/04/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 21 25 19	19.5	83 49 47 71	62.5	00 mm	5.25m/h
28/04/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 20 25 15	18.5	79 51 50 75	63.75	0.05 mm	6.5 m/h
29/04/2016	04h00' 10h00' 16h00' 20h00'	12 20 25 14	17.75	89 63 65 95	78	0.075 mm	06 m/h
30/04/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	12 20 16 13	15.5	90 73 93 93	87.25	0.625 mm	8.25 m/h
01/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	10 16 16 08	12.5	86 60 54 93	73.25	0.05 mm	9.25 m/h
02/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	07 17 19 12	13.5	84 34 40 78	59	00 mm	8.5 m/h
03/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	09 21 24 15	17.25	52 35 37 75	49.75	00 mm	09 m/h
04/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 24 26 21	21	68 31 46 66	52.75	00 mm	6.5 m/h
05/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 23 25 19	20	80 52 58 78	67	0.275mm	5.75 m/h
06/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	14 22 20 16	18	90 75 80 96	85.25	15.2 mm	08 m/h
07/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	15 18 23 15	15.25	96 76 61 94	81.75	0.7mm	08 m/h

08/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 24 32 25	23.5	71 42 23 61	49.25	00 mm	10.75 m/h
09/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	15 26 25 17	20.75	54 38 55 88	58.75	00 mm	8.25 m/h
10/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	15 26 31 25	24.5	76 43 38 88	61.25	00 mm	5.75 m/h
11/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	16 20 22 15	18.25	74 92 60 89	78.75	0.075 mm	6.75 m/h
12/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	13 19 22 13	16.75	60 57 55 90	65.5	00 mm	11.25 m/h
13/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	12 18 20 13	15.75	63 58 53 71	61.25	0.125mm	15.75 m/h
14/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	10 19 21 17	16.75	65 52 50 69	59	0.025mm	13 m/h
15/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	11 22 23 16	18	64 37 48 88	59.25	00 mm	08 m/h
16/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	12 23 24 17	19	86 53 50 90	62.5	00 mm	5.5 m/h
17/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	09 23 24 15	17.75	85 42 47 81	63.75	00 mm	6.5 m/h
18/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	14 25 26 20	20.75	79 52 58 75	70.5	0.0125 mm	06.5 m/h
19/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	11 23 24 17	18.75	89 53 55 96	73.25	00 mm	06 m/h

20/05/2016	04h00' 10h00' 16h00' 22h00'	11 24 23 16	18.5	91 61 54 86	73	00 mm	06.5 m/h

Tableau 20: Les principales observations relevées lors de l'expérimentation.

Date	Heur	Numéro de cadavre	Observation
23-04-2016	13 :00	1	Cadavre frais, endroit bien ensoleillé, pas de vent et pas de mouche.
		2	Cadavre frais, pas de vent et pas de mouche.
		3	Cadavre frais, endroit bien ensoleillé, pas de mouche et pas d'odeur.
		Témoin 1	Cadavre frais, endroit bien ensoleillé, pas de vent et pas de mouche.
		Témoin 2	Cadavre frais, pas de mouche.
		Témoin 3	Cadavre frais pas de mouche.
24-04-2016	08 :30	1	Cadavre frais, présence de quelque mouche sur le cadavre et des fourmis autour de la cage.
		2	Début de gonflement, présence de nombreuses mouches dans le piège et sur le cadavre.
		3	Cadavre frais, présence nombreuse mouches, l'endroit est bien ensoleillé.
		Témoin 1	Cadavre frais, présence de quelque mouche sur le cadavre.
		Témoin 2	Cadavre frais, quelque mouche dans le piège.
		Témoin 3	Début de gonflement, présence de quelque mouche sur et dans le piège.
25-04-2016	8 :30	1	Début de gonflement de cadavre, un nombre faible de mouche dans le piège, il ya des fourmis autour de cadavre, l'endroit bien ensoleillé et présence de la végétation autour de cadavre.
		2	Le cadavre en état de gonflement, plusieurs mouche dans le piège et sur les orifices de cadavre, l'endroit sombre, présence des amas d'œufs dans l'entré buccale.
		3	Le cadavre en état de gonflement, un grand nombre de mouche, l'endroit bien ensoleillé, présence des déchets des animaux, pas de vent, une faible odeur.
		Témoin 1	Le cadavre en état de gonflement, un grand nombre de mouche dans le piège.
		Témoin 2	Cadavre en état de gonflement, l'endroit bien ensoleillé, un grand nombre de mouche dans le piège.
		Témoin 3	Cadavre en état de gonflement, un nombre important de mouche.
26-04-2016	10 :30	1	Le cadavre en état de gonflement, présence de quelque mouche sur le cadavre, pas d'odeur, pas de larve, journée ensoleillé et pas de vent.
		2	Le cadavre en état de gonflement, présence de plusieurs mouches des le piège et même des coléoptères sous le cadavre, l'endroit bien ensoleillé, pas de vent
		3	Le cadavre en état de gonflement, présence des mouche et même des larves dans les orifices de cadavre aussi des coléoptères.
		Témoin 1	Le cadavre en état de gonflement, plusieurs mouches dans le piège et quelque coléoptère sous le cadavre.
		Témoin 2	Le cadavre en état de gonflement, l'endroit bien ensoleillé, un nombre important de mouche dans le piège.

		Témoïn 3	Le cadavre en état de gonflement, présence de mouche sur le cadavre et dans les entées buccal.
27-04-2016	10 :30	1	Le cadavre en état de gonflement, nombre des mouches limitées, présence des fourmis, l'endroit sombre.
		2	Le cadavre en état de purification, odeur très fort, éclatement de l'estomac et libération des larves, présence des coléoptères aussi.
		3	Le cadavre au début de purification et aussi un peu dégonflé, odeur désagréable, présence d'un grand nombre des mouches et des larves dans les orifices et présence des coléoptères.
		Témoïn 1	Le cadavre en état de purification, odeur désagréable, présence des mouches et des coléoptères.
		Témoïn 2	Le cadavre en état de purification, présence des fourmis, des coléoptères et un grand nombre de mouche.
		Témoïn 3	Le cadavre en état de purification, odeur désagréable, présence des mouches.
28-04-2016	10 :30	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de quelque mouche dans le piège et sur le cadavre, l'endroit sombre, pas d'odeur, présence des larves de premier stade dans l'entrée buccale.
		2	Le cadavre en état de purification avancée, odeur désagréable, nombreuse mouche dans le piège, présence des amas des larves qui sont de stade post-phyding et les verres, présence d'un grand nombre des coléoptères.
		3	Le cadavre en état de purification (dégonflement total), présence des mouches dans le piège, présence des larves sous le cadavre et dans tout le cadavre, présence des coléoptères.
		Témoïn 1	Le cadavre en état de purification très avancée, odeur désagréable, présence des larves et un grand nombre de mouche et des coléoptères.
		Témoïn 2	Le cadavre en état de purification avancée, présence des amas des larves dans les orifices de cadavre.
		Témoïn 3	Le cadavre en état de purification, un grand nombre de mouche dans le piège, présence des coléoptères et des fourmis au tour de piège.
02-05-2016	10 :30	1	Le cadavre en état de purification, présence de nombreuse mouche, odeur désagréable, présence des larves des fourmis et des coléoptères.
		2	Le cadavre en état de purification très avancée, odeur désagréable, pas de mouche dans le piège sauf quelque petit mouche sur le cadavre, présence de quelque coléoptère, pas de larves sauf quelque une qui se trouve en état post-phyding.
		3	Le cadavre en état de purification très avancée, odeur désagréable, présence de quelque larve de quatrième stade, présence de plusieurs espèces de coléoptères sous le cadavre, quelque mouche dans le piège
		Témoïn 1	Le cadavre en état de purification avancée, odeur désagréable, quelque mouche dans le piège, quelque larves et plusieurs coléoptères.
		Témoïn 2	Le cadavre en état de purification très avancée, un nombre limité de mouche dans le piège.
		Témoïn 3	Le cadavre en état de purification très avancée, faible odeur, nombre limité de mouche.
03-05-2016	12 :30	1	Le cadavre en état de purification très avancée, un nombre très important de mouche sur le cadavre et dans le piège, odeur désagréable, un grand nombre des larves qui se nourrit sur le cadavre.
		2	Le cadavre en état de squelette, le cadavre est très sèche il reste que de forure, pas de mouche, pas de coléoptères, climat chaud et pas de vent.
		3	Le cadavre en état de squelette, présence de quelque mouche et coléoptères, climat chaud

		Témoïn 1	Le cadavre commence a séché, quelque mouche et même les coléoptères dans le piège, climat chaud.
		Témoïn 2	Le cadavre en état de squelette, le cadavre commence a séché pas de mouche et quelque coléoptères.
		Témoïn 3	Le cadavre en état de squelette de squelette, quelque mouche et même les coléoptères.
04-05-2016	9 :30	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de nombreuse mouches, odeur désagréable, présence des fourmis, présence des larves sur tout le cadavre (yeux, l'estomac, l'entre buccal), présence de végétation ou se cache les coléoptères.
		2	Le cadavre est très sec, il reste que de squelette et de forure, pas de mouche.
		3	Le cadavre en état de squelette et pas de mouche.
		Témoïn 1	Le cadavre est très sec il reste que la forure, pas de mouche.
		Témoïn 2	Le cadavre en état de squelette, pas de mouche et de coléoptères.
		Témoïn 3	Le cadavre est très sec, pas de mouche et des coléoptères.
05-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de plusieurs mouches dans le piège, présence des larves qui se nourrit sur l'estomac de cadavre, odeur désagréable, présence des coléoptères, le ciel nuageux.
08-05-2016	14 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de petit nombre de mouches dans le piège, présence de nombreux coléoptères, le sol est mouillés, climat sec et pas de vent, plusieurs insectes dans le piège berbère.
09-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence d'un nombre limite de mouche dans le piège, présence d'un grand nombre des coléoptères, climat très chaud, un peu de vent.
10-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, nombre limite de mouches, présence des coléoptères, présence des fourmis autour de cadavre.
11-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de quelque mouche dans le piège, présence des coléoptères sur le cadavre et dans les piège de berbères, présence des fourmis et des larves sous le cadavre, le sol est mouillés, il ya de vent.
12-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de purification très avancée, présence de quelque mouche et coléoptères dans le piège de berbères, ya de vent.
16-05-2016	10 :00	1	Le cadavre est très sec, pas de mouche présence de quelque coléoptères, il ya de s fourmis autour de cadavre
18-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de squelette, présence de quelque dans le piège et quelque coléoptères, présence des larves sous le sol
19-05-2016	10 :00	1	Le cadavre en état de squelette, pas de coléoptère, pas de mouche, présence des fourmis, un peu de vent

Identification et dénombrement des espèces échantillonnées en fonction des dates de récolte

Tableau 21: Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur lapin 1 en fonction des périodes de prélèvements.

La date de récolte :	N° d'espèces	Sexe	La famille	Espèces
24/05/2016	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
25/04/2016	16 01	Femelles Male	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Lucilia sericata</i>
26/04/2016	12 05 02 02 02 01	Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelle	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Sarcophagidae</i> <i>Fanniidae</i> <i>Anthomyidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Sarcophaga protuberance</i> <i>Fannia sp</i> <i>Delia sp</i>
27/04/2016	03 01 02 01 02	Femelles Femelle Femelles Femelle Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Fanniidae</i> <i>Piophilidae</i> <i>Anthomyidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Fannia canicularis</i> <i>Piophila sp</i> <i>Anthomia sp</i>
28/04/2016	04 01 01 01	Femelles Femelle Femelle Femelle	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Musca domestica</i>
02/05/2016	01 05 03	Femelle Femelles Femelle	<i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Calliphoridae</i>	<i>Muscina stabulance</i> <i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i> <i>Chrysomya albiceps</i>
03/05/2016	01 08 06 05 06 30 09 02 02 01	Male Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelle Femelle	<i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Sarcophagidae</i> <i>Fanniidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Lucilia sericata</i> <i>Chrysomya albiceps</i> <i>Hydrotaea(ophyra)ignava</i> <i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i> <i>Hydrotaea(ophyra)aenesns</i> <i>Sarcophaga protuberance</i> <i>Fannia lustrator</i> <i>Muscina prolapsa</i>

04/05/2016	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Males	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	09	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
05/05/2016	07	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	08	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Males	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
08/05/2016	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
09/05/2016	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga protuberance</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
10/05/2016	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	10	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
	09	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
11/05/2016	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
12/05/2016	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	04	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
18/05/2016	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Femelle	<i>Antoniidae</i>	<i>Antomia sp</i>
	05	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
19/052016	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	07	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Phaonia sp</i>
	10	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
	03	Femelles	<i>Sepsidae</i>	<i>Sipsis sp</i>

Tableau 22: Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur lapin 2 en fonction des périodes de prélèvements.

La date de recolte	N° d'espèce	Sexe	La famille	Espèce
24/04/2016	28	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	03	males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	11	Femelles	<i>Anthomyidae</i>	<i>Delia sp</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina sp1</i>
	02	Femelles	<i>Muscida</i>	<i>Muscina sp2</i>
25/04/2016	16	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
26/04/2016	37	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	07	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	30	femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	07	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra) capensis</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	03	Femelles	<i>Antomyidae</i>	<i>Anthomyda sp 1</i>
	02	femelles	<i>Anthomidae</i>	<i>Anthomida sp 2</i>
27/04/2016	31	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Malle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	17	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	03	Male	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya megacéphala</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	10	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	05	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
28/04/2016	17	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	07	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)aenscens</i>

	01 01	Femelle Femelle	<i>Calliphoridae</i> <i>Sarcophagidae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i> <i>Sarcophaga africa</i>
03/05/2016	03 01 01 01	Femelles Femelle Femelle Femelle	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Antomidae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Muscina stabulans</i> <i>Antomya sp</i>
04/05/2016	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>

Tableau 23 : Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur lapin 3 en fonction des périodes de prélèvements.

La Date	N°d'espèce	sexe	Famille	Espèce
23/04/2016	11	Femelles	<i>Caliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga carnaria</i>
	04	Femelles	<i>Anthomidae</i>	<i>Anthomia sp 1</i>
	07	Femelles	<i>Antomidae</i>	<i>Anthomia sp 2</i>
	01	male	<i>Antomidae</i>	<i>Anthomia sp 1</i>
24/04/2016	69	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Wohlfartia nuba</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga protuberance</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Graphomia Sp</i>
25/04/2016	18	Femelles	<i>Calliphordae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Caliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	04	Femelles	<i>Anthomydai</i>	<i>Delia sp</i>
	07	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Phaonia</i>
	08	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina sp1</i>
	01	Femelle	<i>Piophilidae</i>	<i>Piophila sp</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
26/04/2016	30	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Timarcha sp</i>
	02	Femelles	<i>Anthomydae</i>	<i>Dalia sp</i>
	01	Femelle	<i>Fanniidae</i>	<i>Fannia canicularis</i>

27/04/2016	32	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	06	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia silvarum</i>
	03	Males	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	09	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	02	Femelles	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
	28/04/2016	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>
01		Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
02		Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
08		Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
01		Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
01		Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)aenescens</i>
04		Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
03/05/2016	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>

Tableau 24: Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 1 en fonction des périodes de prélèvements.

La date de récolte	N° d'espèce	Sexe	La famille	Espèce
24/04/2016	10	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	06	males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	03	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	07	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
25/04/2016	16	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Delia sp</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
26/04/2016	23	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	09	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
	08	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra) capensis</i>
	02	Femelles	<i>Antomyidae</i>	<i>Anthomyda sp 1</i>

27/04/2016	49	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Malle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	09	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	15	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	03	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	10	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
	02	Femelles	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
28/04/2016	08	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Malles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	02	Femelles	<i>Anthomydae</i>	<i>Delia sp</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina sp1</i>
02	Femelles	<i>Muscida</i>	<i>Muscina sp2</i>	
03/05/2016	10	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	01	Femelle	<i>Antomydae</i>	<i>Anthomya sp1</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga carnaria</i>
04/05/2016	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga protuberance</i>
	19	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)anescence</i>
05/05/2016	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	01	Femelle	<i>Anthomydae</i>	<i>Delia sp</i>
	01	Femelles	<i>Fannidae</i>	<i>Fannia sp</i>
	01	Femelles	<i>muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
06/05/2016	02	Femelles	<i>Anthomydae</i>	<i>Anthomya sp1</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	08	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>

Tableau 25: Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 2 en fonction des périodes de prélèvements.

La date de récolte :	N° d'espèces	Sexe	La famille	Espèces
24/05/2016	07	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
25/04/2016	09 02 01	Femelles Femelles Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Chrysomya albiceps</i>
26/04/2016	12 02 02 01 02 03	Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Anthomidae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Delia sp</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Muscina prolapsa</i> <i>Musca domestica</i>
27/04/2016	03 06 02 02 05 02 01 01	Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelle Femelle	<i>Muscidae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Sarcophagidae</i> <i>Fanniidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i> <i>Lucilia sericata</i> <i>Chrysomya albiceps</i> <i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i> <i>Hydrotaea(ophyra)enescens</i> <i>Sarcophaga protuberance</i> <i>Fannia lustrator</i> <i>Muscina prolapsa</i>
28/04/2016	04 01 01 01 02	Femelles Femelle Femelle Femelle Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Musca domestica</i> <i>Anthomya sp2</i>
02/05/2016	15 06 02 01 02 03	Femelles Femelle Femelles Femelle Femelles Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Fanniidae</i> <i>Piophilidae</i> <i>Anthomyidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Fannia canicularis</i> <i>Piophila sp</i> <i>Anthomyia sp 1</i> <i>Muscina prolapsa</i>
03/05/2016	06 04 05 02 02 01 05	Femelles Femelles Femelles Femelles Femelles Femelle Femelles	<i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Sarcophagidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i>	<i>Lucilia sericata</i> <i>Chrysomya albiceps</i> <i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i> <i>Hydrotaea(ophyra)enescens</i> <i>Sarcophaga protuberance</i> <i>Muscina prolapsa</i> <i>Musca domestica</i>
04/05/2016	05 02 01 05 01 05	Femelles Males Femelles Femelles Femelle Femelles	<i>Muscidae</i> <i>Muscidae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Calliphoridae</i> <i>Sarcophagidae</i>	<i>Muscina stabulance</i> <i>Muscina stabulance</i> <i>Chrysomya albiceps</i> <i>Lucilia sericata</i> <i>Calliphora vicina</i> <i>Sarcophaga protuberance</i>
	07	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>

05/05/2016	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Males	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
09/05/2016	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
	01	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	04	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
10/05/2016	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	05	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
	01	Femelles	<i>Anthomyidae</i>	<i>Delia sp</i>
11/05/2016	06	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	04	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	01	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelles	<i>Anthomyidae</i>	<i>Delia sp</i>
12/05/2016	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	08	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	02	Femelles	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>
18/05/2016	06	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	01	Femelle	<i>Entomidae</i>	<i>Anthomya sp1</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
19/052016	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Phaonia sp</i>
	01	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>

Tableau 26: Identification des adultes de diptère nécrophage capturés sur témoin 3 en fonction des périodes de prélèvements.

La Date	N°d'espèce	sexe	Famille	Espèce
23/04/2016	09	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	02	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina prolapsa</i>
	01	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga carnaria</i>
	02	Femelles	<i>Anthomyidae</i>	<i>Anthomya sp 1</i>

24/04/2016	24	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	02	Malle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	04	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	malle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	05	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	02	Femelle	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga protuberance</i>
	03	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
25/04/2016	19	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	06	Femelles	<i>Anthomydai</i>	<i>Delia sp</i>
	04	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina sp1</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Pollenia sp</i>
26/04/2016	32	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	04	Males	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	05	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Male	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	01	Femelles	<i>Anthomydai</i>	<i>Dalia sp</i>
	02	Femelle	<i>Anthomydai</i>	<i>Anthomyda sp 1</i>
	01	Femelle	<i>Anthomydai</i>	<i>Anthomida sp 2</i>
27/04/2016	06	Femelles	<i>calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	01	Malle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>
	06	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>
	03	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulans</i>
	01	Femelle	<i>Calliphoridae</i>	<i>Timarcha sp</i>
	12	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)capensis</i>
	06	Femelles	<i>Muscidae</i>	<i>Hydrotaea(ophyra)aenscens</i>
	02	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>s</i>
	03	Femelles	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i> <i>Sarcophaga africa</i>
03/05/2016	01	Femelle	<i>Muscidae</i>	<i>Muscina stabulance</i>
	03	Femelles	<i>Calliphoridae</i>	<i>Calliphora vicina</i>
	02	Femelles	<i>Anthomydai</i>	<i>Antomya sp</i>

Tableau 27 : Identification des larves et des adultes des coléoptères nécrophages.

Date de récolte	Heure de récolte	Numéro de cadavre	Espèce	Nombrs des spicéments
26-04-2016	10 :30	2	<i>Philonthus sp</i>	07
		Témoin 01	<i>Dermestes frichii</i>	05
27-04-2016	10 :30	3	<i>Philonthus sp</i>	10
		Témoin 01	<i>Dermestes frichii</i>	11
		Témoin 03	<i>Philonthus sp</i>	08
		2	<i>Créophilus maxillosus</i>	09
			<i>Philonthus sp</i>	12

28-04-2016	10 :30	3	<i>Créophilus maxillosus</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Trox perlatus</i>	08 12 11 09 01
		Témoin 01	<i>Philonthus sp</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Créophilus maxillosus</i>	08 10 04
		Témoin 02	<i>Philonthus sp</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Saprinus semistriatus</i>	10 10 07
		Témoin 03	<i>Créophilus maxillosus</i> <i>Demestes frichii</i> <i>Philonthus sp</i>	05 06 07
02-05-2016	10 :30	1	<i>Silpha tristis</i>	04
		2	<i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	06 03
		3	<i>Créophilus maxillosus</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Saprinus semistriatus</i>	06 08 08 03
		Témoin 01	<i>Dermestes frichii</i>	06
		Témoin 02	<i>Créophilus maxillosus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Créophilus maxillosus</i>	03 06 07
		Témoin 03	<i>Saprinus semistriatus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	04 06
03-05-2016	10 :30	1	<i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Silpha sp</i>	03 04 05
		2	<i>Saprinus semistriatus</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Larves de thanatophilus sinuatus</i>	06 07 02
		3	<i>Saprinus semistriatus</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Larves de dermestes frichii</i>	03 04 03
		Témoin 01	<i>Saprinus semistriatus</i> <i>Dermestes frichii</i>	04 05
		Témoin 02	<i>Silpha sp</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	02 04 03
		Témoin 03	<i>Dermestes frichii</i> <i>Larves de thanatophilus sinuatus</i>	05 01
04-05-2016	10 :30	1	<i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Silpha sp</i>	08 05
		3	<i>Dermestes frichii</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Philonthus sp</i>	04 05 04

		Témoins 02	<i>Silpha sp</i> <i>Dermestes frichii</i>	01 05
05-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Philonthus sp</i> <i>Créophilus maxillosus</i> <i>Larve de créophilus maxillosus</i>	04 03 05 06 04 02
		2	<i>Dermestes frichii</i>	05
		Témoins 03	<i>Larve de créophilus maxillosus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	01 03
08-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Philonthus sp</i> <i>Saprinus semistriatus</i>	04 04 03 02
		Témoins 01	<i>Saprinus semistriatus</i> <i>Créophilus maxillosus</i>	03 02
09-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	06 05
		Témoins 02	<i>Dermestes frichii</i>	02
10-05-2016	10 :30	1	<i>Philonthus sp</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Silpha sp</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i>	03 04 01 02 02
		Témoins 03	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	02
11-05-2016	10 :30	1	<i>Créophilus maxillosus</i> <i>Dermestes frichii</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Philonthus sp</i>	01 02 03 01
12-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i>	02
16-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Saprinus semistriatus</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Philonthus stephens</i>	03 02 01 02
18-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Philonthus stephens</i> <i>Thanatophilus sinuatus</i> <i>Saprinus semistriatus</i>	03 02 01 02
19-05-2016	10 :30	1	<i>Dermestes frichii</i> <i>Philonthus sp</i>	01 01

Tableau 28: Identification des spécimens récoltés au niveau des pots barber.

Date de récolte	Numéro de cadavre	Ordre	Famille	Espèce	Nombre de spécimens
24-04-2016	3	Hyménoptère	<i>Vespidae</i>	<i>Vespula germanica</i>	01
26-04-2016	1	Hyménoptères	<i>Fourmicidae</i>	--	10
		Acarien	<i>Araigniedae</i>	--	06
		Coléoptères	<i>staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	10
		Hyménoptère	<i>ichneumonidae</i>	<i>Venturia canescence</i>	02
	3	Diptère	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>	03
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	03
		Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	--	08
		Coléoptères	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus semistriatus</i>	08
		Coléoptères	<i>Cléridae</i>	<i>Necrobia ruffipes</i>	02
	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sp</i>	02	
Témoin 01	Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	02	
Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	---	06		
Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	05		
27-04-2016	1	Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	04
		Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	--	07
		Acarien	<i>Araigniedae</i>	--	04
		Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	07
		hyménoptère	<i>Ptéromalidae</i>	<i>Nassonia vitripennis</i>	01
	2	Hyménoptère	<i>Foumicidae</i>	---	07
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	02
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>	01
	3	Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Chrysomya albiceps</i>	03
		Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	---	07
		Acarien	<i>Araigniedae</i>	---	04
		Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Larves de créophilus maxillosus</i>	02
Coléoptère		<i>Dermestidae</i>	<i>Larves de dermestes frichii</i>	02	
Témoin 01	Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	03	
	Coléoptère	<i>Dermestidae</i>	<i>Dermestes frichii</i>	04	
	Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	---	06	
Témoin 02	Hyménoptères	<i>Fourmicidae</i>	---	05	
	Acarien	<i>Araigniedae</i>	---	03	
	Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Créophilus maxillosus</i>	03	
Témoin 03	Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	02	
	Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	05	

28-04-2016	3	Diptère	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>	02
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	03
		Hyménoptère	<i>fourmicidae</i>	---	08
		Acarien	<i>Araigniedae</i>		03
02-05-2016	1	Hyménoptère	<i>fourmicidae</i>	---	07
		Diptère	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>	01
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	02
	Témoin 03	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	03
		Acarien	<i>Araignidae</i>	---	02
09-05-2016	1	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sp</i>	05
		Diptère	<i>Calliphoridae</i>	<i>Lucilia sericata</i>	02
		Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	06
		Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	06
			Coléoptère	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus semistriatus</i>
	Témoin 01	Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	04
		Diptère	<i>Muscidae</i>	<i>Musca domestica</i>	01
11-05-2016	1	Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	09
		Hyménoptère	<i>fourmicidae</i>	---	10
		Acarien	<i>Aregniedae</i>	---	04
		Coléoptère	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus semistriatus</i>	08
		Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	06
	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sp</i>	08	
		Diptère	<i>Sarcophagidae</i>	<i>Sarcophaga africa</i>	01
	Témoin 02	Hyménoptère	<i>Fourmicidae</i>	---	07
		Coléoptère	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus semistriatus</i>	04
12-05-2016	1	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sp</i>	07
		Coléoptère	<i>Histeridae</i>	<i>Saprinus semistriatus</i>	07
		Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	05
16-05-2016	1	Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sp</i>	06
		Coléoptère	<i>Dermestidae</i>	<i>Dermestes frichii</i>	04
		Coléoptère	<i>Staphylinidae</i>	<i>Philonthus sp</i>	03
		Coléoptère	<i>Silphidae</i>	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	04