

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
جامعة الإخوة منتوري قسنطينة
Université Frère Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département De Biologie Animale

N° d'ordre : 21/D3C/2017

N° de série : 02/AU/2017

THESE

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE

DOCTORAT 3^{EME} CYCLE

Spécialité : Biologie animale

Option : Biodiversité et écologie des arthropodes

**Influence des facteurs biotiques et abiotiques sur le
développement larvaire des insectes Diptères
nécrophages d'intérêt médical**

Présentée par :

SMARI HADJER KOUNOUZ

Devant le jury :

Président : Mme BENKENANA Naima (MC.A) (UFM Constantine)

Directeur de thèse : Prof. LOUADI Kamel (UFM Constantine)

Examineurs : Prof. BOUDJELIDA Hamid (Université Annaba)

Prof. BERCHI Selima (E.N.S.B Constantine)

Dr. BENACHOUR Karima (MC.A) (INATA Constantine)

Soutenu le : 25/04/2017

Remerciements

Remerciements

Tout d'abord je voudrais exprimer ma profonde gratitude et remerciements à mon directeur de thèse Monsieur LOUADI Kamel, Professeur à l'université des Frères Mentouri de Constantine, pour avoir accepté de diriger ce travail, pour m'avoir fait bénéficier de son expérience et pour m'avoir aidé et orienté.

Je tiens à remercier Madame BENKENANA Naima, Maître de conférences A à l'université des Frères Mentouri de Constantine qui me fait l'honneur de présider mon jury, pour ses conseils et son soutien.

J'ai le plaisir, aussi, de remercier Monsieur BOUDJELIDA hamid, Professeur à l'université de Annaba, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Je tiens à remercier également Madame BERCHI Selima, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure de Biotechnologie de Constantine et Madame BENACHOUR Karima, Maître de conférence A, à L'INATA de l'université des Frères Mentouri de Constantine, d'avoir acceptées d'examiner ce travail.

Je remercie aussi le Docteur CHARABIDZE Damien et toute son équipe de l'Institut de Médecine Légale de l'Université de Lille II ((France) pour l'accueil qu'ils m'ont réservé lors de mon stage en 2015 au sein du laboratoire.

Je remercie Monsieur Hamra-kroua salah, Professeur à l'université des Frères Mentouri de Constantine, pour son aide.

Je remercie Foued, ingénieur du laboratoire de Biosystématique et Ecologie des arthropodes, pour son aide technique.

Je n'oublie pas de remercier, ma mère, mon père et mes sœurs et frères ainsi que mon mari pour leurs encouragements et leurs aides.

Enfin, que tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

Sommaire

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre 1 : Etudes bibliographiques.....	4
1.1. Notion d'entomologie forensique.....	4
1.2. Historique de la médecine légale	4
1.3. Les études entomologiques.....	6
1.4. Cadavre en tant qu'écosystème.....	7
1.4.1. La décomposition d'un cadavre à l'air libre.....	7
1.4.2. Rôle et importance des insectes dans les enquêtes judiciaires.....	8
1.4.3. L'utilisation des insectes nécrophages pour dater le décès en entomologie médico-légale.....	8
1.4.4. Méthodes de détermination de l'intervalle post-mortem.....	9
1.5. Biologie des insectes colonisateurs du cadavre.....	10
1.5.1. L'entomofaune des cadavres.....	10
1.5.2. Les Diptères-généralités.....	11
1.5.3. Les Diptères nécrophages.....	12
1.5.4. Cycle de développement des Diptères nécrophages.....	13
1.5.5. Anatomie du modèle biologique.....	15
1.5.6. Développement des larves de Diptères nécrophages.....	16
1.5.7. L'âge des larves.....	17
1.6. La communication chimique chez les insectes.....	17
1.6.1. Les odeurs cadavériques.....	17
1.6.2. Les sémiachimiques.....	18

1.7. Entomotoxicologie.....	18
1.8. Effets de la température sur le cycle de développement des Insectes.....	19
1.9. Les comportements des larves de Diptères nécrophages.....	20
1.9.1. Régime alimentaire.....	20
1.9.1. Les enzymes.....	21
1.9.3. Comportement d'agrégation des larves nécrophages de Diptères.....	21
1.9.4. Dispersion.....	22
1.10. La ponte.....	23
1.10.1. Mode de dépôt des œufs.....	23
1.10.2. Effet de la température sur les œufs et les larve.....	25
1.11. Effet des produits chimiques sur les Diptères nécrophages.....	25
1.11.1.Médicaments.....	25
1.11.2. Effet des produits ménagers.....	26
Chapitre 2 : Matériel et méthodes.....	27
2.1. Préparation de l'expérience.....	27
2.2.Echantillonnage sur terrain.....	27
2.3. Choix de la nourriture.....	29
2.4. Mise en élevage des larves.....	31
2.5. Mesures de la longueur et poids du corps larvaire.....	31
2.6. Préparation et Identification des spécimens.....	33
2.6.1. Préparation des larves.....	33
2.6.2. Identification des larves.....	35
2.7. Etude statistique.....	36
Chapitre 3 : Résultats.....	37
3.1. Identification des espèces à l'état larvaire.....	37

3.1.1. Comparaison entre les œufs de <i>Lucilia sericata</i> et <i>Calliphora vicina</i>	37
3.1.2. Identification des larves de l'espèce : <i>Calliphora vicina</i>	39
3.1.3. Identification des larves de l'espèce : <i>Lucilia sericata</i>	40
3.1.4. Formation des mouches à l'intérieur des pupes.....	41
3.2. Durée de développement de <i>Calliphora vicina</i>	43
3.2.1. Longévité à la température de 20°C.....	43
3.2.2. Longévité à la température de 25°C.....	44
3.2.3. Longévité à la température de 30°C.....	45
3.2.4. Longévité à la température de 35°C.....	46
3.3. Mesure du poids moyen de <i>Calliphora vicina</i>	47
3.3.1. A température de 20°C.....	47
3.3.2. A température de 25°C.....	50
3.3.3. A température de 30°C.....	53
3.3.4. A température de 35°C.....	56
3.4. Croissance métrique des larves <i>Calliphora vicina</i>	59
3.4.1. A température de 20°C.....	59
3.4.2. A température de 25°C.....	61
3.4.3. A température de 30°C.....	64
3.4.4. A température de 35°C.....	67
3.5. Durée de développement de <i>Lucilia sericata</i>	69
3.5.1. Longévité à la température de 20°C.....	69
3.5.2. Longévité à la température de 25°C.....	70
3.5.3. Longévité à la température de 30°C.....	71
3.5.4. Longévité à la température de 35°C.....	72

3.6. Mesure du poids moyen de <i>Lucilia sericata</i>	73
3.6.1. A température de 20°C	73
3.6.2. A température de 25°C	75
3.6.3. A température de 30°C	78
3.6.4. A température de 35°C	80
3.7. Croissance métrique des larves <i>Lucilia sericata</i>	82
3.7.1. A température de 20°C	82
3.7.2. A température de 25°C	85
3.7.3. A température de 30°C	88
3.7.4. A température de 35°C	90
Chapitre 4 : Discussion	93
Conclusion	101
Références bibliographiques	102
Publication	111
Résumés	120

Liste des figures

- Figure 1** : Mouches de Mégnin : faune de cadavres (en haut) « *Pyophila petasionis* Duf », (au milieu) « *Sarcophaga carnaria* Meig », (en bas) « *Lucilia caesar* Rob.D. »5
- Figure 2** : Coléoptères du Faune du cadavre de Mégnin. De gauche à droite: "*obscura Silpha*" (adultes et larves), "*Saprinus rotundatus*" (adultes et larves), "*Hister cadaverinus*" (adult), et "*Obscurens tenebrio*" (adultes et larves).6
- Figure 3**: Chronologie d'une expertise entomologique du décès. Le délai de colonisation va être impacté par l'accessibilité du corps et des conditions climatiques..7
- Figure 4** : A gauche : Adulte de *Lucilia sericata* (Diptères,Calliphoridae). à droite : Constatations sur une scène de crime par des techniciens en identification criminelle de la gendarmerie.8
- Figure 5**: Cycle de développement des Diptères Calliphoridae A 25°C.....14
- Figure 6**: Pontes agrégées de femelles de Diptères Calliphoridae sur un cadavre de porcelet..... 14
- Figure 7**: Organes sensoriels d'une larve de *Lucilia sericata* observés au microscope électronique à balayage environnemental (MEBE). A. Tête de la larve avec la présence des crochets buccaux. B. Organe Dorsale (DO) utilisé pour l'olfaction. C. Organe Terminale (TO) utilisé pour la gustation.15
- Figure 8**: Vue postérieure d'une larve de *Calliphora vicina* (Diptera : Calliphoridae) au stade L3. Les fentes des stigmates postérieurs permettent de déterminer rapidement le stade de l'individu.....16

Figure 9: A gauche : Masse larvaire sur un cadavre de porc. A droite : Génération de chaleur au sein d'une masse de larves de Calliphoridae (larval-mass effect).....	22
Figure 10 : Un système de locomotion et de numérisation de la larve de <i>Lucilia sericata</i>	23
Figure 11 : Développement des ovaires. (A) Au début du développement de l'adulte, Les ovaires sont petits et contiennent des ovocytes immatures (flèche). (B) Entièrement Les ovaires développés comprennent des ovocytes matures et occupent abdomen. La mouche est appelée gravid une fois que les ovaires ont atteint cette grande Taille	24
Figure 12 : Cage métallique pour la conservation de cadavre.	28
Figure 13 : Prélèvement des œufs des mouches à partir des orifices naturels	28
Figure 14 : Pinces métalliques	29
Figure 15 : Les différents types de nourritures	30
Figure 16: Comptage des œufs à l'aide d'un mince pinceau.	30
Figure 17 : Boîtes d'élevages introduits dans une enceinte climatique	31
Figure 18 : Balance de précision et papier millimétré.	32
Figure 19: Zones de dissections de la larve de Diptères nécrophages	33
Figure 20 : Les principales structures utilisées dans l'identification des larves de Diptères nécrophages	34
Figure 21: A gauche loupe binoculaire munie d'un appareil photos, à droite loupe binoculaire avec un écran.	35
Figure 22: Mouches Calliphoridae : à gauche « <i>L. sericata</i> » et à droite « <i>C. vicina</i> ».....	37

Figure 23 : Comparaison entre les œufs de <i>Lucilia sericata</i> (a) et <i>Calliphora vicina</i> (b). (photo 1 « ×32 » et photo 3 « ×8 ») représentent les œufs singuliers des deux espèces. (photo 2 « ×20 ») Amas des œufs des deux espèces.....	38
Figure 24 : Les différentes parties d'une larve « <i>Calliphora vicina</i> » du 3 ^{ème} stade larvaire : (a 1 et a 2) Stigmate antérieur avec 7 - 8 lobes. (b) Pseudocephalon « vue ventrale ». (c) Cephaloskeleton « vue latérale ». (d) Stigmates postérieurs. (e) Les épines du segment thoracique III.	40
Figure 25 : Les différentes parties d'une larve « <i>Lucilia sericata</i> » du 3 ^{ème} stade larvaire : (a 1 et 2) Stigmate antérieur avec 8 - 9 lobes. (b) Pseudocephalon « vue ventrale ». (c) Cephaloskeleton « vue latérale ». (d) Stigmates postérieurs. (e) Les épines du segment thoracique III.....	41
Figure 26 : Début de formation de la chair de mouche (a et b)	42
Figure 27 : L'étape finale de formation de mouche	42
Figure 28 : Début d'émergence d'une mouche (a et b)	43
Figure 29 : Dépôt des œufs sur un substrat de viande.	43
Figure 30 : Larves de <i>Calliphora vicina</i> au stade pré pupes.	44
Figure 31 : Stade pupes de l'espèce <i>C. vicina</i>	45
Figure 32 : Larves et pupes mortes de l'espèce <i>C. vicina</i>	46
Figure 33 : Intérieur de pupes mortes de l'espèce <i>C. vicina</i>	46
Figure 34 : Larves de <i>Calliphora vicina</i> desséchées et mortes.	47
Figure 35 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20°C.....	48
Figure 36 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.....	51
Figure 37 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.....	54

Figure 38: Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35 °C.....	57
Figure 39: Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.....	59
Figure 40: Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.....	62
Figure 41: Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.....	65
Figure 42: Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35 °C.....	67
Figure 43: Larves de <i>Lucilia sericata</i> au stade 3.	69
Figure 44: Pupes de <i>Lucilia sericata</i>	70
Figure 45: Larves au stade pré pupes.....	71
Figure 46: Larves de <i>Lucilia sericata</i> en phase d'alimentation.	72
Figure 47 : Stade pupes de <i>Lucilia sericata</i>	72
Figure 48: Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.....	73
Figure 49: Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.....	76
Figure 50: Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.....	78
Figure 51: Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 35 °C.....	81
Figure 52: Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.....	83

Figure 53: Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.....	86
Figure 54: Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.....	88
Figure 55: Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 35 °C.....	90

Liste des tableaux

Tableau 1 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20 °C.....	48
Tableau 2 : Analyse de variance (ANOVA) du poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20 °C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	49
Tableau 3 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.....	51
Tableau 4 : Analyse de la variance (ANOVA) de poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	52
Tableau 5 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30 °C.....	54
Tableau 6 : Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de subtrats pendant la durée de développement à 30 °C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	55
Tableau 7 : Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C.....	57
Tableau 8 :Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	58
Tableau 9 : Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.....	59

Tableau 10 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	60
Tableau 11 : Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.....	62
Tableau 12 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	63
Tableau 13 : Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.	64
Tableau 14 :Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	66
Tableau 15 : Longueurs moyennes des larves de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C.....	67
Tableau 16 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Calliphora vicina</i> nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	68
Tableau 17 : Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.....	73
Tableau 18 :Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	74

Tableau 19 : Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.....	75
Tableau 20 : Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	77
Tableau 21 : Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.....	78
Tableau 22 : Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30 °C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	79
Tableau 23 : Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C.....	80
Tableau 24 : Analyse de variance (ANOVA) de Poids moyens des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	80
Tableau 25 : Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.	82
Tableau 26 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....	84
Tableau 27 : Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.	85
Tableau 28 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de <i>Lucilia sericata</i> nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* :	

$p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....87

Tableau 29 : Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.88

Tableau 30 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....89

Tableau 31 : Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C.90

Tableau 32 : Analyse de variance (ANOVA) de Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0.05$ significatif ; ** : $0.05 < p < 0.01$ hautement significatif ; *** : $0.001 < p < 0.0001$ très hautement significatif).....91

Introduction

Introduction

Malgré plus d'un siècle et demi d'existence, l'entomologie légale reste considérée comme une discipline récente en criminalistique (**Gaudry et al., 2007**). L'entomologie forensique est une discipline peu connue mais en plein essor qui attire la curiosité de nombreuses personnes. L'entomologie fonctionnelle et évolutive développe une nouvelle approche pour caractériser cet écosystème particulier qui est le cadavre en recourant aux outils de l'écologie chimique. Lorsqu'une espèce animale meurt, elle est rapidement visitée et colonisée par de nombreux organismes tels que des bactéries, les mammifères et les oiseaux. Au sein de nos écosystèmes terrestres tempérés, 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 de cet écosystème où ils remplissent la fonction "d'éboueurs entomologiques". Le cadavre constitue pour ces différentes espèces un substrat nourricier, un site de reproduction, un refuge ou encore un territoire idéal bien que fluctuant au rythme des processus de décomposition. Parmi les insectes nécrophages, deux ordres sont largement présents sur les carcasses animales en décomposition: les Diptères et les Coléoptères. L'utilisation des insectes et d'autres arthropodes (acariens) à des fins médico-légales est le centre d'intérêt de l'entomologie forensique. On parle aussi d'entomologie (médico)-légale, judiciaire ou criminelle (**Dekeirsschieter et al., 2012**)

Le cadavre n'est cependant pas qu'un simple puits alimentaire, il est aussi un lieu d'accouplement et de ponte, de prédation, de parasitisme et devient ainsi un véritable écosystème. Un écosystème est caractérisé non seulement par les espèces qui le composent, mais aussi par son environnement, le climat étant un paramètre important ayant des conséquences sur la cinétique de cet « écosystème cadavre » (**Charabidzé, 2010**). Pour cela, les entomologistes étudient le développement des insectes nécrophages, pour transposer ensuite ces connaissances lors d'expertises et estimer ainsi, suivant les conditions météorologiques, la date de la première ponte (**Byrd & Castner, 2009**). Cependant, les conditions climatiques ont un fort effet sur les insectes nécrophages avec un impact sur leur activité, mais aussi sur leur développement (**Aubernon, 2012**).

D'une manière générale les chaînes alimentaires sont dominées par les insectes à chaque niveau trophique situé au-dessus de celui des plantes. Les insectes sont aussi un

chaînon important dans le recyclage de la matière organique, notamment les cadavres et les excréments. Par exemple, un corps humain dénudé, exposé à l'air libre, peut abriter plus de 2,5 millions de larves de mouches nécrophages durant l'été. Ainsi dans le fonctionnement des écosystèmes, la contribution des insectes dépasse largement celle des vertébrés. Bien que la vie ait commencé dans les océans, aujourd'hui deux groupes sont dominants sur terre, les plantes et les insectes. Plus de 50% de toutes les espèces vivantes décrites (animales et végétales) sont des insectes.

En conditions favorables, les insectes nécrophages colonisent rapidement les corps humains et peuvent être utilisés pour estimer l'intervalle post-mortem (IPM). Cependant, les populations de Diptères nécrophages (mouches) susceptibles de coloniser un corps varient au fil des saisons. À ces variations saisonnières se superposent des variations à court terme, principalement liées au climat et au rythme nyctéméral. Les populations de Diptères nécrophages sont suffisantes pour coloniser un corps même durant les périodes froides, bien que leur nombre diminue considérablement. Conformément à la littérature, les mouches bleues (*Calliphora spp.*) sont les plus actives en hiver, à l'inverse des mouches vertes (*Lucilia spp.*) dominantes durant l'été. Outre les effets saisonniers (variations sur une période de plusieurs mois), la température ambiante mais surtout l'insolation ont confirmé leur rôle déterminant sur l'activité ponctuelle des insectes. (**Charabidzé et al., 2012**).

En Algérie, La plupart des recherches sur l'entomologie légale ont été menées sur les Diptères car ils sont les premiers insectes nécrophages visiteurs du cadavre. Pour cela **Guerroudj & Berchi (2016)** se sont intéressés aux Coléoptères qui sont souvent négligés. Le cycle de vie de *Silpha rugosa* (Linnaeus, 1758) a été étudié et nous a apporté des informations sur l'influence de la température sur le développement de *S. rugosa*. Les travaux de **Bensaada et al. (2014)**, **Bensaada (2015)**, **Boulkenafet et al. (2015)** et **Boulkenafet (2016)**, se sont intéressés à la faune des Diptères nécrophages en Algérie, et le recyclage de la matière organique afin de servir aux enquêtes judiciaires.

Dans notre travail, nous avons étudié le développement larvaire de deux espèces d'insectes nécrophages *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid, 1830) et *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera ; Calliphoridae). Notre objectif est d'obtenir des données qui pourraient être utilisées pour la détermination et l'estimation de l'IPM et d'améliorer les connaissances sur les mouches nécrophages. Cette étude sera basée sur l'influence des facteurs biotiques (types

de nourritures) et abiotiques (conditions climatiques, principalement la température) sur le développement des deux espèces de Calliphoridae. Pour cela, on s'est assigné l'objectif de répondre aux questions et savoir comment le facteur climatique (température) et les différents tissus nutritifs utilisés influent sur la durée de développement et les croissances pondérales et métriques des Diptères nécrophages et si les mouches nécrophages se développent d'une façon optimale sous toutes les conditions.

Chapitre 1 :

études

bibliographiques

Chapitre 1 : ETUDES BIBLIOGRAPHIQUES

1.1. Notion d'entomologie forensique

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

1.2. Historique d'entomologie médico-légale

La première utilisation des insectes lors d'une enquête judiciaire 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 (Benecke, 2001). Ainsi, un autre cas en chine, le premier cas d'entomologie forensique (10^{ème} siècle) est rapporté par Sung T'zu en 1247 dans son manuel à l'usage des enquêteurs sur la scène de crime. Il décrit le cas d'un coup de couteau lors de la découverte d'un cadavre d'une personne assassinée à l'aide d'une faucille aux champs. Les enquêteurs ont remarqué la présence d'un grand nombre de mouche sur un outil de fauchage. Des Diptères de la famille des Calliphoridae étaient attirées par les odeurs des microtraces de sang présentes sur la faucille d'un paysan (Benecke, 2001 ; Wyss & Cherix, 2006). En Europe, la colonisation d'un cadavre par les mouches et leurs larves a été étudiée en détail à partir du 17^{ème} siècle. Avant, on pensait que les larves qui se trouvent sur un cadavre proviennent de la génération spontanée ou du corps mort lui-même et jusqu'à aujourd'hui, de

Chapitre 1 : Etudes bibliographiques

très nombreuses personnes pensent encore que les vers présents sur les cadavres « sortent » du corps après la mort (**Benecke, 2001 ; Charabidzé, 2012**).

Le premier cas moderne de médecine légale inclue une estimation de l'intervalle post mortem (IPM), a été donné par le docteur français **Bergeret** en 1855. Il a été conduit à la maison d'une femme pour examiner le cadavre d'un enfant. L'affaire a porté sur les pupes d'une mouche à viande et des larves de papillon qui se trouvaient sur la scène de crime. Après étude du cycle de vie et l'identification des insectes, il a conclu que deux générations d'insectes ont été trouvées sur le corps, ce qui représente 2 ans post-mortem. Sur le cadavre frais, la mouche de chair a déposé ses œufs en 1848 et sur le cadavre desséché, la teigne posa ses œufs en 1849. Ainsi, il a daté la mort de l'enfant retrouvé emmuré dans la cheminée de la maison d'un couple (**Benecke, 2001**).

En France, en 1831, le célèbre médecin français **Orfila** a observé un grand nombre d'exhumations et comprit que les asticots jouent un rôle important dans la décomposition des cadavres. Finalement, en 1894, **Mégnin** a publié son livre le plus important : la faune des cadavres : l'application de l'entomologie à la médecine légale (fig. 1 et 2). Dans ce document, il a élargi son ancienne théorie des quatre vagues d'insectes pour les cadavres librement exposés à huit vagues de succession (**Boulkenafet, 2016**).

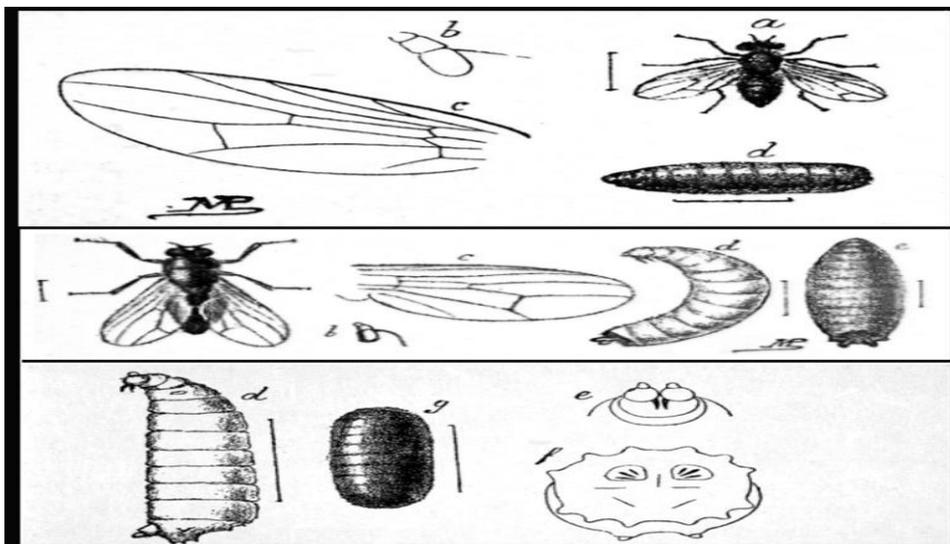


Figure 1 : Mouches de Mégnin : faune de cadavres (en haut) « *Pyophila petasionis* Duf », (en milieu) « *Sarcophaga carnaria* Meig », (en bas) « *Lucilia caesar* Rob.D. » (**Benecke, 2001**).

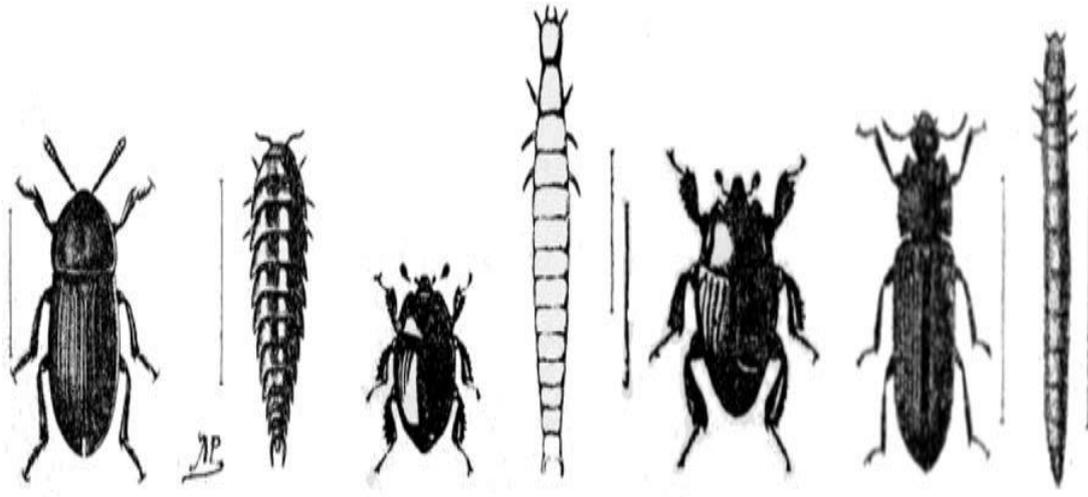


Figure 2 : Coléoptères du Faune du cadavre de Mégnin. De gauche à droite: "*obscura Silpha*" (adultes et larves), "*Saprinus rotundatus*" (adultes et larves), "*Hister cadaverinus*" (adult), et "*Obscurens tenebrio*" (adultes et larves) (**Benecke, 2001**).

Entre les années 1960 et le milieu des années 1980, l'entomologie médico-légale a été maintenu principalement par le médecin Marcel Leclerq (Belgique) et le professeur de biologie Pekk Nuorteva avec un accent sur le travail de cas. Leclerq, repris les travaux de Mégnin, développa la méthode notamment grâce à son livre « entomologie et médecine légale : datation de la mort (**Charabidzé & Gosselin, 2014**).

1.3. Les études entomologiques

L'entomologie médico-légale est une science relativement récente et les premières études sur le sujet étaient principalement consacrées à lister les différents insectes présents sur un cadavre (**Payne, 1965**). Des études ultérieures, plaçant la carcasse dans des conditions diverses et variées (cadavre vêtu ou non), les entomologistes ont pu faire des comparaisons entre les décompositions et surtout entre les colonisations par les insectes nécrophages. Ces études ont montré que les différences observées lors de la décomposition ou lors de la colonisation sont dépendantes de l'accessibilité à la carcasse mais surtout du climat, ce qui explique l'estimation d'un intervalle post-mortem minimum et non l'estimation de la date précise de la mort (fig. 3) (**Aubernon, 2012**).

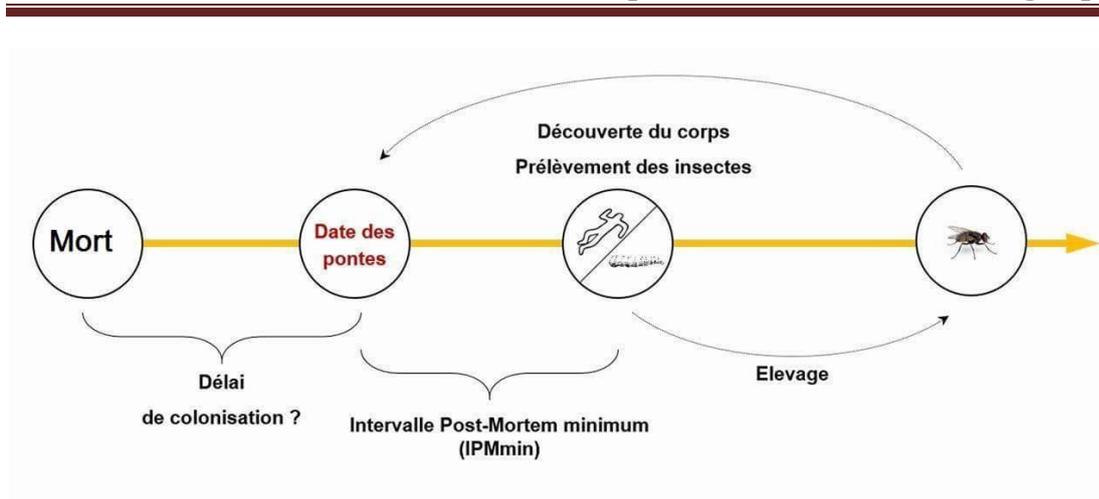


Figure 3: Chronologie d'une expertise entomologique du décès (Boulay, 2015).

Le délai de colonisation va être impacté par l'accessibilité du corps et des conditions climatiques. La partie élevage se fait en laboratoire en conditions de température et de nourriture contrôlées (Boulay, 2015).

1.4. Cadavre en tant qu'écosystème

Par définition, le cadavre est une ressource instable et éphémère. Ce biotope, à haute valeur énergétique, apparaît de façon imprédictible, d'où la nécessité pour les espèces nécrophages, qui se nourrissent des cadavres, de le détecter et de s'y rendre rapidement. C'est un environnement hétérogène avec différentes gammes de températures ainsi que des spots de nourriture à valeur nutritionnelle inégale (foie, cerveau etc.). Les insectes nécrophages sont les principaux artisans de la décomposition d'un cadavre. En s'alimentant, ils vont contribuer de manière significative à augmenter la vitesse de dégradation du cadavre. On trouve principalement parmi eux des espèces de Diptères et de Coléoptères (Boulay, 2015).

1.4.1. La décomposition d'un cadavre à l'air libre

La décomposition d'un corps comporte une série de processus dynamiques qui vont entraîner des changements physiques, chimiques et biologiques au niveau du cadavre. Après la mort, les processus de décomposition s'enclenchent plus ou moins rapidement selon les conditions environnantes (température et humidité principalement). On distingue classiquement cinq stades de décomposition: le stade initial, le gonflement, la décomposition active, la décomposition avancée et la squelettisation. La plupart des cadavres vont se putréfier sous certaines conditions environnementales, La putréfaction est la destruction des tissus mous du corps sous l'action des microorganismes (bactéries, protozoaires et

champignons) endogènes et exogènes. La décomposition d'un corps à l'air libre provoque l'écoulement de nombreux liquides putrides qui vont progressivement imprégner le sol (Dekeirsschieter *et al.*, 2012).

1.4.2. Rôle et importance des insectes dans les enquêtes judiciaires

Les insectes sont souvent utilisés comme indicateurs de l'âge de temps écoulé depuis la mort, les mouches à viande (Diptère : Calliphoridae) peuvent être particulièrement utile à cet égard. La connaissance précise du taux de développement de l'insecte est essentielle pour déterminer le temps écoulé depuis la mort dans des enquêtes sur des homicides (fig.4) (Clarkson *et al.*, 2004). L'examen des insectes sur les lieux du crime peut fournir d'autres informations utiles, telles que la liaison d'un suspect à une scène de crime fournissant une analyse des corps en état de décomposition, indiquant le mouvement du corps, période de négligence, l'heure de jour et les conditions météorologiques au moment de la colonisation des insectes. La succession des communautés d'insectes sur les charognes varie selon la colonisation géographique. Les Calliphoridae arrivent dans les quelques minutes qui suivent la mort et pondent les trappes d'œufs pour former les premiers stades larvaires. Ils subissent ensuite des mues pour former trois stades larvaires (Ruchi *et al.*, 2015).



Figure 4 : A gauche : Adulte de *Lucilia sericata* (Diptères, Calliphoridae). A droite : Constatations sur une scène de crime par des techniciens en identification criminelle de la gendarmerie. (Gaudry *et al.*, 2007).

1.4.3. L'utilisation des insectes nécrophages pour dater le décès en entomologie médico-légale

L'estimation de l'intervalle post-mortem (IPM) constitue le point de départ souvent indispensable à l'identification de la victime 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 d'un ensemble 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 (**Beauthier, 2007**). En effet, durant les premières heures post-mortem, le développement des insectes sur le cadavre est insuffisant pour apporter une datation précise, ou du moins plus précise que celle réalisée par les médecins légistes (**Bourel *et al.*, 2003**).

Pour chaque espèce utilisée en vue d'une datation entomologique du décès, il existe un profil décrivant le temps total de développement nécessaire (de l'œuf à l'imago) pour différentes températures (**Grassberger & Reiter, 2001**). A partir de ces données, il est donc possible d'estimer le temps nécessaire permettant le développement total selon la température, même quand celle-ci n'est pas constante. De ce fait, en relevant sur le site du décès les preuves entomologiques ainsi que les données météorologiques, l'entomologiste peut « remonter le temps » et estimer la date de la première ponte, date où la victime est déjà morte (**Aubernon, 2012**).

1.4.4. Méthodes de détermination de l'intervalle post-mortem

La première méthode est basée sur le développement des larves de Diptères et concerne presque uniquement les larves de Calliphoridae. Cette technique permet théoriquement une évaluation précise, dès la ponte des premières mouches jusqu'à l'apparition des mouches adultes de la première génération. L'élément essentiel est la température locale. Cette technique permet, en se basant sur la connaissance de la durée de développement des mouches, de calculer l'IPM minimum (**Wyss & Cherix, 2006**).

La 2^{ème} technique se base sur la succession des espèces au cours du temps sur un cadavre. La durée de développement de chaque stade est dépendante de la température. Si on est capable de connaître les températures locales dès le décès de la personne, il est possible de reconstruire la durée de développement et de savoir à quel moment les premières mouches sont venues pondre sur le cadavre (**Wyss & Cherix, 2006**). Les femelles de Calliphoridae pondent souvent leurs œufs par groupes d'une vingtaine, à proximité immédiate des orifices naturels (nez, bouche, oreilles, organes génitaux, anus), ou à proximité des blessures, si elles existent il est important de savoir que les larves du premier stade sont incapables de percer la peau et qu'elles se nourrissent presque uniquement l'élément protéiques liquides. Ainsi les muqueuses permettent à ces larves de se nourrir et pénétrer dans le corps. C'est habituellement la face qui est colonisée avant les orifices génitaux. Après cette première

période, les larves muent en larves de deuxième stade. Celles-ci, de taille plus importante, sont capables de pénétrer la peau en utilisant des enzymes protéolytiques et l'action simultanée de leurs crochets buccaux. Mais c'est au troisième et dernier stade larvaire qu'elles seront les plus voraces et coloniseront l'ensemble du corps, le plus souvent, on aperçoit des masses très actives de ces larves presque toujours en mouvement. C'est à ce moment que la consommation du cadavre sera maximale (Wyss & Cherix, 2006).

1.5. Biologie des insectes colonisateurs du cadavre

1.5.1. L'entomofaune des cadavres

On distingue quatre groupes écologiques autour d'un cadavre (Wyss & Cherix, 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 :

-Les espèces nécrophages

Se nourrissent des tissus cadavériques et plus spécifiquement des liquides. On peut citer les Diptères appartenant aux familles des Calliphoridae et des Sarcophagidae, mais également des Coléoptères des familles des Silphidae et des Dermestidae (Dekeirsschieter *et al.*, 2012).

- Les espèces nécrophiles

Sont prédateurs 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 (Dekeirsschieter *et al.*, 2012).

- Les espèces omnivores

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

- Les espèces opportunistes

Elles utilisent le cadavre comme une annexe de leur biotope afin de s'abriter, se réchauffer, hiberner et parfois même pour se nourrir. Elles sont originaires de la végétation environnante ou de la pédofaune et peuvent exceptionnellement être prédateur des espèces nécrophages. On y dénombre des Collemboles, des araignées, des mille-pattes, des Lépidoptères mais aussi des acariens qui se nourrissent des moisissures et champignons qui peuvent se développer sur le corps en décomposition (**Dekeirsschieter et al., 2012**).

1.5.2. Les Diptères-généralités

Les Diptères sont caractérisés par deux paires d'ailes et quelques espèces sont aptères. La première paire antérieure est bien développée, alors que les ailes postérieures sont profondément modifiées, formant ce que l'on appelle des haltères. Cette modification unique a permis aux Diptères de se mouvoir, très rapidement et d'échapper à leur prédateurs. Le thorax est modifié de la manière suivante : le prothorax, le métathorax et le mésothorax. Les pattes possèdent des tarsi composés de 5 articles et se terminent par deux griffes. L'ordre des Diptères est divisé en deux sous ordres, d'une part les Nématocères et les Brachycères (**Wyss & Cherix, 2006**).

Le terme Nématocère se réfère aux antennes de ce sous-ordre qui sont fines et multi segmentées. Les Brachycères possèdent des antennes courtes et comptant moins de 6 segments, elles se séparent encore en deux groupes : les Orthorrhaphes et les Cyclorrhaphes (**Wyss & Cherix, 2006**).

Les Diptères sont majoritairement sexués et la parthénogenèse est rare. La durée de vie des adultes est courte et le moment le plus important pour les adultes est la rencontre des sexes et la ponte. Les larves de Diptères peuvent être Microphages, Saprophages, Phytophages, Xylophages, Coprophages, Nécrophages, Zoophages, et éventuellement Hématophages. De nombreuses espèces de Calliphoridae ou de Muscidae sont attirées par des cadavres ou des excréments et peuvent entraîner une dysenterie ou d'autres maladies (**Wyss & Cherix, 2006**).

1.5.3. Les Diptères nécrophages

- Calliphoridae

Sont des mouches de taille moyenne à grande variant de 4 à 16 mm souvent les adultes sont en partie bleu ou vert métallique, ou alors trouve une longue pilosité dorée sur le thorax. Les larves sont des asticots de forme cylindro-conique. Sur le dernier segment on trouve des Tubercules entourant la plaque stigmatique. On les rencontre le plus fréquemment sur les matières animales et végétales en décompositions (**Wyss & Cherix, 2006**).

-Sarcophagidae

Sont des mouches assez souvent robustes, dont les espèces d'intérêt forensique possèdent un abdomen qui porte le plus souvent un motif en damier, parfois des bandes ou des taches grises et des bandes grises ou noires sur le dos du thorax. Contrairement aux Calliphoridae aucunes espèces ne portent des couleurs métalliques. Suivant les espèces, la taille vue de 2 à 22 mm. Les larves des Sarcophagidae se développent dans toutes sortes de matières animales en décomposition, y compris les excréments et les cadavres. Il semble même que ces mouches sont moins nombreuses sur un cadavre que les Calliphoridae (**Wyss & Cherix, 2006**).

-Fannidae

Elles sont habituellement grises foncées à noirs, parfois avec des taches jaunes sur l'abdomen de petites tailles (4 à 9 mm). Les larves sont saprophages, se nourrissant de matière organique en décomposition. Les Fannidae fréquemment de préférence les régions boisées et sont plus rares en milieu ouvert. L'espèce la plus connue est *Fannia canicularis* ou petite mouche domestique, que l'on rencontre souvent à l'intérieur des habitations et qui se reconnaît à sa danse incessante au centre des pièces près du plafond (**Wyss & Cherix, 2006**).

-Muscidae

Sont des mouches de taille petite (2 mm) à grande (18 mm) généralement de couleur terne, mais aussi assez variable, du jaune orange au gris, brun ou noir, parfois avec des reflets métalliques bleus ou verts et avec le corps hérissé de marchochètes. Les larves sont des asticots cylindriques, plus fins vers l'avant et arrondis en arrière avec des crochets buccaux fusionnés. Ces mouches sont avides de sang et se réunissent en groupe parfois très nombreux sur les

bovins qu'elles ne quittent guère. Les larves se développent dans les excréments (Wyss & Cherix, 2006).

-Piophilidae

Sont de petites mouches (de 2,5 à 6 mm de longueur) de couleur sombre, mate ou brillante. La tête, vue de profil est plutôt ronde. Les larves sont lisses et effilées vers l'avant. L'asticot peut ainsi atteindre une hauteur de près de 10 cm lors d'un saut. Cette espèce se trouve parfois sur des cadavres humains. Les larves se retrouvent, plus souvent sur des cadavres âgés de plusieurs semaines, mais on peut trouver des adultes après 3 ou 4 jours déjà (Wyss & Cherix, 2006).

-Phoridae

Sont de petites mouches mesurant de 0,5 mm à 6 mm de longueur. Elles sont de couleurs brunes, noirs ou jaunes et possèdent un dos voûté. Leur tête petite est repliée vers le bas et les fémurs postérieurs sont souvent plats et très élargis. Les larves sont cylindro-coniques et chaque segment est marqué d'apophyse triangulaire plus ou moins saillante ou garnies de papilles sensorielles portant ou non de soies (Wyss & Cherix, 2006).

1.5.4. Cycle de développement des Diptères nécrophages

Les Diptères nécrophages sont des insectes holométaboles, c'est-à-dire à métamorphose complète. Leur cycle de développement est composé de 4 stades : œuf, larve, puppe et adulte (Fig. 5). La durée de ce cycle est dépendante de deux paramètres : l'espèce et la température. La femelle pond ses œufs, préférentiellement au niveau des orifices naturels du corps (Fig. 6). Ces œufs sont pondus en paquets d'environ 200 et sont généralement agrégés avec ceux d'autres femelles. Cette agrégation des pontes est la résultante de signaux attractifs comme la présence d'œufs, de larves et/ou d'adultes. Les femelles vont chercher un site de ponte à la fois humide, évitant ainsi la dessiccation des larves, et permettant pour leur progéniture un accès facile à la nourriture. Après l'éclosion, les larves vont passer par trois stades (L1, L2 et L3) entrecoupés par deux mues (fig. 5). Puis, le stade pré-puppe, qui est un stade intermédiaire entre L3 et puppe, et qui correspond, chez la plupart des espèces, à la phase d'éloignement du corps. (Boulay, 2015). Lorsque la métamorphose est achevée, l'imago (insecte-parfait) s'extrait du puparium pour s'envoler vers un nouveau cycle de vie, une fois ses ailes séchées (Gaudry *et al.*, 2007).

Chapitre 1 : Etudes bibliographiques

Les taux de développement d'insectes à différentes températures ont été étudiés à des fins médico-légales pour améliorer la précision sur l'estimation de l'IPM. Des températures supérieures ou inférieures à la température seuil inhérent à chaque espèce peut retarder les temps d'incubation des œufs ou de les perturber même temporairement (Alonso *et al.*, 2015).

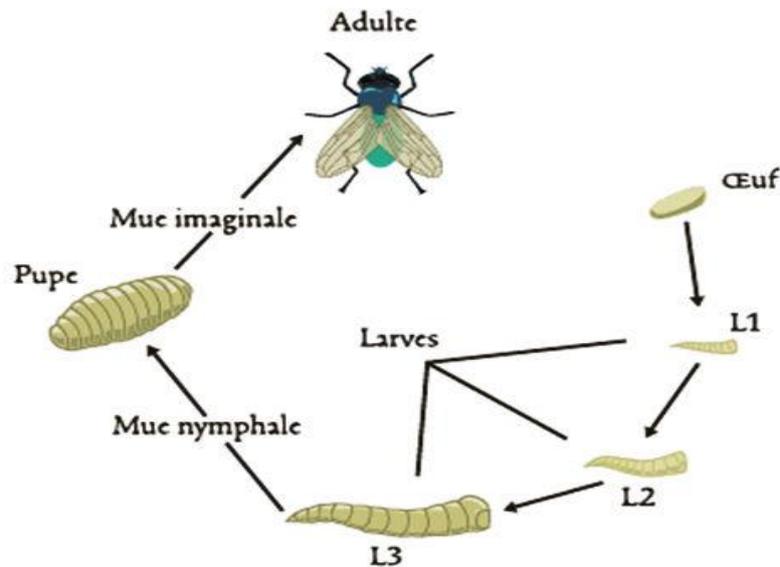


Figure 5: Cycle de développement des Diptères Calliphoridae. (Boulay, 2015).



Figure 6: Pontes agrégées de femelles de Diptères Calliphoridae sur un cadavre de porcelet (Boulay, 2015).

1.5.5. Anatomie des larves nécrophages

Les larves nécrophages de Diptères disposent de deux crochets buccaux antérieurs utilisés pour l'alimentation. Dans cette même région, deux organes sensoriels présents en paire sont présents : l'organe dorsal (DO), utilisé pour l'olfaction et l'organe terminal (TO) utilisé pour la gustation (Fig. 7). Les larves disposent également de 12 photorécepteurs regroupés sous le nom d'organe de Bolwig. Cet organe détecte la lumière sur un spectre allant de 400 à 630 nm (Boulay, 2015).

Sur la partie postérieure, des stigmates sont présents permettant aux larves de respirer tout en se nourrissant sur le cadavre (Fig. 8). Après chaque mue, une fente s'ajoute à celles déjà présentes (stade L1, stigmate à une fente ; stade L2, stigmates à deux fentes et stade L3, stigmates à trois fentes). Cette caractéristique permet de distinguer facilement le stade de développement de la larve observée (Boulay, 2015).

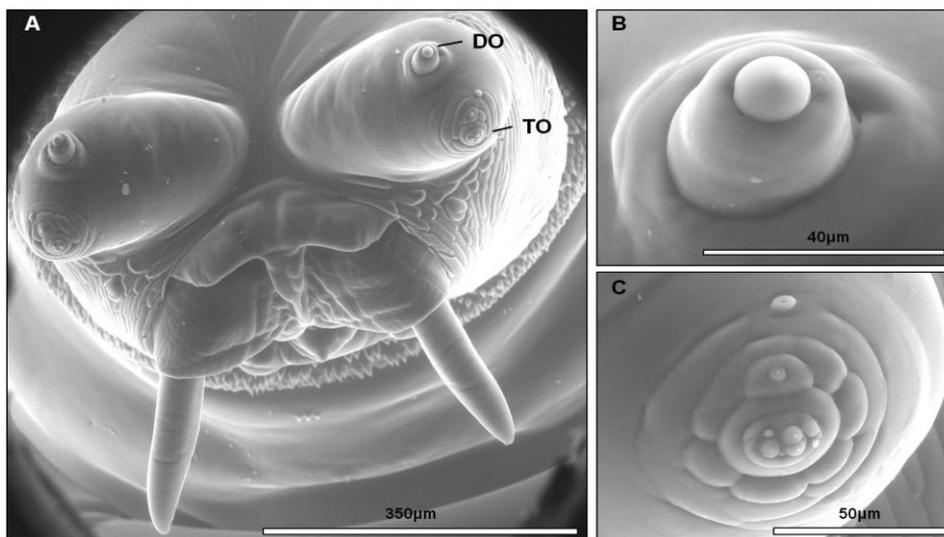


Figure 7: Organes sensoriels d'une larve de *Lucilia sericata* observés au microscope électronique à balayage environnemental (MEBE). A. Tête de la larve avec la présence des crochets buccaux. B. Organe Dorsale (DO) utilisé pour l'olfaction. C. Organe Terminale (TO) utilisé pour la gustation (Boulay, 2015).

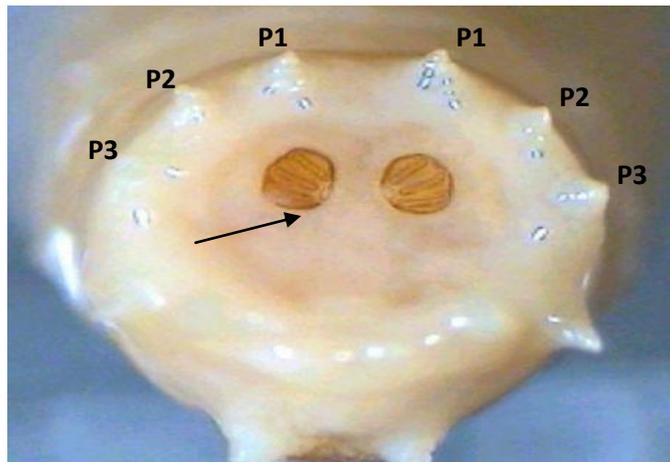


Figure 8 : Vue postérieure d'une larve de *Calliphora vicina* (Diptera : Calliphoridae) au stade L3. Les fentes des stigmates postérieurs permettent de déterminer rapidement le stade de l'individu : 1 fente par stigmate au stade L1, 2 au stade L2 et 3 au stade L3 (bouleknafet, 2016).

1.5.6. Développement des larves de Diptères nécrophages

Les Diptères Calliphoridae ont un cycle de développement holométabole. Bien que le sujet fasse encore débat, il semblerait que les Calliphoridae ne pondent que durant la journée, ou en présence de lumière. De plus, la présence d'autres œufs, de larves ou d'individus adultes accroît la probabilité de ponte en agissant comme un signal attractif pour les femelles gravides. Le temps passé aux stades prépupe (larve migratrice) et puppe (nymphe) peut représenter jusqu'à 75% de la durée de développement totale. Cette stratégie minimisant le temps passé sur le cadavre, observée chez la plupart des Diptères nécrophages, semble être une réponse évolutive à l'instabilité de ce biotope éphémère (Charabidzé, 2012).

En revanche, il existe une corrélation entre la masse du cadavre et le nombre moyen d'individus qui en émergent. Durant leur stade larvaire, les Diptères Calliphoridae expriment un grégarisme marqué (Kuusela & Hanski, 1982). La probabilité de survie d'un individu décroît rapidement lorsque le nombre de larves par gramme de substrat devient trop important, mais qu'un phénomène de facilitation (augmentation de la probabilité de survie avec la quantité de larves) peut apparaître pour des concentrations intermédiaires (Charabidzé, 2012).

De plus, tous les tissus n'ont pas la même valeur nutritive pour les larves. Des résultats expérimentaux chez *Calliphora vicina* indiquent une durée de développement des larves nourries avec du cerveau, du cœur, du poumon ou des reins de porc inférieure de deux jours à

celles placées sur du foie (**Kaneshrajah & Turner, 2004**). Le même type de résultat a été obtenu avec des larves de *Calliphora augur* (Fabricius 1775) et *Lucilia cuprina* (Wiedemann 1830) (**Day & Wallman, 2006**). Enfin, la comparaison de substrats de différentes origines animales indique un développement plus rapide sur la viande de porc que sur celle de bœuf (**Clark et al., 2006**). On observe enfin que les différences de valeur nutritive entre substrats sont amplifiées en cas de surpopulation et donc de compétition pour l'accès à la nourriture (**Faria et al., 2004**).

1.5.7. L'âge des larves

L'estimation de l'âge des larves est effectuée à l'aide de critères morphologiques et des données de développement disponibles auprès de nombreuses études publiées. Le stade pupal des Calliphoridae est sédentaire, composée de 50% de la durée du cycle de vie. Bien qu'il y a quelques rapports sur l'utilisation de stade pupal morphologique pour l'âge et l'estimation de l'IPM (**Brown et al., 2014**). Les larves de Calliphoridae peuvent retarder la nymphose si les conditions ne sont pas optimales (**Byrd & Butler, 1997**).

Les insectes récupérés à partir d'un corps, principalement des larves de mouches et les Coléoptères peuvent fournir des informations sur les conditions vécues par le corps après la mort (**Donovan et al., 2006**). Par conséquent, la première ponte peut être plus âgée que les autres lots, la différence d'âge peut représenter quelques minutes ou l'ensemble de la période embryonnaire (**Davies & Harvey, 2012**).

1.6. La communication chimique chez les insectes

La communication chimique ou chimioréception est le principal mode d'interaction des grands groupes d'animaux incluant les insectes. La décomposition du corps va entraîner des changements physiques et biochimiques importants, celui-ci va émettre en se décomposant des odeurs plus attractives pour certaines espèces et d'autres moins attractives. L'insecte est capable d'extraire du bruit de fond odorant qui peut déclencher chez lui des comportements spécifiques (**Dekeirsschieter et al., 2012**).

1.6.1. Les odeurs cadavériques

L'entomofaune des cadavres serait attirée par les odeurs cadavériques émises par le corps en décomposition (**Dekeirsschieter et al., 2012**). « L'odeur de la mort » est constituée par un mélange de plus de cent composés organiques volatils qui évoluent au cours de la

décomposition. Les espèces pionnières pourraient être attirées par des COVs cadavériques. En général, l'odeur de décomposition tend à se dissiper avec la disparition progressive des tissus mous du corps. Les composés organiques volatils émis au cours de la décomposition sont en fait des produits de décomposition intermédiaires. Il s'agit de co-produits issus du catabolisme des molécules biologiques: les protéines, les acides nucléiques, les lipides et les glucides (Dekeirsschieter *et al.*, 2012).

1.6.2. Les sémiochimiques

Les sémiochimiques sont des médiateurs chimiques faisant intervenir des organes sensoriels externes et favorisant les interactions entre organismes. Les phéromones interviennent dans les communications intraspécifiques et les allélochimiques interviennent dans les relations interspécifiques. Les odeurs émises au cours de la décomposition sont constituées d'un très grand nombre de molécules chimiques et peuvent être perçues très rapidement par les insectes nécrophages alors qu'aucune odeur cadavérique n'est perceptible à l'odorat humain (Dekeirsschieter *et al.*, 2012).

1.7. Entomotoxicologie

L'entomotoxicologie est l'étude de la bioaccumulation des xénobiotiques chez les insectes ou d'autres arthropodes en vue de déterminer la présence éventuelle de ces mêmes xénobiotiques au niveau du cadavre. En effet, les insectes nécrophages (aussi bien les Diptères que les Coléoptères) collectés sur un cadavre et aux alentours de celui-ci s'avèrent utiles lorsque le corps est trop décomposé (absence de tissus, de sang ou d'urine) pour procéder à des analyses toxicologiques sur des échantillons de tissus "classiques". Effectivement, 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. 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.) et même parfois de matière fécale de Coléoptère. Cependant, la non-détection de drogue au niveau des insectes ne signifie pas qu'il n'y avait pas de drogue au niveau du substrat nourricier. Actuellement, l'étude entomotoxicologique des larves permet d'avoir une information qualitative par rapport aux xénobiotiques utilisées mais il n'est pas toujours possible d'extrapoler la concentration de ces xénobiotiques dans le sang humain en

utilisant la concentration de xénobiotique trouvée (Xénobiotiques: substances toxiques étrangères à l'organisme, souvent d'origine non biologique) dans les larves. Cependant, certaines études suggèrent l'existence d'une corrélation entre les concentrations présentes dans les larves et dans leurs substrats nourriciers, particulièrement dans le cas d'opiacés (comme l'héroïne) et de cocaïne. Il est à noter que les concentrations retrouvées dans les larves sont significativement inférieures à celles trouvées sur les tissus cadavériques nourriciers. L'explication de ce phénomène vient du fait que les insectes métabolisent et éliminent les substances toxiques ingérées durant leur développement. Il apparaît clairement que le développement des insectes pourrait donc être influencé par la présence de drogues. La conséquence de ce phénomène serait une sous ou surestimation de l'IPM (**Frederickx et al., 2011**). Cependant, il a également été démontré que les drogues peuvent modifier la durée de développement des larves sans pour autant être retrouvées dans les analyses de larves (**O'Brien & Turner, 2004**).

1.8. Effets de la température sur le cycle de développement des insectes

Les insectes sont poikilothermes, c-à-d que leur température corporelle varie plus ou moins directement avec la température de l'environnement dans lequel ils se trouvent. Une augmentation de la température, dans des marges favorables pour l'insecte, va accélérer son métabolisme et par conséquent son taux de croissance. Ainsi chaque espèce aura pour chaque stade de son développement une relation bien précise avec la température. Dans la pratique, les élevages réalisés pour obtenir la meilleure approximation possible du temps physiologique peuvent être influencé par la saison ou par d'autres facteurs, comme les écarts de températures subies au cours de sa vie par l'individu, parmi les autres facteurs pouvant influencer la durée du développement, on peut citer la photopériode, l'humidité, les toxiques ou agents mutagènes dans l'environnement ou encore les effets biotiques. Une faible humidité peut affecter le développement, la longévité ou encore la ponte chez les insectes (**Wyss & Cherix, 2006**). Beaucoup d'études montrent que la température influe sur les comportements, comme l'activité ou l'oviposition ainsi que sur le développement ou le taux de survie. Cependant, il existe des adaptations biologiques, permettant à l'insecte de survivre à des températures extrêmes, mais la tolérance n'est pas la même selon l'espèce (**Aubernon, 2012**). **Clarkson et al. (2004)** ont déterminé que les fluctuations par rapport à des températures constantes retardent le développement des larves de *Protophormia terranova*. **Byrd & Buttler (1996)**

ont montré que le développement de la mouche à viande élevée sous des fluctuations de températures est retardé par rapport à celle élevée dans des conditions constantes. Ces facteurs comprennent la différence dans les méthodes de manipulation pendant l'élevage, ainsi que l'utilisation de différentes chambres d'élevage (**Boatright & Tomberlin, 2010**). En revanche, pour *C. vicina*, ils ont constaté que les fluctuations de température ont tendance à ralentir le temps de développement. De même, Greenberg (1991) a trouvé que les variations de température ont tendance à retarder la croissance des larves (**Donovan et al., 2006**).

1.9. Les comportements des larves de Diptères nécrophages

1.9.1. Régime alimentaire

En effet, les larves nécrophages sont étroitement associées avec les populations bactériennes. Les larves de *Lucilia sericata* produisent des composés antibactériens mais aussi favorisent certaines bactéries pour modifier la nourriture et facilite l'assimilation. (**Auberson et al., 2015**). En dépit des similitudes étroites dans les cycles de la vie et biologiques de plusieurs espèces de Calliphoridae et Sarcophagidae, il y a beaucoup de variation de comportement des adultes et des activités biologiques entre les deux familles. À l'exception d'*Eucalliphora lilaea* (Walker) (Diptera : Calliphoridae) tous Calliphoridae étudiés exigeant un repas de protéines avant la copulation, mais ne sont pas nécessaires pour les Sarcophagidae. Les adultes de *Phormia regina* (Meigen) (Diptera : Calliphoridae) et *Protophormia terranova* (Robineau-Desvoid) (Diptera : Calliphoridae) ont tendance à se rassembler dans le plafond des cages, souvent dans les coins, et descendent seulement pour la nourriture et l'eau (**Kamal, 1958**).

La mouche *Musca domestica*, contrairement à *Phormia regina*, produit quelques œufs quand elle est élevée sur une solution de saccharose seul. **Hobson (1935)** travaillant sur *Lucilia sericata* a constaté que ni le lait ni le sérum sanguin n'étaient efficaces pour soutenir le développement des œufs. *Phormia regina* ne développe pas des œufs sur le lait. De leurs côtés, **Kamal (1958)** ont démontré que *Phormia regina* ne produit pas d'œufs lorsqu'il est alimenté uniquement de protéine qui manque de glucides. Le cholestérol est un facteur de croissance essentiel dans *Lucilia sericata* (**Tachibana & Numata, 2001**).

Le comportement alimentaire est évidemment lié à la présence de la nourriture, mais il semble également lié à la présence d'autres larves. Les larves à la fois nourries et affamées passent plus de temps sur le signal aliments que sur le signal larves (larves utilisées comme essais

alimentaires) (**Boulay et al., 2013**). Les stades adultes et immatures de mouches sont l'un des principaux consommateurs d'invertébrés de la décomposition de la matière organique d'origine animale (**Gomes et al., 2006**).

1.9.1. Les enzymes

Les larves de nombreuses espèces de mouches à viande produisent un nombre d'enzymes, y compris les protéases, phosphatases et autres produits métaboliques qui servent à briser la structure de l'épiderme et le derme de la peau. Surtout, *Lucilia* dont les larves excrètent une collagénase qui est la plus active à des pH alcalin aidant à la digestion de la peau de mouton. Les enzymes protéolytiques produites par les larves de mouches à viande ont également un rôle dans l'alimentation des larves (**Constable, 1994**). La tryptase est présente chez les larves de *Lucilia* élevées sur les cerveaux stérilisés et le produit de croissance a le même taux que dans l'excréta larvaire, ceux-ci peuvent servir à digérer les éléments structuraux du tissu musculaire (**Byrd & Butler, 1996**). Les asticots de *Lucilia sericata* sont de plus en plus utilisés comme un moyen rapide et un traitement efficace des plaies qui ne cicatrisent pas. Les larves dans les plaies sécrètent un mélange d'enzymes protéolytiques, de substances antimicrobiennes et de l'ammoniac ce qui cause la liquéfaction et la digestion des tissus nécrotiques, l'irrigation des bactéries provenant de la plaie et une modification du pH de la plaie (**Valachova et al., 2014**).

1.9.3. Comportement d'agrégation des larves nécrophages de Diptères

Les larves nécrophages de Diptères (asticots) forment sur un même cadavre des agrégats hétérosécifiques pouvant contenir des milliers d'individus leur offrant de nombreux bénéfices (production de chaleur, d'enzymes). De part ces observations in natura, ces insectes sont un bon modèle biologique dans un contexte évolutif de l'étude des comportements collectifs (**Boulay, 2015**).

Récemment, **Boulay et al. (2013)** ont démontré que les agrégations de la mouche à viande *Lucilia sericata* sont actifs et associés aux signaux chimiques. Les masses larvaires possèdent un potentiel avantageux, comme la production de la chaleur (larval mass effet) et de la coopération pour la liquéfaction de la nourriture et de l'assimilation (exodigestion). En ce qui concerne ces avantages, le comportement d'agrégation facilite la coopération et donc permet une accélération du développement larvaire et une augmentation dans la survie des larves (**Boulay et al., 2016**).

En outre, l'agrégation empêche la dessiccation larvaire, diminue le risque de prédation et permet d'exploiter mieux les ressources. Ainsi, le comportement d'agrégation semble être fondamental pour la survie des larves nécrophages. Le grégarisme chez les larves nécrophages est compatible. IL affirme que la présence de nombreux congénères dans un lieu unique confère des avantages sur tous les individus (fig. 9) (Boulay, 2015).



Figure 9 : à gauche : Masse larvaire sur un cadavre de porc. A droite : Génération de chaleur au sein d'une masse de larves de Calliphoridae (larval-mass effect) (Boulay, 2015).

1.9.4. Dispersion

La dispersion des larves de mouches à viande est généralement très courte dans le laboratoire mais peut se prolonger pendant des heures ou des jours sur le terrain. Les larves essayent de trouver un site convenable de nymphose (fig. 10). La période pupale est augmentée par environ 2 fois la durée de la période de dispersion (Arnott & Turner, 2008). Sur le terrain, les larves peuvent se disperser horizontalement dans toutes les directions, et verticalement dans le sol (Greenberg, 1990). La dispersion peut être initiée par des facteurs internes tels que la reproduction, la faim, l'impulsion ou grégarisme, facteurs d'influence externes sont le surpeuplement, le manque de nourriture, le changement des conditions alimentaires, direction du vent, ou intervention d'autres organismes (Gomes *et al.*, 2006). Lors de la décomposition d'un cadavre humain, il est possible d'observer des paramètres qui modifient la décomposition et la colonisation : les vêtements, la localisation, l'accessibilité, l'utilisation de drogues ou encore la présence de substances ménagères (Auberton, 2012).

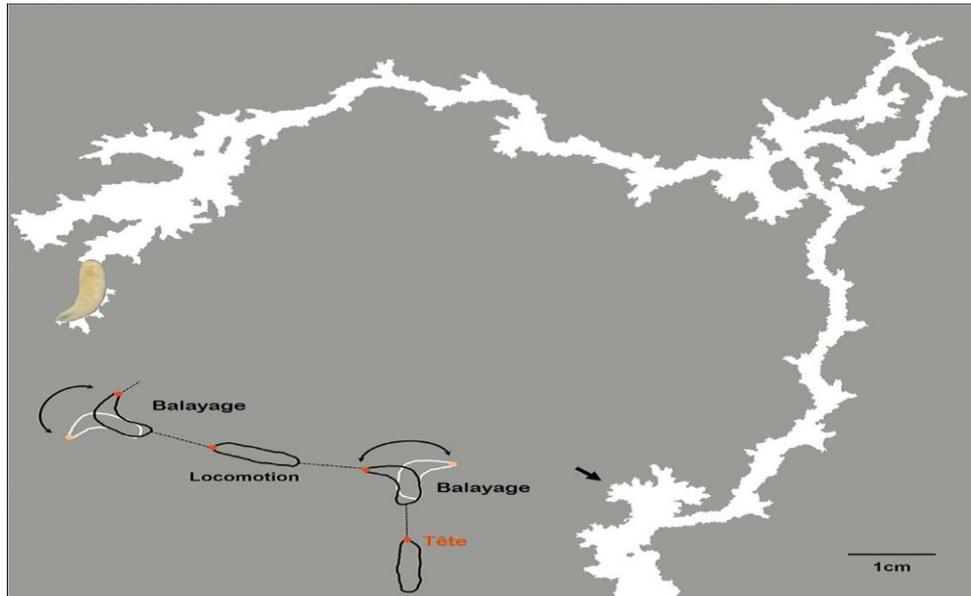


Figure 10 : Système de locomotion et de numérisation de la larve de *Lucilia sericata*.

Au cours du balayage, également appelé pliage, la larve est à l'arrêt et tourne successivement le tiers antérieur de son corps en directions droite et gauche. Après la numérisation de quelques secondes est terminée, la larve se déplace dans la direction choisie. Le chemin d'un *L. sericata* larve dans un nouvel environnement est illustré en blanc. L'illustration (modifiée à partir d'une photographie) montre la zone de contact physique entre la chenille et le substrat. La flèche noire indique un endroit où le balayage a eu lieu, La larve est visible à gauche (Boulay, 2015).

1.10. La ponte

Les mouches peuvent détecter les carcasses à l'intérieur des bâtiments et entrer dans les habitations à pondre. Il semble que la haute température et la lumière du soleil extrême améliorent l'odeur associée à des ballonnements et stimulent les mouches à entrer dans la salle et pondre. Les femelles pondent leurs œufs sur les carcasses, et les larves écloses se nourrissent de la viande en décomposition. L'une des conséquences les plus impressionnantes des agrégations de larves de Diptères nécrophages est l'élévation de température à l'intérieur des agrégats (Charabidzé *et al.*, 2011).

1.10.1. Mode de dépôt des œufs

Parmi les Calliphoridae, le mode de dépôt d'œufs varie d'une espèce à une autre. *Eucalliphora lilaea*, *Phormia regina* et *Protophormia terranova* ont été observé pour décharger leurs œufs sur le haut de l'appât sous forme de cluster. Les clusters varient en taille

Chapitre 1 : Etudes bibliographiques

de 18 à 80 œufs chacune (fig.11). Très souvent plusieurs grappes de différentes femelles sont collées les unes aux autres, formant souvent un amas de masses d'œufs. Dans le cas du genre de *Calliphora*, les œufs sont généralement pondus et dispersés. *C. vomitoria* dépose ses œufs sur des cubes de sucre. Par contre, les femelles de *Phaenicia sericata*, présentent un comportement distinct. Les œufs sont déposés dans des cavités naturelles. Lorsque de telles cavités sont remplies, les femelles ont tendance à décharger leurs œufs sur des taches humides sous la surface de l'appât. Habituellement, une femelle dépose tous ses œufs dans une seule cavité du milieu de ponte. L'état humide de l'appât accélère l'oviposition. Les femelles du genre *Calliphora* et des espèces *Pharniacia sericata*, *Phormia regina* ou *Protophormia terranova* continuent à pondre même si la surface disponible de l'oviposition est entièrement couvert avec des œufs. Le nombre d'oocytes mûris par la mouche à viande, *Lucilia sericata*, dépend de la taille des femelles et la quantité de matière riche en protéines disponibles (Wall, 1993).

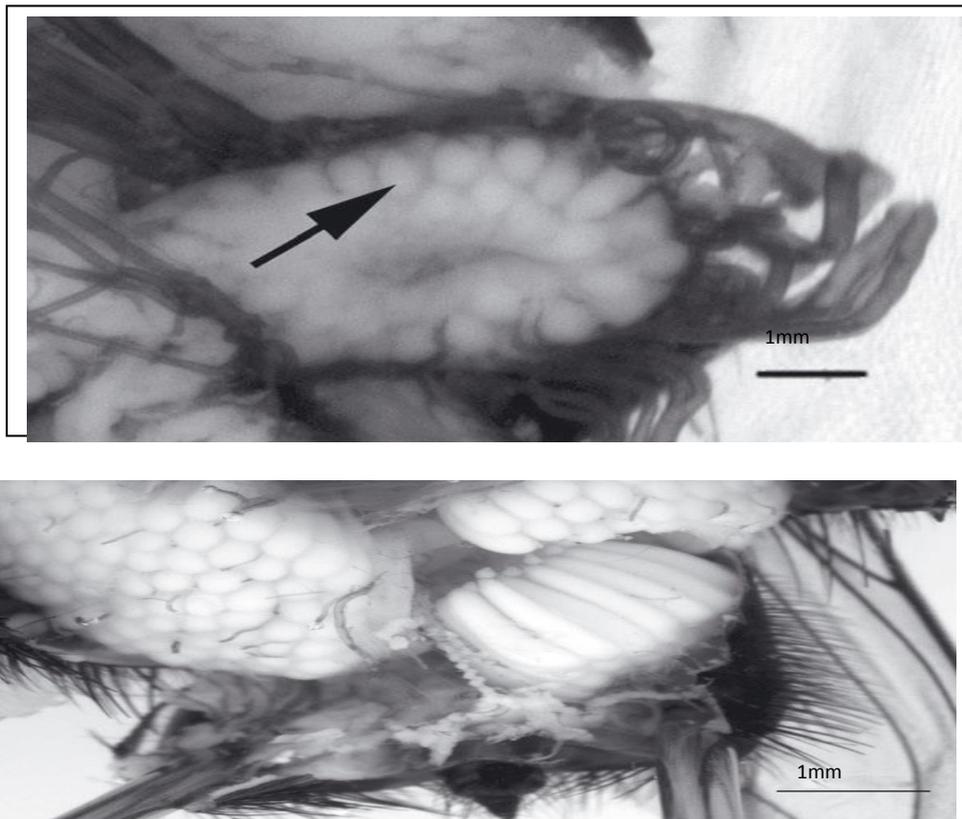


Figure 11: Développement des ovaires. (A) Au début du développement de l'adulte, Les ovaires sont petits et contiennent des ovocytes immatures (flèche). (B) Entièrement Les ovaires développés comprennent des ovocytes matures et occupent abdomen. La mouche est

appelée gravide une fois que les ovaires ont atteint cette grande Taille (**Davies & Harvey, 2012**).

1.10.2. Effet de la température sur les œufs et les larves

Les œufs de Diptères sont pondus en masse (de 200 à 300 unités selon l'espèce) sur le cadavre au niveau des orifices naturels ou des plaies (**Byrd & Castner, 2009**). Les œufs ainsi que les larves de *Lucilia sericata* se dessèchent et meurent à la température de 50°C. La température a aussi une influence sur le temps nécessaire à la maturation des œufs, et va conditionner la vitesse du développement (**Grassberger & Reiter, 2001**). Les larves de Diptères ont un comportement d'agrégation très marqué. Il n'est pas rare d'observer, en conditions naturelles, des masses de larves de plusieurs milliers d'individus. Une des conséquences les plus visibles de ce comportement d'agrégation est l'enregistrement au sein de ces agrégats d'une température nettement supérieure à celle ambiante (**Charabidzé et al., 2011**).

1.11. Effet des produits chimiques sur les Diptères nécrophages

1.11.1. Médicaments

L'identification d'un médicament présent dans un cadavre se fait à travers l'analyse des larves de mouches nourries sur le cadavre. L'utilisation des larves pour les analyses toxicologiques offre quelques avantages techniques sur l'utilisation de tissu putréfié. Il a été suggéré que les pupes pourraient également être des échantillons appropriés pour des analyses toxicologiques avec des avantages similaires (**Sadler et al., 1995**). Le développement des larves de *Lucilia* est légèrement affecté par le paracétamol s'il est présent dans l'aliment d'élevage en particulier pendant les jours 2-4 du développement. La fiabilité de la preuve entomologique dans l'estimation d'un IPM peut dépendre de la toxicologie des tissus de la personne décédée (**O'Brien & Turner, 2004**). De plus, les effets des médicaments sur la croissance des larves de mouches à viande peuvent être affectés par le choix des tissus utilisés pour l'alimentation des larves (**Kaneshrajah & Turner, 2004**).

1.11.2. Effet des produits ménagers

Plusieurs paramètres peuvent retarder la première arrivée des mouches sur un cadavre et le développement ultérieurs des larves. Une étude met l'accent sur le développement de *Lucilia sericata* sur les substrats contaminés par des produits chimiques ménagers : eau de javel, parfum, acide chlorhydrique, soude caustique, insecticide, anti-moustiques et de l'essence dans des quantités comparables avec celles qui pourraient éventuellement être renversées sur un cadavre. Ces produits ont été mélangés avec du foie de bœuf pour simuler une chair contaminée. Les larves ont été élevées à 25°C jusqu'à l'émergence. Acide hydrochlorique, insecticide, et l'essence ont tué toutes les larves. En faibles quantités, la soude caustique et l'anti-moustiques ont augmenté le temps de développement et ont diminué la taille d'un adulte. Cependant, de grandes quantités de ces produits chimiques ont tué toutes les larves (**Arnott & Turner, 2008**). Ces types de produits chimiques affectent le développement des insectes et modifient l'analyse de l'entomologie médico-légale. L'entomologie judiciaire n'estime que le moment de la mort par la colonisation du cadavre avec des insectes nécrophages. Cependant, l'accessibilité cadavérique, les conditions météorologiques et la contamination chimique affectent l'intervalle pré-apparence (PAI), à savoir, le temps écoulé entre la mort et la colonisation par les insectes nécrophages (**Aubernon et al., 2015**).

Chapitre 2 :
Matériel et
méthodes

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

2.1. Préparation de l'expérience

Pour réaliser les expériences on a utilisé deux espèces de mouches nécrophages «*Calliphora vicina*» (Robineau-Desvoid, 1830) et «*Lucilia sericata*» (Meigen, 1826) (Diptera, Calliphoridae). Ces mouches sont des Diptères Brachycères dont les larves sont strictement nécrophages (Aubernon, 2012). De nombreuses espèces inféodées aux cadavres sont ponctuellement associées à ces écosystèmes. Les femelles adultes de ces Diptères sont constamment à la recherche des apports protéiques nécessaires à la vitellogenèse (maturation de leurs œufs) (Dekeirsschieter *et al.*, 2011).

Le protocole suivi dans notre travail est basé sur les effets des différents facteurs biotiques (six types de nourritures) et abiotiques (quatre températures) sur le développement larvaire de mouches nécrophages notamment la croissance en poids et en longueur et la longévité. Les espèces étudiées «*Calliphora vicina*» et «*Lucilia sericata*» ont été choisies en raison de leur grande fréquence sur les cadavres par rapport aux autres nécrophages au cours des différentes saisons de l'année.

2.2. Echantillonnage sur terrain

Les œufs sont recueillis à partir de cadavre animal pendant la période active de la mouche (Grassberger & Reiter, 2001) et dans les 30 minutes de l'oviposition (Al-Shareef & Al-Qurashi, 2016). Les œufs sont récoltés sur un cadavre de chiot de 12,5 kg (exactement du museau, naseau et anus) qui nous a été remis par le service d'hygiène de la ville de Constantine après son ramassage. Ce dernier est entreposé dans une cage en fer de 2m X 2m X 2m de côté (fig. 12) formée d'un grillage métallique de petites mailles pour faciliter seulement l'entrée des insectes, de protéger le cadavre d'éventuels charognards et de permettre sa conservation tout au long de l'expérimentation (Wolff *et al.*, 2001). Il a été signalé que les mouches peuvent détecter les carcasses à l'intérieur des bâtiments et entrer dans les habitats pour pondre (Charabidzé *et al.*, 2011). Cette cage a été placée dans un endroit isolé à proximité du laboratoire de recherche sis à Chaabat Ersas. Dès la mise en place du cadavre, les observations ont commencé afin de réaliser nos prélèvements des œufs (fig. 13). Les femelles pondent leurs œufs sur des plaies ou orifices naturels du cadavre (Byrd &

Castner, 2009 ; Roux *et al.*, 2006). Ceux-ci sont récoltés après une heure du dépôt du chiot au moyen d'une aiguille (type minutie) montée sur un mandrin ou de pinces métalliques souples (fig. 14). Les œufs sont déposés dans des boîtes de pétries et transportés jusqu'au laboratoire.

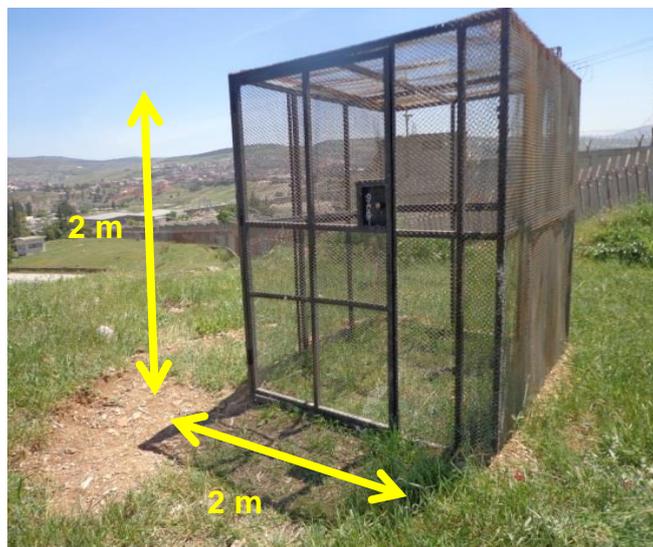


Figure 12 : Cage métallique pour la conservation de cadavre (Photo originale).



Figure 13 : Prélèvement des œufs des mouches à partir des orifices naturels (yeux) (Photos originales).



Figure 14 : Pincettes métalliques (Photo originale).

2.3. Choix de la nourriture

Il est possible que l'organe sur lequel les larves se nourrissent puisse modifier de manière significative le taux de croissance (Clark *et al.*, 2006). De plus, tous les tissus n'ont pas la même valeur nutritive pour les larves (Kaneshrajah & Turner, 2004). Les substrats nutritifs choisis sont les viandes cameline, caprine, viande bovine, chevaline, le foie de volaille et le poisson. Viandes et poissons frais sont achetés en même temps. Chaque viande est divisée en trois portions de 40 g chacune pour trois répétitions. 30 œufs sont alors mis sur chaque substrat (fig. 15) dans une boîte de pétrie sans son couvercle pour servir simplement de support (fig. 16).



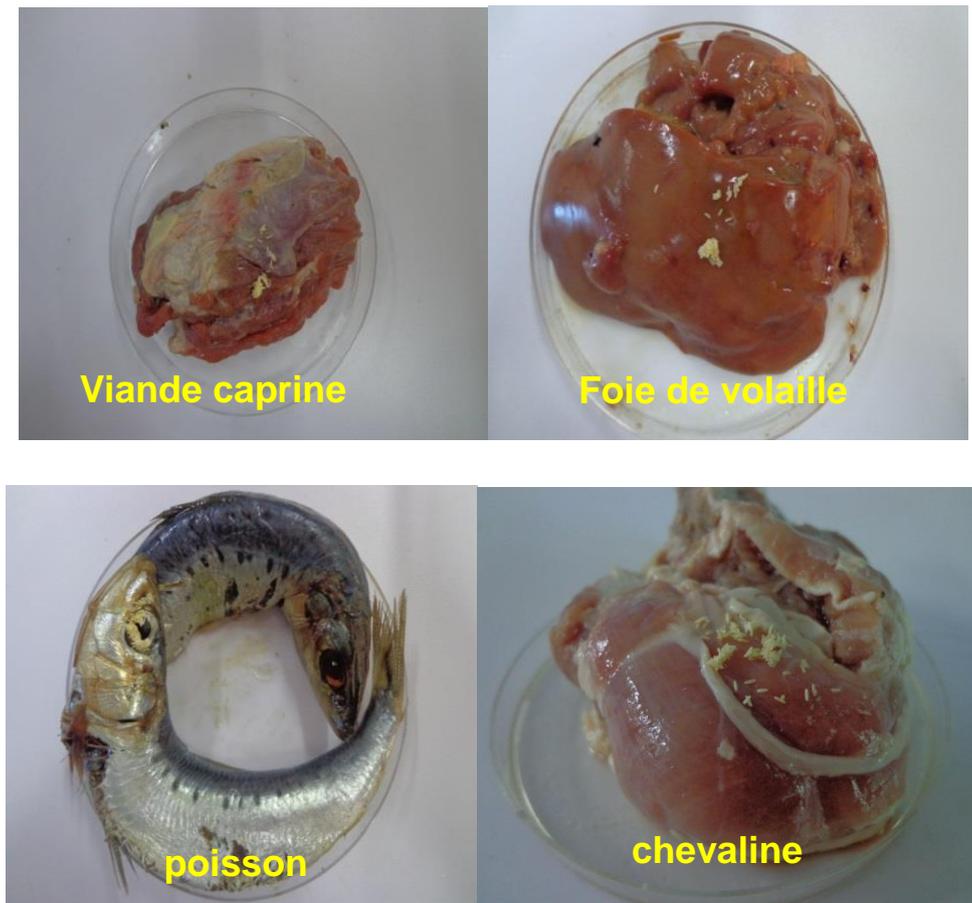


Figure 15 : Les différents types de nourritures (**Photos originales**).



Figure 16: Comptage des œufs à l'aide d'un mince pinceau (**Photo originale**).

2.4. Mise en élevage des larves

Les boîtes de pétries sont déposées ensuite dans des cages d'élevages en plastique de 25 cm de long, 15 cm de large et 17 cm de hauteur. Les cages sont munies d'un couvercle en tulle pour permettre la respiration des larves (fig. 17). Celles-ci sont ensuite introduites dans des enceintes climatiques (étuves) réglées à 20, 25, 30 et 35°C.



Figure 17 : Cages d'élevages introduites dans une enceinte climatique (**Photos originales**).

2.5. Mesures de la longueur et poids du corps larvaire

Les Diptères nécrophages sont des insectes holométaboles. Leur cycle de développement est composé de quatre stades : œuf, larve, puppe et adulte (**Boulay, 2015**). Les observations du développement des asticots se font quotidiennement pour les stades 2, 3, prépupes et pupes. Les différents stades sont pesés avec une balance de précision (KERN (ABJ) et sont mesurés avec un papier millimétré (fig. 18).



Figure 18 : Balance de précision et papier millimétré (**Photos originales**).

Pour effectuer ces mesures on a récupéré une dizaine d'asticots de la viande que nous avons nettoyés à l'aide d'un papier absorbant. Les asticots sont par la suite paralysés par le froid en les introduisant pendant quelques minutes (1 à 2 min) dans un réfrigérateur afin de pouvoir les manipuler. Concernant le stade final « pupe », la mesure de la longueur s'effectue avec un pied à coulisse en raison de la rondeur de ses extrémités. Les mesures sont effectuées chaque jour sur les stades alimentation et post-alimentation. La phase post-alimentation peut être identifiée par la capacité des larves de se déplacer activement loin de la source de nourriture et par la façon dont elles se contractent en forme de tonneau quand on les touche (**Donovan et al., 2006**). En fait, le nombre d'individus prélevé est de 10 larves. Il est inférieur au nombre initial des œufs placé dans chaque cage d'élevage car certaines larves s'enfoncent profondément dans la viande ce qui rend difficile leur extraction. Dix larves sont prélevées au hasard toutes les 24 h (**Al-Shareef & Al-Qurashi, 2016**). La même manipulation est effectuée pour toutes les applications. Les asticots prélevés et nettoyés sont déposés dans des boîtes de pétries en verre pour les peser. Les asticots manipulés sont remis dans la viande d'origine pour continuer leurs croissances. Le temps utilisé pour la récupération des larves des substrats est limité à 30 minutes afin de respecter l'âge des larves. Nous avons manipulé les larves à partir du stade 2 car le stade 1 est très fragile et léger.

2.6. Préparation et identification des spécimens

2.6.1. Préparation des larves

L'identification des espèces à l'état larvaire a été effectuée sur des larves de stade 3, préalablement bouillies et fixées dans l'alcool 70%. Des fissures longitudinales et transversales sont effectuées au niveau de la cuticule, comme indiquées sur les figures 19 et 20.

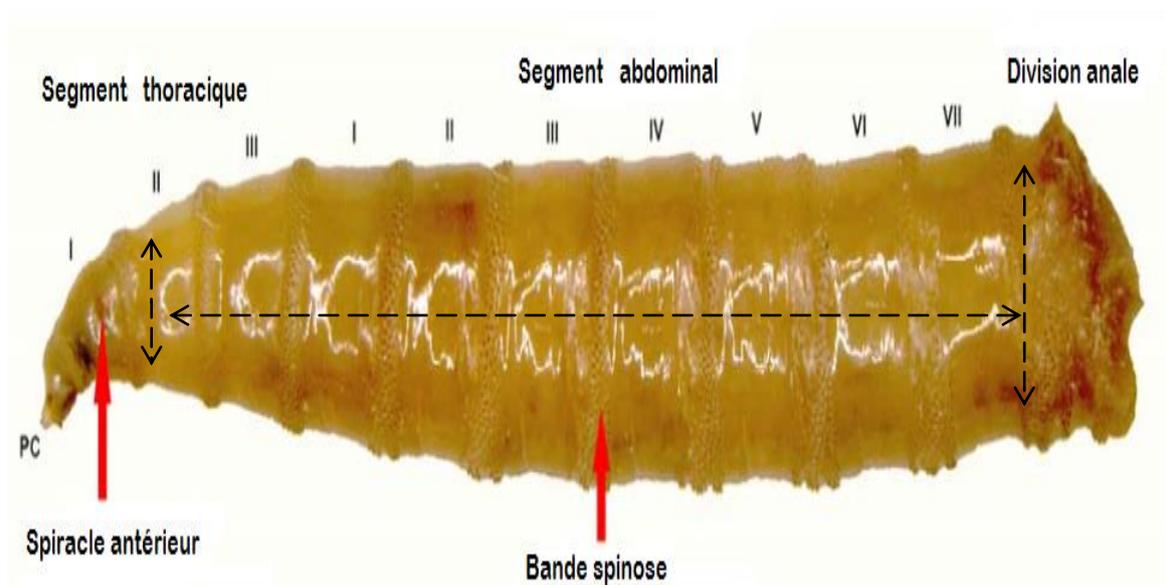


Figure 19: Zones de dissections de larve de Diptères nécrophages (Amendt *et al.*, 2010).

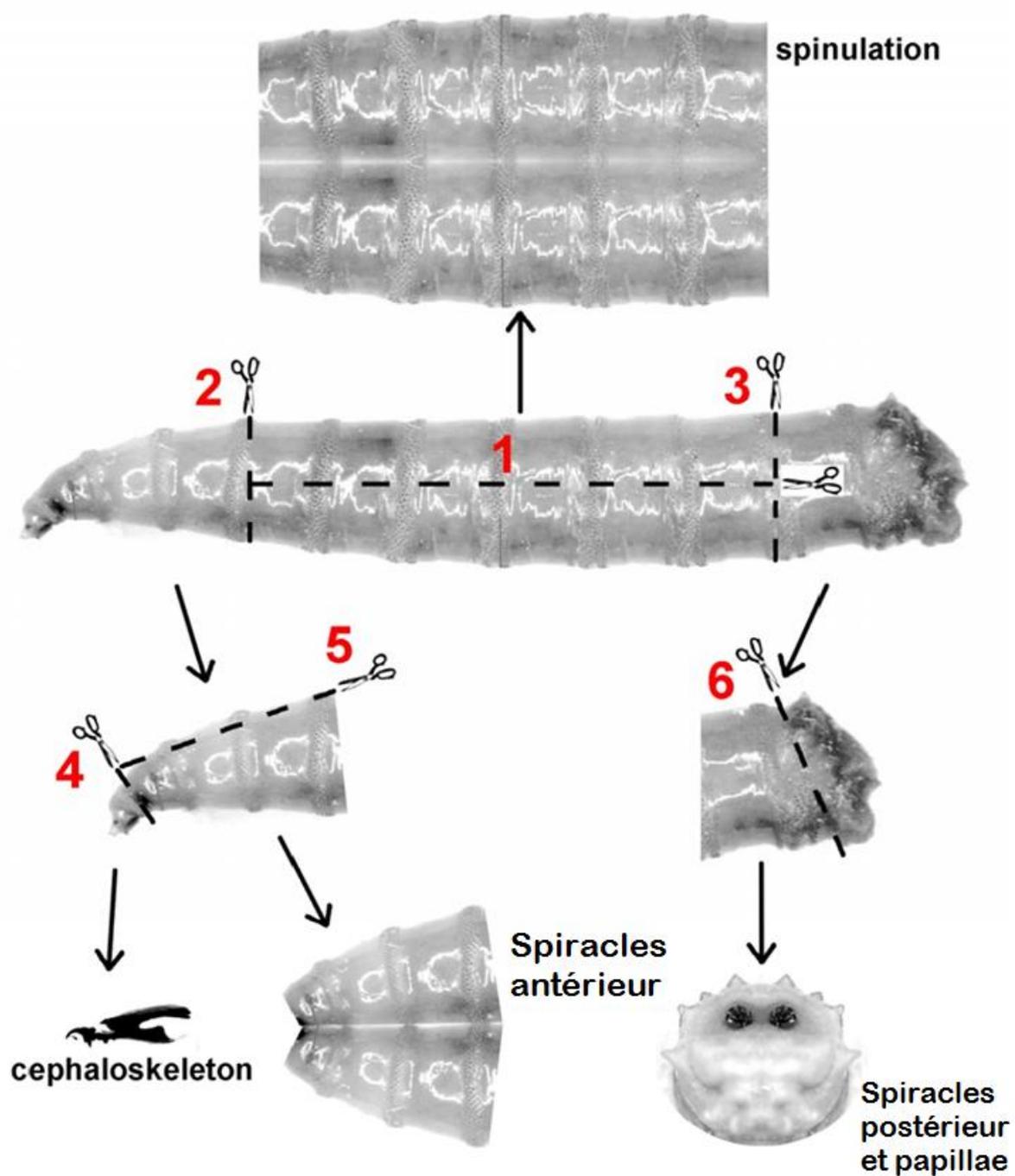


Figure 20 : Les principales structures utilisées dans l'identification des larves de Diptères nécrophages (Amendt *et al.*, 2010).

2.6.2. Identification des différents stades larvaires

Les adultes sont plus facilement identifiés par leurs caractéristiques physiques, et même les larves de certaines espèces peuvent généralement être distinguées. On a utilisé des clés pour l'identification des larves et adultes de **Szpila *et al.* (2008)**, **Szpila & Villet (2011)** et **Wyss & Cherix (2006)**. La distinction entre les stades larvaires et les prises de vues s'effectuent à l'aide d'une loupe binoculaire (fig. 21). La chronologie de développement est basée sur l'observation des spiracles respiratoires postérieurs (une fente : stade 1, deux fentes : stade 2, trois fentes : stade 3).



Figure 21 : A gauche loupe binoculaire munie d'un appareil photos, à droite loupe binoculaire avec un écran (**Photos originales**).

2.7. Etude statistique

L'étude statistique a été réalisée grâce au logiciel SPSS statistics 17.0. L'ANOVA (analyse de la variance) nous a permis de comparer les stades de croissances des différentes larves issues de tous les substrats sous toutes les températures. Le poids et la longueur ont été déterminés en utilisant la moyenne et l'écartype (moyenne \pm écartype) (**Arkin & Colton** cités par **Al-Shareef & Al-Qurashi, 2016**). Nous avons utilisé le test post hoc Scheffé qui permet de déterminer les différences significatives entre les moyennes des groupes dans une analyse de variance (ANOVA). Le test de Scheffé est considéré comme l'un des tests les plus conservateurs (**Anonyme, 2016**). Les résultats sont confirmés par 3 réplifications.

Chapitre 3 :

Résultats

Chapitre 3 : Résultats

3.1. Identification des espèces à l'état larvaire

Au cours de cette étude les espèces *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* (Calliphoridae) ont été élevées sous quatre températures (20, 25, 30 et 35°C) et alimentées avec six types de nourritures : foie de volaille, le poisson et les viandes cameline, caprine, bovine et chevaline. Les œufs sont récoltés à partir des orifices naturels (exactement du museau, naseau et anus) du chiot, pour démarrer leur élevage en laboratoire.

3.1.1. Comparaison entre les œufs de *Lucilia sericata* et *Calliphora vicina*



Figure 22: Mouches Calliphoridae : à gauche « *Lucilia sericata* » et à droite « *Calliphora vicina* » (Photos originales).

Après la récupération des œufs pondus par les deux espèces identifiées : *Lucilia sericata* et *Calliphora vicina* (fig. 22), la comparaison des œufs a commencé par l'observation et la prise des photos. On a noté que les œufs de *L. sericata* (fig. 23 (a)) sont plus minces et plus petits que les œufs de *C. vicina* (fig. 23 (b)).

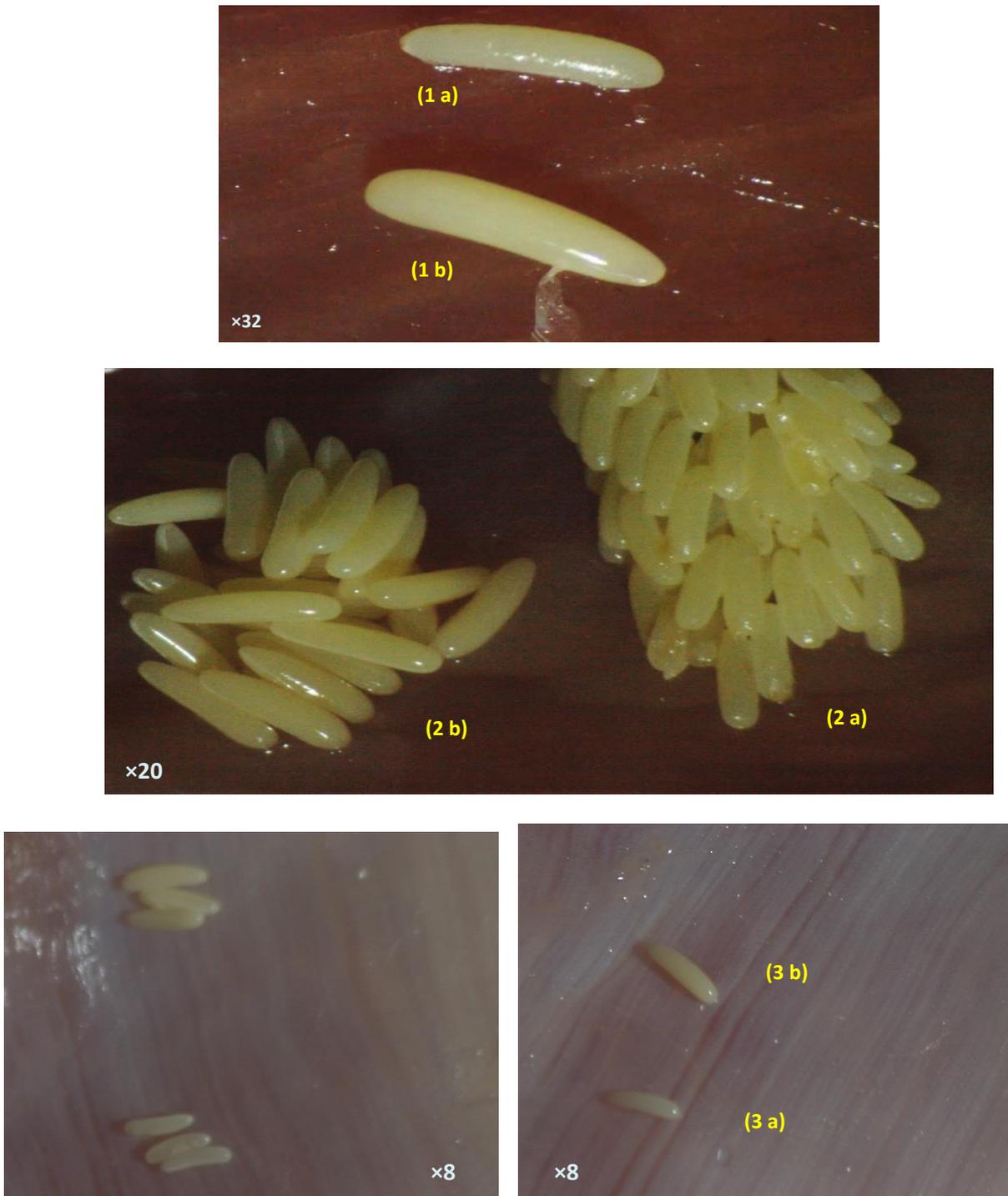
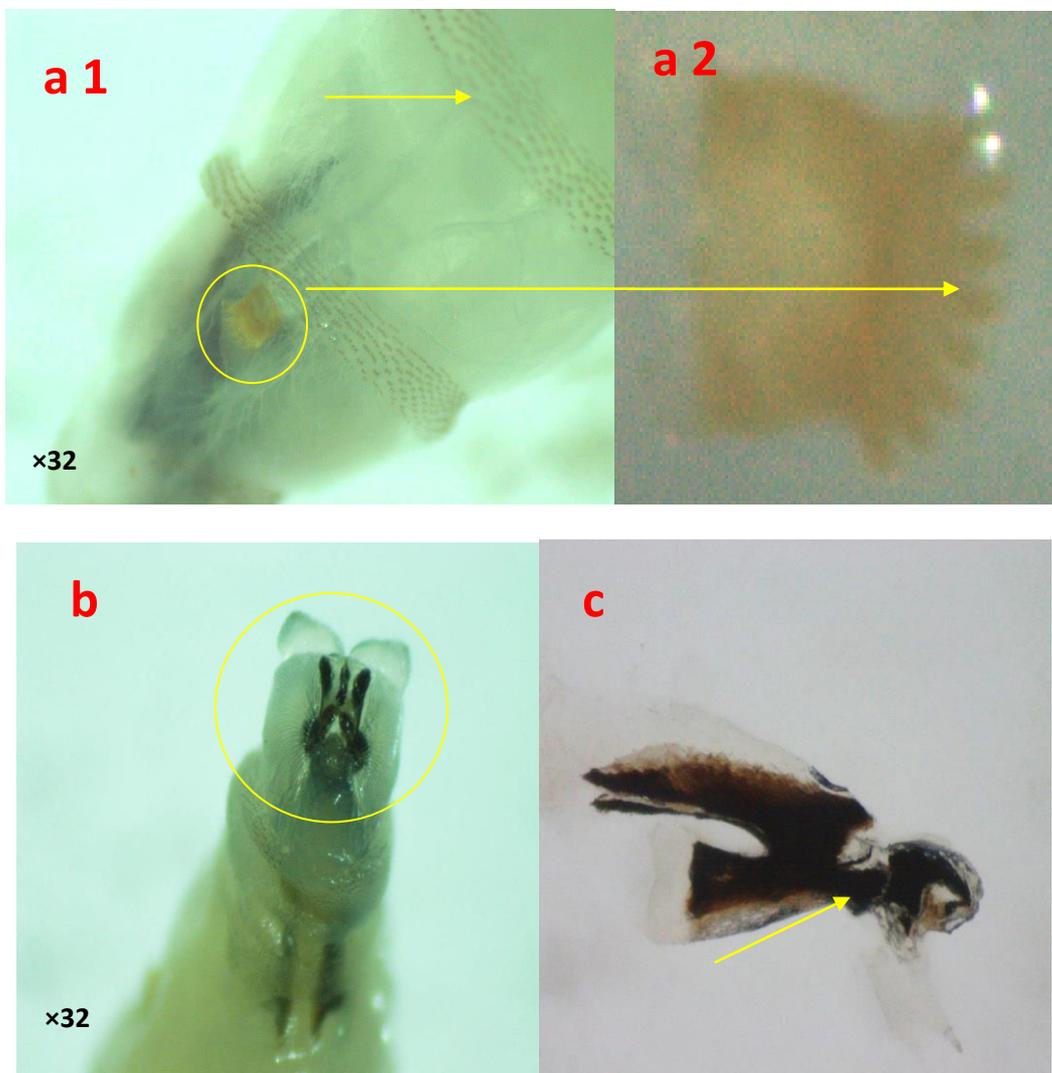


Figure 23 : Comparaison entre les œufs de *Lucilia sericata* (a) et *Calliphora vicina* (b) (photo 1 «×32 » et photo 3 « ×8 ») représentent les œufs singuliers des deux espèces. (photo 2 « ×20 ») Amas des œufs des deux espèces (**photos originales**).

3.1.2. Identification des larves de l'espèce *Calliphora vicina*

Les stigmates antérieurs sont caractérisés par 7 ou 8 lobes (fig. 24 a1 et a 2). De petites épines sont disposées en rangées courtes sur les segments thoraciques (fig. 24 a1). Le sclérite oral est bien sclérotisé sur toute la longueur (fig. 24 b et c). Les spiracles postérieurs sont relativement rapprochés (fig. 24 d). Les bandes des épines antérieures ne sont incomplètes que sur les segments abdominaux 4 et 5 (fig. 24 e). La distance entre chaque tubercule dorsal externe (p1) n'est pas semblable à la distance entre un tubercule médian (p2) et tubercule dorsal externe (p1) (fig. 24 d).



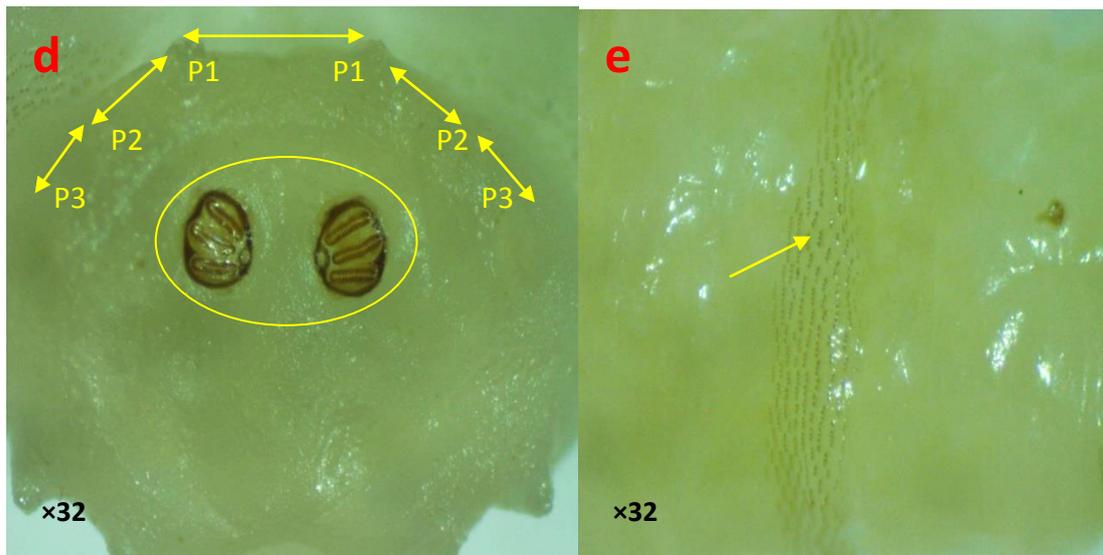
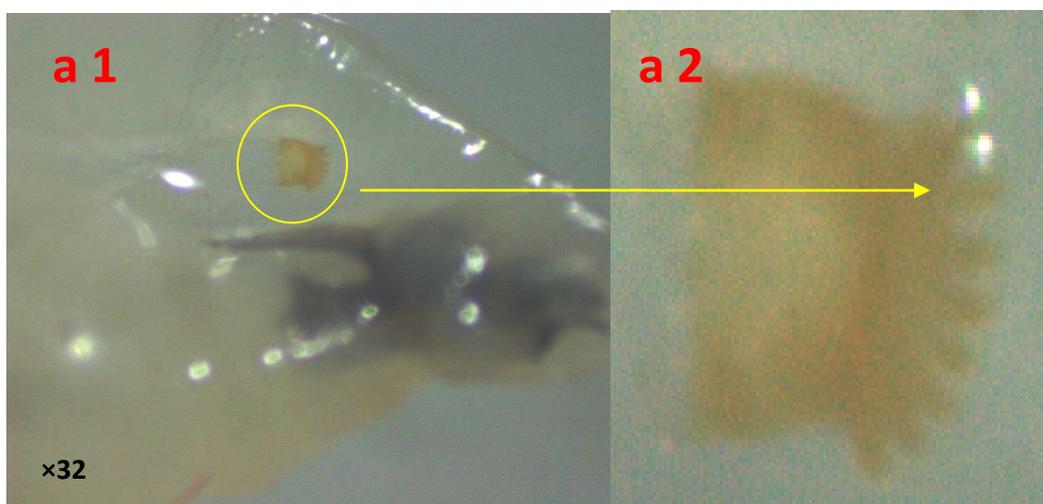


Figure 24: Les différentes parties d'une larve du 3^{ème} stade de « *Calliphora vicina* »: (a 1 et a 2) Stigmate antérieur avec 7 - 8 lobes. (b) Pseudocephalon « vue ventrale ». (c) Cephaloskeleton « vue latérale ». (d) Stigmates postérieurs. (e) Les épines du segment thoracique III (**Photos originales**).

3.1.3. Identification des larves de l'espèce *Lucilia sericata*

Les stigmates antérieurs sont caractérisés par 8 ou 9 lobes (fig. 25 a1, a2). Le sclérite oral est totalement non sclérotisé (fig.25 b et c). La distance entre chaque tubercule dorsal externe (p1) est semblable à la distance entre un tubercule médian (p2) et tubercule dorsal externe (p1) (fig. 25 d). Les épines ont une taille similaire avec des pointes dentelées sur les segments thoraciques rares ou absents (fig. 25 e).



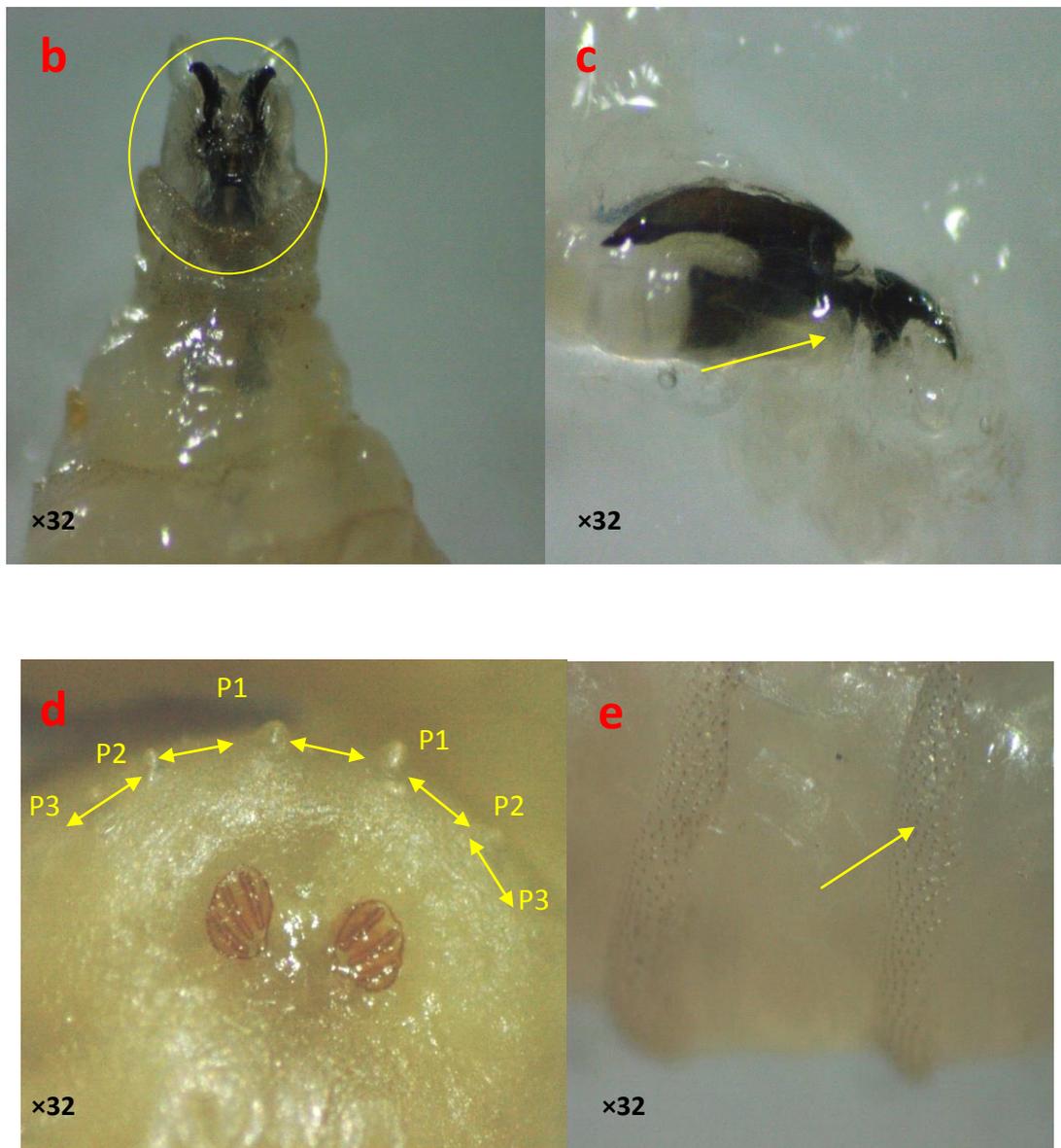


Figure 25: Les différentes parties d'une larve du 3^{ème} stade de « *Lucilia sericata* » : (a 1 et a 2) Stigmate antérieur avec 8 - 9 lobes. (b) Pseudocephalon « vue ventrale ». (c) Cephaloskeleton « vue latérale ». (d) Stigmates postérieurs. (e) Les épines du segment thoracique III (**Photos originales**).

3.1.4. Formation des mouches à l'intérieur des pupes

Le stade pupa est le stade intermédiaire entre l'état de larve et celui d'imago au cours de la métamorphose. À l'intérieur de la pupa, la formation de la mouche commence par la segmentation des trois parties du corps (tête, thorax et abdomen) (fig. 26 a). L'étape suivante

consiste en l'apparition de la chair au niveau du corps après la formation des yeux composés (fig. 26 b). L'étape finale est caractérisée par la formation des pattes et ailes et toutes les parties de corps (fig. 27) de la mouche prête à s'émerger (fig 28. a et b).

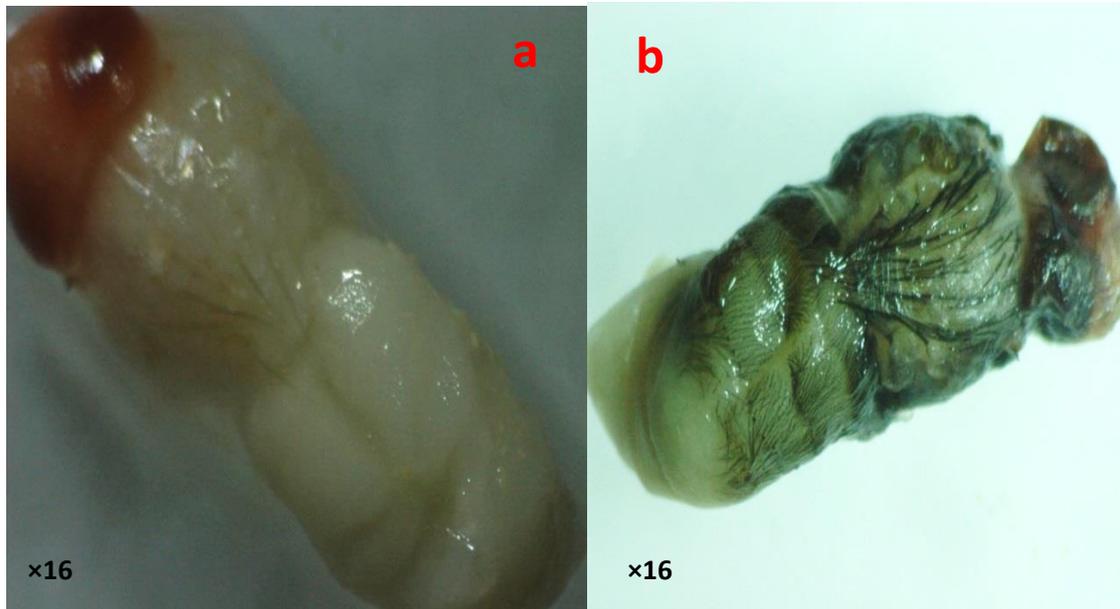


Figure 26 : Début de formation du corps de mouche (a et b) (**Photos originales**).

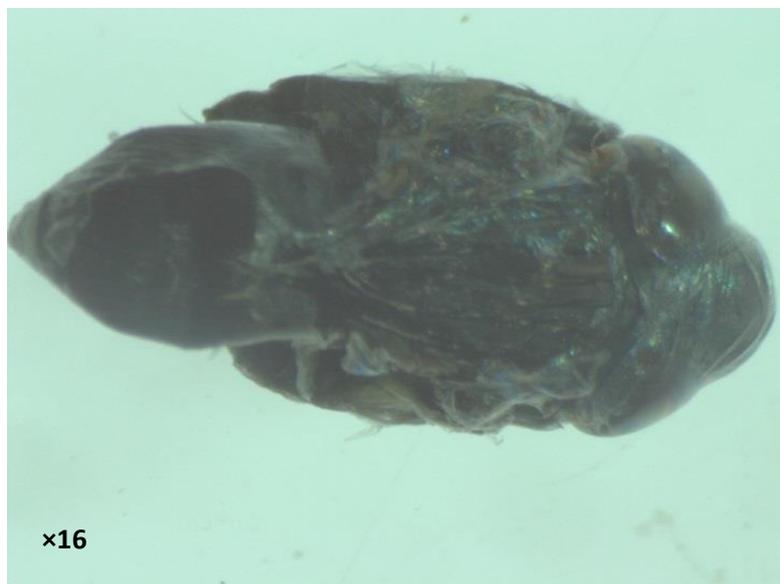


Figure 27 : L'étape finale de formation de mouche (**Photo originale**).



Figure 28 : Début d'émergence d'une mouche (a et b) (**Photos originales**).

3.2. Durée de développement de *Calliphora vicina*

3.2.1. Longévité à la température de 20°C

Les larves de l'espèce *Calliphora vicina* se développent du stade initial (œuf) jusqu'au stade final pour donner, après émergence des pupes, des adultes sous une température de 20 °C. 24 h après le dépôt des œufs sur les substrats (fig.29), on observe la naissance des asticots de stade 1.

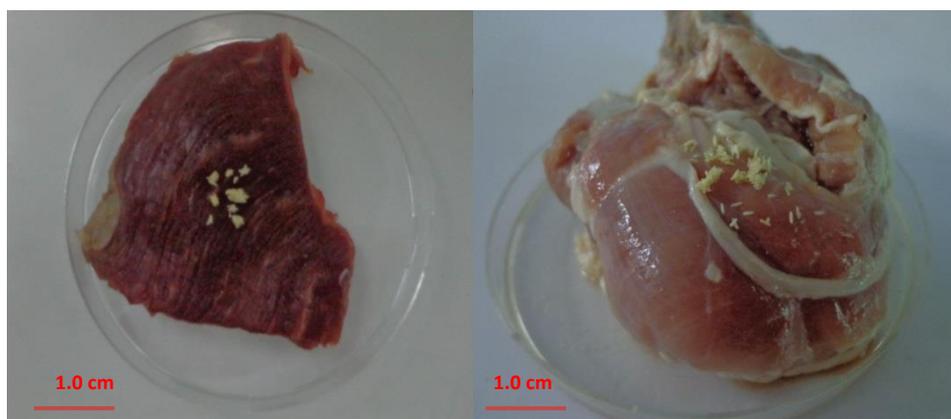


Figure 29: Dépôt des œufs sur un substrat de viande (**Photos originales**).

Au bout de 48 h toutes les larves atteignent le stade 2 sur tous les substrats. A 72 h, les asticots se développent en stade 3. Ce stade dure 3 jours pour les asticots nourris de viandes

cameline, chevaline et bovine. Par contre, chez les asticots nourris de viande caprine, de poisson et foie de volaille, le stade 3 dure environ 4 jours.

Les asticots élevés de viandes cameline, chevaline et bovine commencent à quitter le substrat après 144 h et deviennent des pré pupes (fig. 30). Les pré pupes se stabilisent et deviennent des pupes au bout de 192 h. Au bout de 480 h on observe l'émergence des premiers adultes. Ceux qui sont élevés de viande caprine, de foie de volaille et de poisson, ils commencent à quitter leurs substrats au bout de 168 h. A 216 h toutes les pré pupes deviennent des pupes et l'émergence commence à 504 h.



Figure 30 : Larves de *Calliphora vicina* au stade pré-pupe (**Photo originale**).

3.2.2. Longévité à la température de 25°C

Les œufs de *C. vicina* éclosent 24 h après leur dépôt sur les nourritures. Toutes les larves sont au stade 2 au bout de 48 h. Après deux jours, les asticots nourris sur tous les substrats deviennent des stades 3 sauf ceux nourris de foie de volaille qui restent au stade 2 pendant deux jours. Au bout de 96 h tous les asticots commencent à quitter les nourritures sauf ceux de la viande caprine qui restent au stade précédent durant trois jours. Chez ceux du foie de volaille le stade 3 dure 2 jours. A 168 h les asticots commencent à s'empuper (fig. 31) sauf ceux de foie de volaille qui restent encore au stade pré-pupe (4 jours). L'émergence des imagos commence à 408 h pour tous les substrats sauf pour le foie de volaille qui se réalise à 432 h.



Figure 31: Stade pupae de l'espèce *C. vicina* (Photo originale).

3.2.3. Longévité à la température de 30°C

Au bout de deux jours, les larves du stade 1 atteignent le stade 2 sur tous les substrats. Les asticots nourris de viandes cameline, bovine et chevaline et de poisson se développent en stade 3 en 2 jours. Par contre ceux qui sont nourris de viande caprine et de foie de volaille deviennent des stades 3 en 3 jours. Quand les larves terminent leurs nourritures, elles commencent à migrer loin des substrats, et au bout de 96 h, les asticots nourris de viandes cameline, bovine et chevaline et de poisson deviennent des pré pupes alors que ceux nourris de viande caprine et de foie de volaille le deviennent à 120 h. Le stade pupae est atteint au bout de 144 h pour ceux qui sont nourris de viandes cameline, chevaline et bovine et de poisson, mais il est de 168 h pour ceux nourris de viande caprine et de foie de volaille.

Sous cette température on remarque quelques mortalités des larves au cours de la phase d'alimentation et aussi il n'y a pas d'émergence des adultes. Toutes les pupes sont desséchées et endommagées (fig. 32 et 33).



Figure 32 : Larves et pupes mortes de *C. vicina* (Photos originales).



Figure 33 : Intérieur de pupes mortes de *C. vicina* (Photos originales).

3.2.4. Longévité à la température de 35°C

A cette température, il n'y a pas d'éclosion des œufs déposés sur le foie de volaille et le poisson. Ils sont tous abîmés parce que ces deux types de nourritures sont des milieux de croissances inadaptés à cette température. Le foie de volaille et le poisson se sont liquéfiés et l'excès de liquide a empêché l'éclosion des œufs de cette espèce et par conséquent le développement des larves. Au bout de deux jours, les larves de stade 1 atteignent le stade 2 sur les viandes. Les asticots nourris de viandes cameline, bovine, chevaline et caprine se développent en stade 3 en 2 jours. Quand les larves terminent leur nourriture, elles commencent à migrer loin des substrats, et au bout de 96 h, les asticots nourris de viandes

cameline, bovine, chevaline et caprine arrivent au stade pré pupes. On remarque cependant beaucoup de mortalité chez tous les stades larvaires et le stade pré pupe. Sous cette température il n'y a pas de pupes ni d'émergence des adultes. Toutes les larves sont desséchées et endommagées au stade 3 et pré pupe (fig. 34).

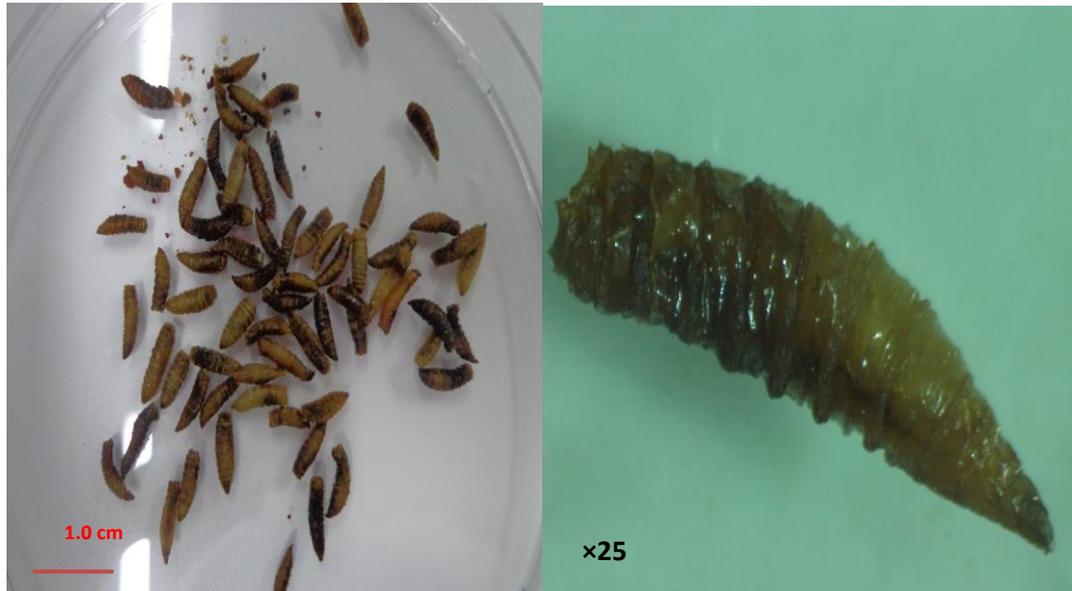


Figure 34: Larves de *Calliphora vicina* desséchées et mortes (Photos originales).

3.3. Mesure du poids moyen de *Calliphora vicina*

3.3.1. A température de 20°C

Le tableau 1 et la figure 35 indiquent les poids moyens pendant la durée de développement de cette espèce à 20 °C. Le poids des larves du stade 1 est négligeable. En revanche, on observe une augmentation faible du poids au bout de 48 h. Le nombre d'individus reste inchangé (n=30) en raison de l'absence de mortalité à cette température.

Tableau 1 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20 °C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h	240h	264h
Dromadaire	2,486±1,216	38,120±5,753	93,711±14,076	110,903±9,932	102,403±8,688	83,276±6,288	75,700±6,518	68,606±14,051	64,916±17,142	63,683±16,619
Chèvre	3,080±1,391	20,633±4,359	71,763±13,748	99,857±20,100	96,606±14,634	91,673±10,015	86,960±9,772	73,336±10,911	70,090±6,884	68,166±7,485
Cheval	2,040±0,524	14,310±2,509	68,603±10,444	100,230±9,959	98,563±9,203	92,856±7,804	75,170±9,824	68,960±5,892	69,840±5,622	66,860±5,193
vache	1,693±0,424	36,553±5,933	64,486±12,568	90,123±16,611	103,262±19,88	95,596±9,554	79,920±9,265	69,906±8,809	69,360±9,300	69,260±8,400
Foie de poulet	1,493±0,645	9,870±3,568	31,780±6,657	70,896±15,874	80,513±9,072	77,666±8,227	69,43±9,389	65,733±7,924	55,070±10,694	47,073±9,267
Poisson	1,500±0,511	9,097±2,805	42,973±5,914	65,533±17,600	75,556±12,309	70,450±8,385	60,013±8,180	54,883±6,308	48,720±8,784	46,143±6,189

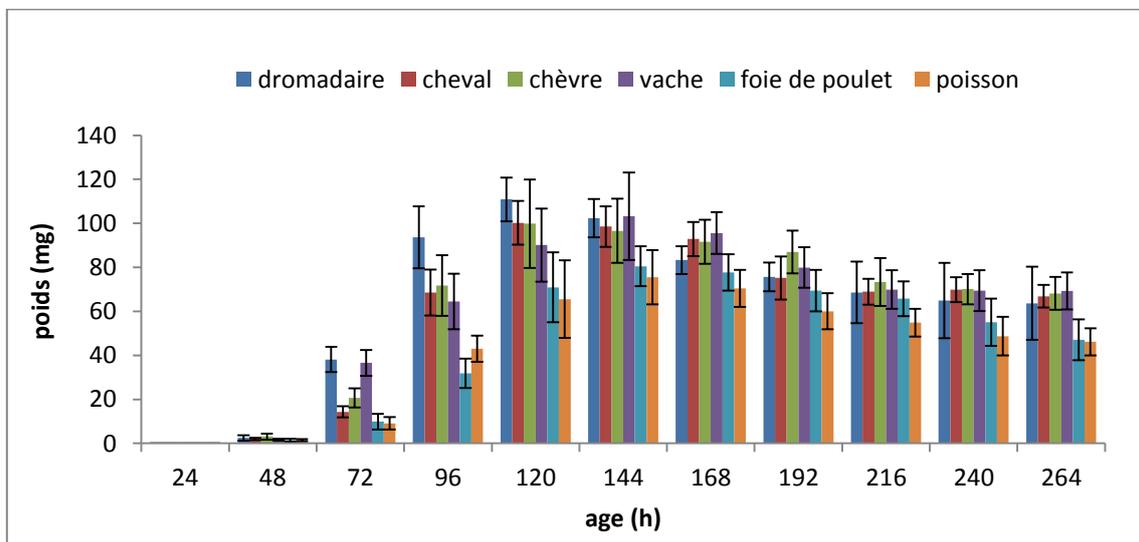


Figure 35 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20°C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris de viande cameline, viandes caprine et chevaline sont observées à 120 h respectivement (110,903±9,932 mg) et (99,857±20,100 mg) et (100,230±9,959 mg) (tab.2). Mais pour les asticots nourris de viande bovine, foie de volaille et poisson, les plus grandes valeurs sont observées à 144 h respectivement (103,262±19,88 mg) et (80,513±9,072 mg) et (75,556±12,309 mg). Le poids des asticots nourris de poisson et foie de volaille est faible tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris des autres types de viandes.

Tableau 2 : Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyen des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20 °C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	2,486±1,216	15,757***
		Chèvre	30	3,080±1,391	
		Cheval	30	2,040±0,524	
		Vache	30	1,693±0,424	
		Foie de poulet	30	1,493±0,645	
		Poisson	30	1,500±0,511	
Stade 3	72	Dromadaire	30	38,120±5,753	266,124***
		Chèvre	30	20,633±4,359	
		Cheval	30	14,310±2,509	
		Vache	30	36,553±5,933	
		Foie de poulet	30	9,870±3,568	
		Poisson	30	9,097±2,805	
	96	Dromadaire	30	93,711±14,076	119,050***
		Chèvre	30	71,763±13,748	
		Cheval	30	68,603±10,444	
		Vache	30	64,486±12,568	
		Foie de poulet	30	31,780±6,657	
		Poisson	30	42,973±5,914	
120	Dromadaire	30	110,903±9,932	40,044***	
	Chèvre	30	99,857±20,100		
	Cheval	30	100,230±9,959		
	Vache	30	90,123±16,611		
	Foie de poulet	30	70,896±15,874		
	Poisson	30	65,533±17,600		
prépupe	144 (*L3)	Dromadaire	30	102,403±8,688	25,222***
		Chèvre*	30	96,606±14,634	
		Cheval	30	98,563±9,203	
		Vache	30	103,262±19,88	
		Foie de poulet*	30	80,513±9,072	
		Poisson*	30	75,556±12,309	
	168	Dromadaire	30	83,276±6,288	40,736***
		Chèvre	30	91,673±10,015	
		Cheval	30	92,856±7,804	
		Vache	30	95,596±9,554	
		Foie de poulet	30	77,666±8,227	
		Poisson	30	70,450±8,385	
pupe	192 (*prépupe)	Dromadaire	30	75,700±6,518	31,954***
		Chèvre*	30	86,960±9,772	
		Cheval	30	75,170±9,824	
		Vache	30	79,920±9,265	
		Foie de poulet*	30	69,43±9,389	
		Poisson*	30	60,013±8,180	
	216	Dromadaire	30	68,606±14,051	13,778***
		Chèvre	30	73,336±10,911	
		Cheval	30	68,960±5,892	
		Vache	30	69,906±8,809	

	Foie de poulet	30	65,733±7,924	
	Poisson	30	54,883±6,308	
240	Dromadaire	30	64,916±17,142	22,563***
	Chèvre	30	70,090±6,884	
	Cheval	30	69,840±5,622	
	Vache	30	69,360±9,300	
	Foie de poulet	30	55,070±10,694	
	Poisson	30	48,720±8,784	
264	Dromadaire	30	63,683±16,619	37,168***
	Chèvre	30	68,166±7,485	
	Cheval	30	66,860±5,193	
	Vache	30	69,260±8,400	
	Foie de poulet	30	47,073±9,267	
	Poisson	30	46,143±6,189	

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 48h entre le groupe camelin et les groupes bovin, foie de volaille et poisson. Ainsi que entre le groupe caprin et les groupes équin, bovin, foie de volaille et poisson (test scheffé $p = 0,000$). A 72, 96 et 120 h on trouve une différence entre le groupe camelin et les autres groupes (bovin, caprin, équin, foie de volaille et poisson) (test scheffé $p = 0,000$). Mais, à 144 h on trouve une différence significative entre le groupe foie de volaille avec les groupes caprin, camelin et bovin ($p = 0,000$). On obtient le même résultat pour le groupe de poisson avec les mêmes groupes précédents ($p = 0,000$). A 24, 192 et 216 h les différences significatives sont constamment détectées entre le groupe camelin avec les groupes caprin et poisson. Elle existe aussi entre le groupe foie de volaille et poisson, et ces derniers avec les groupes de quatre viandes.

3.3.2. A température de 25°C

Le tableau 3 et la figure 36 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* nourrie avec les six types de substrats à 25°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus est identique pour les six groupes ($n=30$).

Tableau 3 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h
Dromadaire	3,390±0,985	53,970±9,989	91,913±9,312	89,303±10,281	81,473±9,690	70,083±8,074	61,546±8,565	54,283±13,880
Chèvre	4,813±1,081	23,263±8,941	81,030±12,391	98,186±14,059	78,476±7,734	72,320±6,898	63,540±6,022	58,670±6,816
Cheval	2,860±0,944	55,960±7,932	104,556±7,355	79,963±13,036	70,113±12,610	62,473±10,732	58,563±8,316	58,090±8,310
vache	3,580±1,641	39,610±4,824	93,340±10,914	95,836±19,690	81,063±16,251	70,346±12,287	61,820±8,820	58,226±8,408
Foie de poulet	2,530±1,470	25,316±7,784	64,950±14,373	64,550±12,354	53,826±14,774	48,973±11,388	40,230±7,944	33,613±10,758
Poisson	4,286±2,001	48,210±3,915	80,323±13,650	72,550 ±5,976	59,880±7,711	50,150±8,524	42,956±8,456	35,272±12,067

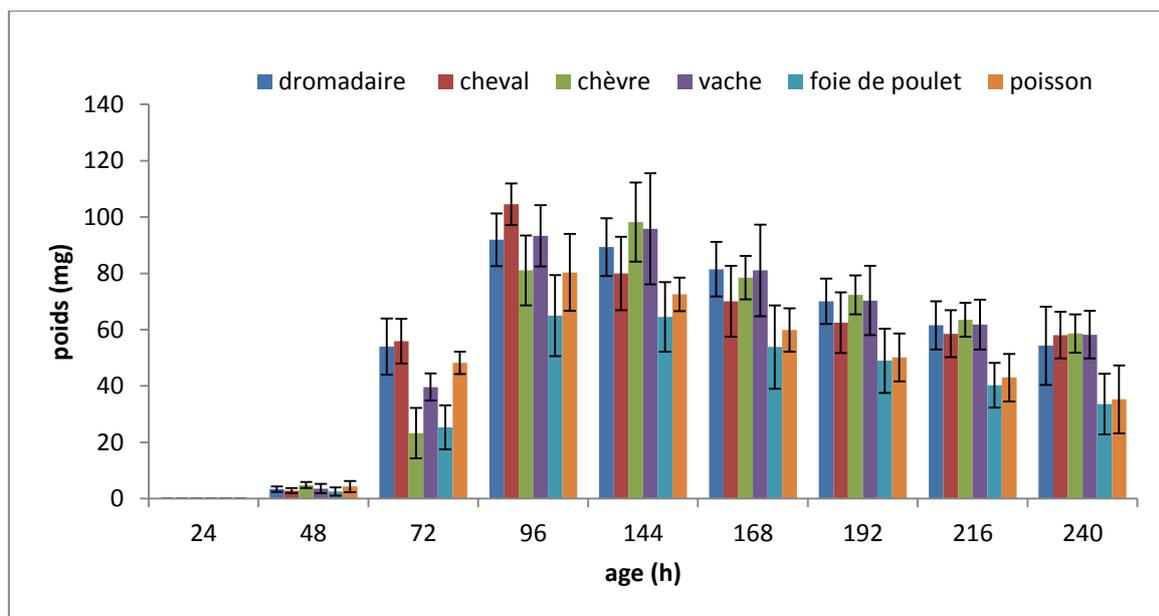


Figure 36: Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec les viandes cameline et chevaline, foie de volaille et poisson, sont observées à 96 h respectivement (91,913±9,312 mg), (104,556±7,355 mg), (64,950±14,373 mg) et (80,323±13,650 mg) (tab. 4). Mais pour la viande caprine et la viande bovine on remarque à 120 h respectivement (98,186±14,059 mg) et (95,836±19,690 mg). Le poids des asticots nourris de poisson et foie de volaille est faible tout au long de la

durée de développement comparativement aux asticots nourris avec le reste de types de viandes, sauf à 72 h le poids des individus nourris du poisson était élevé. La différence entre tous les groupes est significative ($p = 0,000$).

Tableau 4: Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyen des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	3,390±0,985	11,128***
		Chèvre	30	4,813±1,081	
		Cheval	30	2,860±0,944	
		Vache	30	3,580±1,641	
		Foie de poulet	30	2,530±1,470	
		Poisson	30	4,286±2,001	
Stade 3	72 (*L2)	Dromadaire	30	53,970±9,989	105,984***
		Chèvre	30	23,263±8,941	
		Cheval	30	55,960±7,932	
		Vache	30	39,610±4,824	
		Foie de poulet*	30	25,316±7,784	
		Poisson	30	48,210±3,915	
	96	Dromadaire	30	91,913±9,312	41,660***
		Chèvre	30	81,030±12,391	
		Cheval	30	104,556±7,355	
		Vache	30	93,340±10,914	
		Foie de poulet	30	64,950±14,373	
		Poisson	30	80,323±13,650	
Prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	30	89,303±10,281	30,636***
		Chèvre*	30	98,186±14,059	
		Cheval	30	79,963±13,036	
		Vache	30	95,836±19,690	
		Foie de poulet*	30	64,550±12,354	
		Poisson	30	72,550 ±5,976	
	144	Dromadaire	30	81,473±9,690	28,897***
		Chèvre	30	78,476±7,734	
		Cheval	30	70,113±12,610	
		Vache	30	81,063±16,251	
		Foie de poulet	30	53,826±14,774	
		Poisson	30	59,880±7,711	
pupe	168 (*prépupe)	Dromadaire	30	70,083±8,074	34,117***
		Chèvre*	30	72,320±6,898	
		Cheval	30	62,473±10,732	
		Vache	30	70,346±12,287	
		Foie de poulet*	30	48,973±11,388	
		Poisson	30	50,150±8,524	

192	Dromadaire	30	61,546±8,565	49,496***
	Chèvre	30	63,540±6,022	
	Cheval	30	58,563±8,316	
	Vache	30	61,820±8,820	
	Foie de poulet	30	40,230±7,944	
	Poisson	30	42,956±8,456	
	216	Dromadaire	30	
Chèvre	30	58,670±6,816		
Cheval	30	58,090±8,310		
Vache	30	58,226±8,408		
Foie de poulet	30	33,613±10,758		
Poisson	30	35,272±12,067		

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 72, 96, 120 h entre les groupes foie de volaille et poisson (test scheffé $p = 0,000$). On note également une différence significative de ces deux groupes avec les groupes des viandes. Mais, à 48 h on trouve une différence significative seulement entre le groupe foie de volaille avec les groupes poisson et caprin, ainsi entre le groupe caprin avec les groupes équin et bovin ($p = 0,000$). A 144, 168, 192 et 216 h, les différences significatives sont constamment détectées entre le groupe poisson avec les groupes équin, bovin ($p = 0,000$). On obtient le même résultat pour le groupe foie de volaille avec les groupes précédents.

3.3.3. A température de 30°C

Le tableau 5 et la figure 37 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* nourrie avec les six types de substrats à 30°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus n'est pas identique pour les six groupes ($n \neq 30$) en raison de la mortalité des larves sous cette température.

Tableau 5 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30 °C

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h
Dromadaire	2,567±1,769	37,574±14,080	71,948±15,179	55,225±15,916	56,577±13,318	56,200±8,371	53,400±8,560	51,611±8,102
Chèvre	5,800±2,971	24,836±5,242	65,628±13,415	60,129±13,739	56,404±10,046	43,387±8,020	23,287±10,599	23,045±10,601
Cheval	3,895±2,618	44,125±9,153	64,590±18,401	60,423±14,702	55,670±9,149	40,988±9,690	33,805±9,645	25,794±9,510
vache	4,176±2,170	24,592±8,278	58,044±9,920	52,795±11,535	46,15±10,162	40,500±6,770	35,073±6,314	26,600±10,194
Foie de poulet	2,508±1,496	21,204±6,450	44,790±6,839	30,625±8,448	27,845±7,554	27,458±5,009	25,770±5,393	14,488±5,638
Poisson	3,361±2,789	34,744±9,367	38,392±9,827	30,220±4,795	24,244±4,165	18,412±2,343	12,360±3,797	10,040±1,919

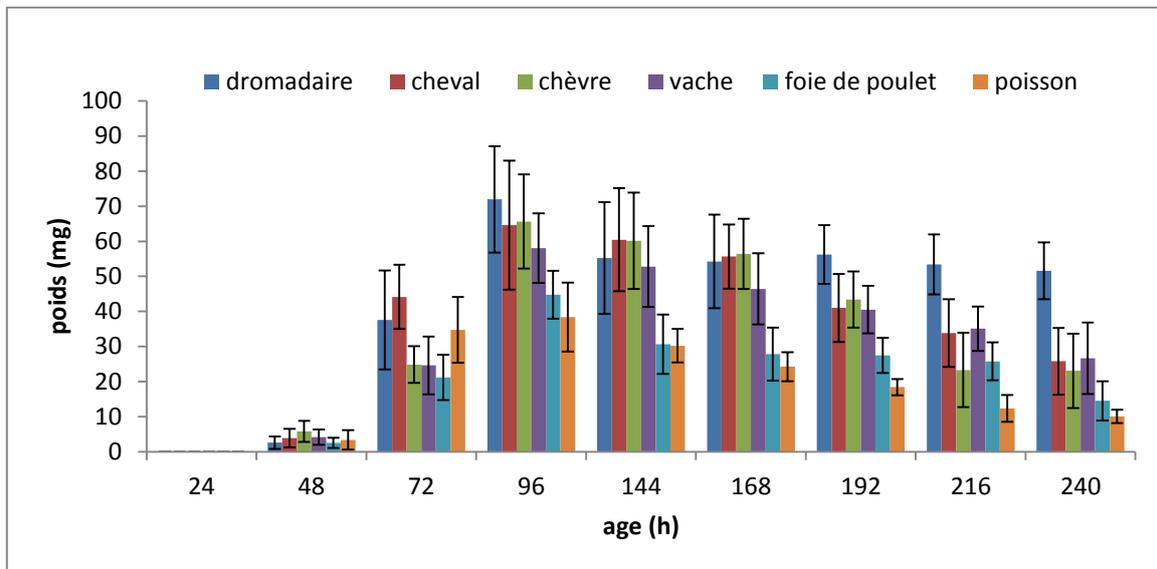


Figure 37 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec les six types de nourritures (viande cameline, caprine, chevaline, bovine, foie de volaille et poisson), sont observées à 96 h respectivement (71,948±15,179 mg), (65,628±13,415 mg), (64,590±18,401 mg), (58,044±9,920 mg), (44,790±6,839 mg) et (38,392±9,827 mg) (tab.6). Le poids des asticots nourris de poisson et foie de volaille est faible tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris avec le reste de types de viandes (sauf à 72 h le poids de

poisson est élevé par rapport au autres). Sous cette température, l'espèce *Calliphora vicina* ne se développe pas d'une façon optimale sur les six substrats examinés. La différence entre les groupes est significative ($p = 0,000$).

Tableau 6 : Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyen des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30 °C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade2	48	Dromadaire	28	2,567±1,769	7,117***
		Chèvre	27	5,800±2,971	
		Cheval	24	3,895±2,618	
		Vache	26	4,176±2,170	
		Foie de poulet	23	2,508±1,496	
		Poisson	18	3,361±2,789	
Stade 3	72	Dromadaire	27	37,574±14,080	22,582***
		Chèvre	25	24,836±5,242	
		Cheval	24	44,125±9,153	
		Vache	26	24,592±8,278	
		Foie de poulet	23	21,204±6,450	
		Poisson	18	34,744±9,367	
	96	Dromadaire	27	71,948±15,179	19,021***
		Chèvre	25	65,628±13,415	
		Cheval	22	64,590±18,401	
		Vache	25	58,044±9,920	
		Foie de poulet	22	44,790±6,839	
		Poisson	13	38,392±9,827	
Prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	24	55,225±15,916	20,692***
		Chèvre*	24	60,129±13,739	
		Cheval	21	60,423±14,702	
		Vache	22	52,795±11,535	
		Foie de poulet*	20	30,625±8,448	
		Poisson	10	30,220±4,795	
pupe	144 (*prépupe)	Dromadaire	18	56,577±13,318	34,322***
		Chèvre*	24	56,404±10,046	
		Cheval	17	55,670±9,149	
		Vache	20	46,415±10,162	
		Foie de poulet*	20	27,845±7,554	
		Poisson	9	24,244±4,165	
	168	Dromadaire	18	56,200±8,371	34,708***
		Chèvre	24	43,387±8,020	
		Cheval	17	40,988±9,690	
		Vache	19	40,500±6,770	
		Foie de poulet	17	27,458±5,009	
		Poisson	5	18,412±2,343	
	192	Dromadaire	18	53,400±8,560	36,834***
		Chèvre	24	23,287±10,599	
		Cheval	17	33,805±9,645	
		Vache	19	35,073±6,314	

		Foie de poulet	17	25,770±5,393	
		Poisson	5	12,360±3,797	
	216	Dromadaire	18	51,611±8,102	38,386***
		Chèvre	24	23,045±10,601	
		Cheval	17	25,794±9,510	
		Vache	19	26,600±10,194	
		Foie de poulet	17	14,488±5,638	
		Poisson	5	10,040±1,919	

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 72 h entre le groupe poisson et tous les autres groupes (bovin, camelin, équin, caprin et foie de volaille). Ainsi qu'entre le groupe camelin et les groupes bovin, caprin foie de volaille (test scheffé $p = 0,000$). À 96, 120, 144, 168, 192 et 216 h on trouve la différence entre le groupe poisson avec les autres groupes de viandes (bovin, équin, camelin et caprin). On note le même résultat pour le foie de volaille avec ces groupes de viandes précédents. Mais à 48, 168, 192 et 216 h la différence existe entre le groupe camelin et les autres groupes (caprin, bovin, équin, poisson et foie de volaille).

3.3.4. A température de 35°C

Le tableau 7 et la figure 38 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* nourrie par quatre types de viandes à 35°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus n'est pas identique pour les quatre groupes ($n \neq 30$) en raison de la mortalité des larves sous cette température. Il n'y a pas d'éclosion des œufs déposés sur le foie de volaille et le poisson. Ces derniers se sont liquéfiés facilement et l'excès de liquide a empêché l'éclosion des œufs de *C. vicina* sous cette température.

Tableau 7 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C.

Types d'aliments	24h	48h	72h	96h	120h	144h	168h
Dromadaire	0,826±0,420	18,973±6,030	74,080±10,943	55,879±7,075	42,978±5,133	34,061±4,285	28,560±3,746
Chèvre	1,410±0,967	12,935±4,256	35,812±14,234	36,655±23,997	59,760±16,347	46,666±5,619	/
Cheval	3,526±1,163	21,870±7,767	32,142±10,894	23,250±5,135	/	/	/
vache	1,963±1,506	7,446±1,566	33,243±10,172	25,573±7,729	21,890±6,099	16,800±1,976	/

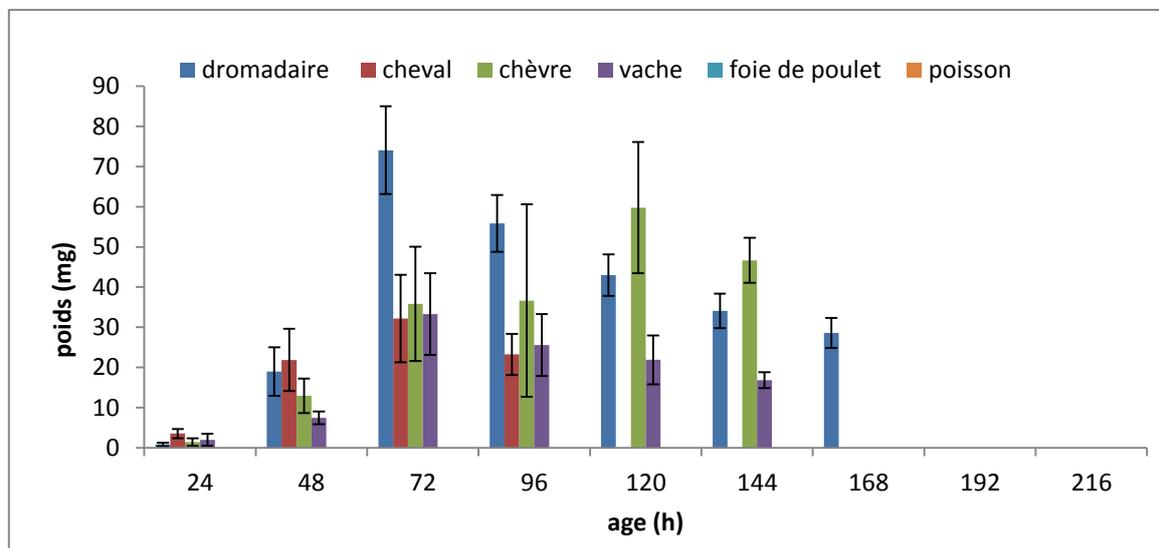


Figure 38 : Poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec la viande cameline, chevaline, bovine, sont observées à 72 h respectivement (74,080±10,94 mg), (32,142±10,894 mg), (33,243±10,172 mg) (tab.8). Mais les asticots nourris de viande caprine la valeur élevée observée est à 120 h (59,760±16,347 mg). Le poids des asticots nourris de viande bovine est faible tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris avec les autres types de viandes. Sous cette température, l'espèce *Calliphora vicina* ne se développe pas d'une façon

optimale sur les quatre viandes. La différence entre les groupes étudiés est significative ($p = 0,000$).

Tableau 8 : Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyens des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	24	Dromadaire	30	0,826±0,420	34,099***
		Chèvre	30	1,410±0,967	
		Cheval	30	3,526±1,163	
		Vache	30	1,963±1,506	
	48	Dromadaire	30	18,973±6,030	42,268***
		Chèvre	30	12,935±4,256	
		Cheval	30	21,870±7,767	
		Vache	30	7,446±1,566	
Stade 3	72	Dromadaire	30	74,080±10,943	83,152***
		Chèvre	25	35,812±14,234	
		Cheval	14	32,142±10,894	
		Vache	30	33,243±10,172	
	96	Dromadaire	24	55,879±7,075	15,881***
		Chèvre	20	36,655±23,997	
		Cheval	4	23,250±5,135	
		Vache	15	25,573±7,729	
prépupe	120	Dromadaire	21	42,978±5,133	37,289***
		Chèvre	5	59,760±16,347	
		Cheval	/	/	
		Vache	5	21,890±6,099	
	144	Dromadaire	21	34,061±4,285	54,947***
		Chèvre	3	46,666±5,619	
		Cheval	/	/	
		Vache	5	16,800±1,976	

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 72 et 96 h entre le groupe camelin et tous les autres groupes (bovin, équin, caprin) (test scheffé $p = 0,000$). A 24, 48 et 120 h elle existe entre le groupe équin et les groupes camelin, bovin et caprin ($p = 0,000$).

3.4. Croissance métrique des larves *Calliphora vicina*

3.4.1. A température de 20°C.

Le tableau 9 et la figure 39 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* élevée sur les six types de nourritures à 20°C. Le nombre d'individus est constant (n=30), il n'y a pas de mortalité.

Tableau 9: Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h	240h
Dromadaire	4,816±0,564	11,733±0,980	15,050±0,620	14,866±0,556	14,633±0,453	14,116±0,925	9,283±0,597	9,283±0,597	9,283±0,597
Chèvre	4,583±0,657	9,533±0,964	13,266±0,980	14,516±1,133	13,850±0,658	13,383±0,988	13,033±0,880	9,033±0,291	9,033±0,291
Cheval	4,166±0,379	8,600±0,531	12,683±1,392	15,000±0,508	14,983±0,549	14,550±0,479	8,816±0,549	8,816±0,549	8,816±0,549
vache	4,016±0,334	7,750±0,785	13,100±0,922	14,266±0,980	14,180±2,595	13,663±2,393	9,016±0,404	9,016±0,404	9,016±0,404
Foie de poulet	3,400±0,380	6,800±0,518	11,500±0,694	14,133±0,829	13,500±1,121	12,800±0,896	12,183±0,951	8,133±0,472	8,133±0,472
Poisson	3,433±0,314	6,900±0,563	11,616±1,080	13,116±1,047	13,150±0,842	12,033±1,041	11,716±1,997	8,066±0,340	8,066±0,340

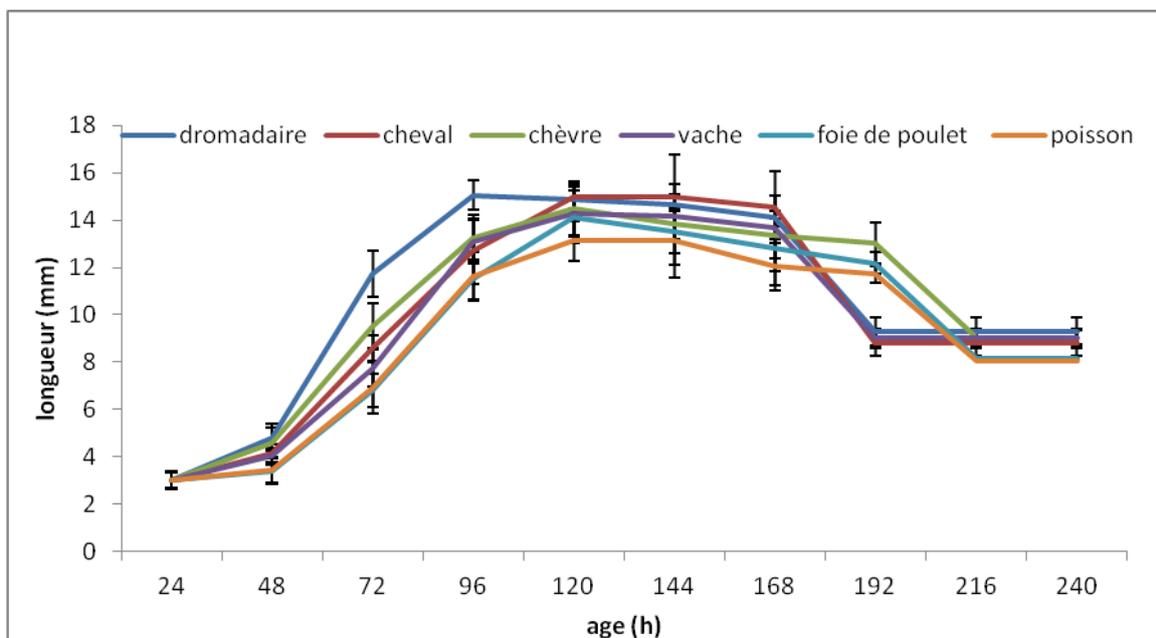


Figure 39: Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viande cameline. Les longueurs des individus nourris de poisson et foie de volaille sont plus petites que celles des larves nourries avec les viandes. La longueur des asticots au premier stade larvaire est similaire sur tous les types de nourritures (3 ± 0 mm).

Selon la figure 39 représentant les longueurs à 20°C, on remarque que la plus grande valeur des longueurs moyennes est observée à 96 h avec la viande cameline ($15,050\pm 0,620$ mm). À 120 h, les grandes valeurs de longueurs moyennes est observées chez les asticots nourris de viandes caprine ($14,516\pm 1,133$ mm), chevaline ($15,000\pm 0,508$ mm), bovine ($14,266\pm 0,980$ mm), foie de volaille ($14,133\pm 0,829$ mm) respectivement, mais chez le poisson est observée à 144 h ($13,150\pm 0,842$ mm) (tab. 10).

Tableau 10: Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : $p\leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	4,816±0,564	48,587***
		Chèvre	30	4,583±0,657	
		Cheval	30	4,166±0,379	
		Vache	30	4,016±0,334	
		Foie de poulet	30	3,400±0,380	
		Poisson	30	3,433±0,314	
Stade 3	72	Dromadaire	30	11,733±0,980	186,902***
		Chèvre	30	9,533±0,964	
		Cheval	30	8,600±0,531	
		Vache	30	7,750±0,785	
		Foie de poulet	30	6,800±0,518	
		Poisson	30	6,900±0,563	
	96	Dromadaire	30	15,050±0,620	52,536***
		Chèvre	30	13,266±0,980	
		Cheval	30	12,683±1,392	
		Vache	30	13,100±0,922	
		Foie de poulet	30	11,500±0,694	
		Poisson	30	11,616±1,080	
	120	Dromadaire	30	14,866±0,556	17,889***
		Chèvre	30	14,516±1,133	
		Cheval	30	15,000±0,508	
		Vache	30	14,266±0,980	
		Foie de poulet	30	14,133±0,829	
		Poisson	30	13,116±1,047	

prépupe	144 (*L3)	Dromadaire	30	14,633±0,453	8,888***	
		Chèvre*	30	13,850±0,658		
		Cheval	30	14,983±0,549		
		Vache	30	14,180±2,595		
		Foie de poulet*	30	13,500±1,121		
		Poisson	30	13,150±0,842		
	168	Dromadaire	30	14,116±0,925	15,358***	
		Chèvre	30	13,383±0,988		
		Cheval	30	14,550±0,479		
		Vache	30	13,663±2,393		
		Foie de poulet	30	12,800±0,896		
		Poisson	30	12,033±1,041		
pupe	192 (*prépupe)	Dromadaire	30	9,283±0,597	175,712***	
		Chèvre*	30	13,033±0,880		
		Cheval	30	8,816±0,549		
		Vache	30	9,016±0,404		
		Foie de poulet*	30	12,183±0,951		
		Poisson	30	11,716±1,997		
		216	Dromadaire	30	9,283±0,597	37,100***
			Chèvre	30	9,033±0,291	
			Cheval	30	8,816±0,549	
	240	Dromadaire	30	9,283±0,597	37,100***	
		Chèvre	30	9,033±0,291		
		Cheval	30	8,816±0,549		
		Vache	30	9,016±0,404		
		Foie de poulet	30	8,133±0,472		
		Poisson	30	8,066±0,340		

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec le foie de volaille et les autres types de nourritures (poisson et les quatre types de viandes) tout au long de la durée de développement (test scheffé : $p = 0,000$). A 48 h, 72 h et 96 h on remarque la différence entre tous les groupes étudiés.

3.4.2. A température de 25°C

Le tableau 11 et la figure 40 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* élevée sur les six types de nourritures à 25°C. Le nombre d'individus est constant ($n=30$). Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viandes cameline et bovine. Les longueurs des asticots nourris de poisson et foie de volaille sont plus petites que les asticots nourris de quatre types de viandes. La longueur des asticots au premier stade larvaire est similaire sur tous les types de nourritures étudiées (3 ± 0 mm).

Tableau 11 : Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h
Dromadaire	4,766±0,739	12,550±0,723	14,733±0,784	14,466±0,434	13,433±2,366	9,216±0,467	9,216±0,467	9,216±0,467
Chèvre	5,233±0,504	9,800±1,342	13,616±1,088	14,116±1,172	13,083±0,657	12,750±0,568	9,033±0,291	9,033±0,291
Cheval	5,100±0,593	12,966±0,776	13,855±2,674	13,700±0,772	13,683±0,700	8,933±0,430	8,933±0,430	8,933±0,430
vache	4,566±0,520	12,466±0,507	14,633±0,540	14,733±0,486	13,616±0,715	9,150±0,374	9,150±0,374	9,150±0,374
Foie de poulet	3,316±0,382	10,000±1,286	13,283±1,229	12,866±0,600	12,800±0,815	12,450±0,769	7,900±0,563	7,900±0,563
Poisson	5,150±0,233	12,533±0,730	13,066±1,127	14,000±0,321	12,500±0,731	8,166±0,422	8,166±0,422	8,166±0,422

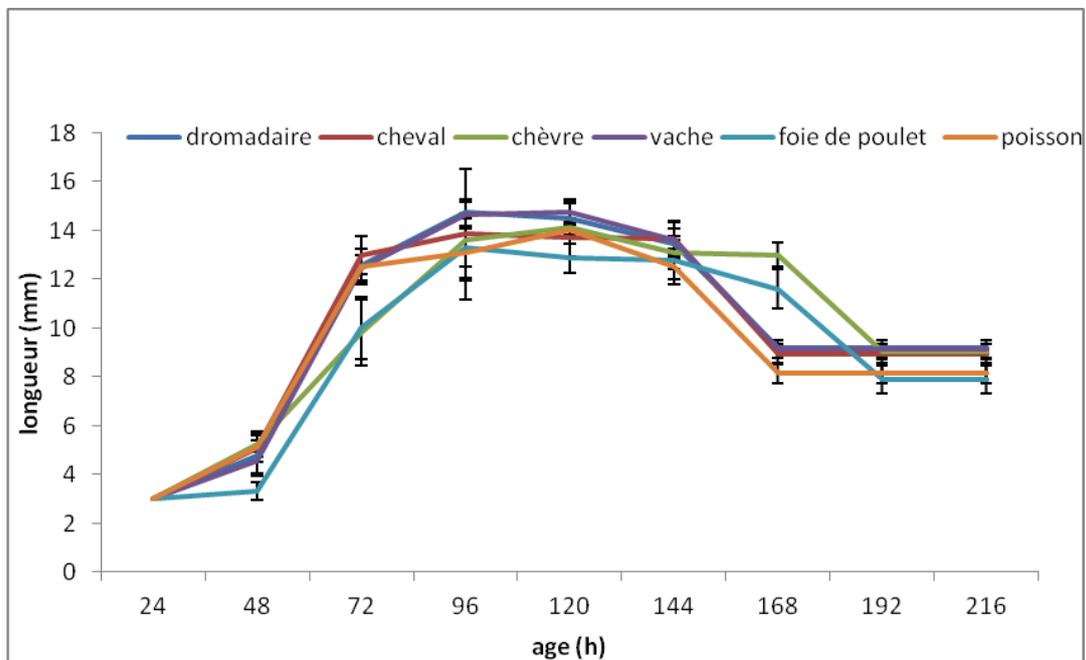


Figure 40: Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.

Selon la figure 40 représentant les longueurs à 25°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées à 120 h avec les nourritures suivantes: la viande caprine (14,116±1,172 mm), bovine (14,733±0,486 mm) et poisson (14,000±0,321 mm). Chez le groupe camelin, équin et foie de volaille, on note les grandes valeurs des longueurs moyennes à 96 h : (14.733±0.784 mm), (13.855±2.674 mm) et (12,866±0,600 mm) respectivement (tab. 12).

Tableau 12 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	4,766±0,739	57,212***
		Chèvre	30	5,233±0,504	
		Cheval	30	5,100±0,593	
		Vache	30	4,566±0,520	
		Foie de poulet	30	3,316±0,382	
		Poisson	30	5,150±0,233	
Stade 3	72 (*L2)	Dromadaire	30	12,550±0,723	67,693***
		Chèvre	30	9,800±1,342	
		Cheval	30	12,966±0,776	
		Vache	30	12,466±0,507	
		Foie de poulet*	30	10,000±1,286	
		Poisson	30	12,533±0,730	
Stade 3	96	Dromadaire	30	14,733±0,784	7,128***
		Chèvre	30	13,616±1,088	
		Cheval	30	13,855±2,674	
		Vache	30	14,633±0,540	
		Foie de poulet	30	13,283±1,229	
		Poisson	30	13,066±1,127	
prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	30	14,466±0,434	26,953***
		Chèvre*	30	14,116±1,172	
		Cheval	30	13,700±0,772	
		Vache	30	14,733±0,486	
		Foie de poulet*	30	12,866±0,600	
		Poisson	30	14,000±0,321	
prépupe	144	Dromadaire	30	13,433±2,366	4,915***
		Chèvre	30	13,083±0,657	
		Cheval	30	13,683±0,700	
		Vache	30	13,616±0,715	
		Foie de poulet	30	12,800±0,815	
		Poisson	30	12,500±0,731	
pupe	168 (*prépupe)	Dromadaire	30	9,216±0,467	424,764***
		Chèvre*	30	12,750±0,568	
		Cheval	30	8,933±0,430	
		Vache	30	9,150±0,374	
		Foie de poulet*	30	12,450±0,769	
		Poisson	30	8,166±0,422	
pupe	192	Dromadaire	30	9,216±0,467	49,702***
		Chèvre	30	9,033±0,291	
		Cheval	30	8,933±0,430	
		Vache	30	9,150±0,374	
		Foie de poulet	30	7,900±0,563	
		Poisson	30	8,166±0,422	
pupe	216	Dromadaire	30	9,216±0,467	49,702***
		Chèvre	30	9,033±0,291	
		Cheval	30	8,933±0,430	
		Vache	30	9,150±0,374	

		Foie de poulet	30	7,900±0,563	
		Poisson	30	8,166±0,422	

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec le poisson et le foie de volaille, et ces deux avec tous les autres groupes de viandes (équien, bovin, camelin et caprin) tout au long de la durée de développement (test scheffé : $p = 0,000$).

3.4.3. A température de 30°C.

Le tableau 13 et la figure 41 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* élevée sur les six types de nourritures à 30°C. Le nombre d'individus n'est pas constant ($n \neq 30$) en raison de la mortalité au cours des stades larvaires.

Tableau 13 : Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h
Dromadaire	5,446±0,797	12,074±1,752	13,979±1,057	13,187±0,844	11,521±0,790	8,666±0,485	8,666±0,485
Chèvre	5,089±0,527	7,230±1,115	12,923±0,796	12,180±0,977	11,600±0,866	8,120±0,617	8,120±0,617
Cheval	5,680±0,405	12,521±0,994	13,772±1,770	13,000±0,707	12,823±0,660	8,588±0,592	8,588±0,592
vache	4,230±0,254	9,440±1,445	12,454±0,688	12,068±0,355	10,950±1,440	7,588±0,565	7,588±0,565
Foie de poulet	4,739±0,332	9,500±1,331	11,750±0,735	10,875±0,666	9,147±2,156	7,147±0,580	7,147±0,580
Poisson	5,000±0,664	11,615±0,960	11,600±0,994	10,650±0,944	7,750±1,172	6,700±0,447	6,700±0,447

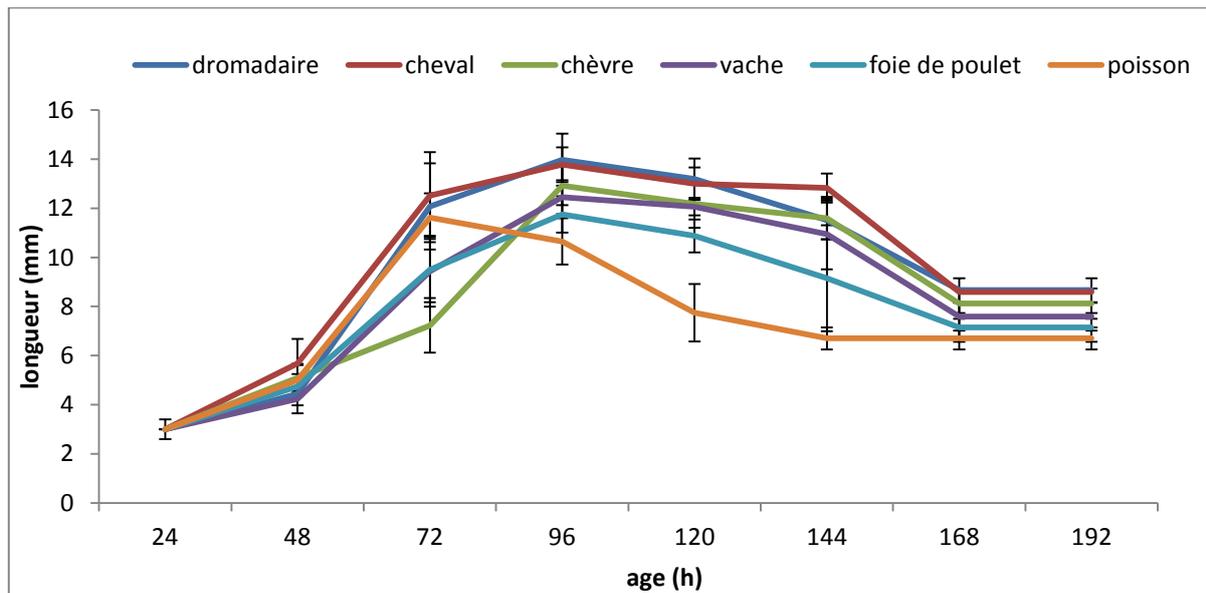


Figure 41: Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viande cameline. Les longueurs des individus nourris de poisson et foie de volaille sont plus petites que celles des larves nourries de quatre types de viandes. Selon la figure 41 représentant les longueurs à 30°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées à 96 h : viande cameline ($13,979 \pm 1,057$ mm), viande caprine ($12,923 \pm 0,796$ mm), chevaline ($13,772 \pm 1,770$ mm), bovine ($12,454 \pm 0,688$ mm), foie de volaille ($11,750 \pm 0,735$ mm) et poisson ($11,600 \pm 0,994$ mm) (tab. 14).

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec le poisson et les autres types de nourritures (foie de volaille et les quatre types de viandes) (test scheffé : $p = 0,000$), la même observation pour le groupe foie de volaille avec tous les autres groupes (poisson et les quatre types de viandes) tout au long de la durée de développement.

Tableau 14 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	5,446±0,797	24,077***
		Chèvre	30	5,089±0,527	
		Cheval	30	5,680±0,405	
		Vache	30	4,230±0,254	
		Foie de poulet	30	4,739±0,332	
		Poisson	30	5,000±0,664	
Stade 3	72	Dromadaire	30	12,074±1,752	56,129***
		Chèvre	30	7,230±1,115	
		Cheval	30	12,521±0,994	
		Vache	30	9,440±1,445	
		Foie de poulet	30	9,500±1,331	
		Poisson	30	11,615±0,960	
	96	Dromadaire	30	13,979±1,057	16,566***
		Chèvre	30	12,923±0,796	
		Cheval	30	13,772±1,770	
		Vache	30	12,454±0,688	
		Foie de poulet	30	11,750±0,735	
		Poisson	30	11,600±0,994	
Prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	30	13,187±0,844	32,875***
		Chèvre*	30	12,180±0,977	
		Cheval	30	13,000±0,707	
		Vache	30	12,068±0,355	
		Foie de poulet*	30	10,875±0,666	
		Poisson	30	10,650±0,944	
Pupe	144 (*prépupe)	Dromadaire	30	11,521±0,790	24,729***
		Chèvre*	30	11,600±0,866	
		Cheval	30	12,823±0,660	
		Vache	30	10,950±1,440	
		Foie de poulet*	30	9,147±2,156	
		Poisson	30	7,750±1,172	
	168	Dromadaire	30	8,666±0,485	23,423***
		Chèvre	30	8,120±0,617	
		Cheval	30	8,588±0,592	
		Vache	30	7,588±0,565	
		Foie de poulet	30	7,147±0,580	
		Poisson	30	6,700±0,447	
	192	Dromadaire	30	8,666±0,485	23,423***
		Chèvre	30	8,120±0,617	
		Cheval	30	8,588±0,592	
		Vache	30	7,588±0,565	
		Foie de poulet	30	7,147±0,580	
		Poisson	30	6,700±0,447	

3.4.4. A température de 35°C

Le tableau 15 et la figure 42 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Calliphora vicina* élevée sur les quatre types de viandes à 35°C. Le nombre d'individus n'est pas identique pour les quatre groupes (n≠30) en raison de la mortalité des larves sous cette température. Il n'y a pas d'éclosion des œufs déposés sur le foie de volaille et le poisson lesquels se sont liquéfiés rapidement et l'excès de liquide a empêché l'éclosion des œufs de cette espèce.

Tableau 15 : Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h
Dromadaire	4,950±0,606	9,003±1,990	14,650±0,842	12,395±0,675	8,714±1,090
Chèvre	5,200±0,534	7,833±0,592	10,960±2,066	10,578±2,647	9,045±1,456
Cheval	5,233±0,583	9,866±1,074	12,357±2,670	11,700±0,483	8,000±0,894
vache	4,733±0,583	6,950±0,634	11,050±1,169	11,680±0,988	9,050±1,165

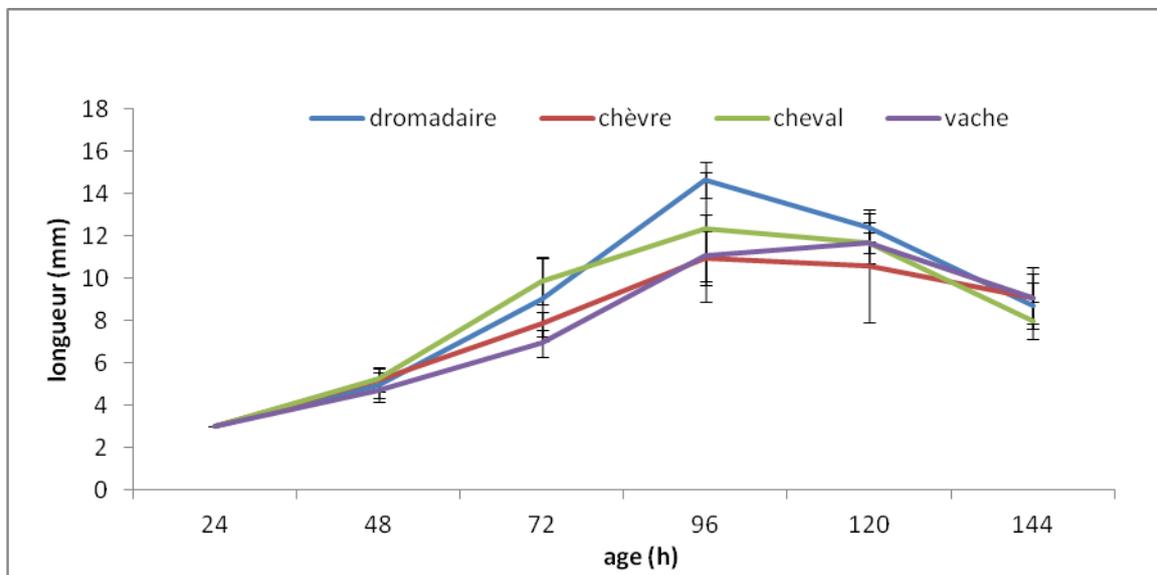


Figure 42: Longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viande cameline. Les longueurs des individus nourris de viande caprine et viande bovine sont plus petites que celles des asticots nourris des autres

types d'aliments (viandes cameline et chevaline). Selon la figure 42 représentant les longueurs à 35°C, la longueur des asticots au premier stade larvaire est similaire sur tous les types de nourritures (quatre viandes) (3±0 mm). On remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées avec trois types de viandes à 96h : viande cameline (14,650±0,842 mm), la viande caprine (10,960±2,066 mm), chevaline (12,357±2,670 mm), mais la grande valeur remarquée chez les asticots nourris de viande bovine était à 120 h (11,050±1,169 mm) (tab. 16).

Tableau 16 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Calliphora vicina* nourris de quatre types de viandes pendant la durée de développement à 35°C (* : p≤0,05 significatif ; ** : 0,05<p<0,01 hautement significatif ; *** : 0,001<p<0,0001 très hautement significatif)

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	4,950±0,606	4,934***
		Chèvre	30	5,200±0,534	
		Cheval	30	5,233±0,583	
		Vache	30	4,733±0,583	
Stade 3	72	Dromadaire	30	9,003±1,990	23,546***
		Chèvre	30	7,833±0,592	
		Cheval	30	9,866±1,074	
		Vache	30	6,950±0,634	
Stade 3	96	Dromadaire	30	14,650±0,842	26,180***
		Chèvre	30	10,960±2,066	
		Cheval	30	12,357±2,670	
		Vache	30	11,050±1,169	
prépupe	120	Dromadaire	30	12,395±0,675	5,351***
		Chèvre	30	10,578±2,647	
		Cheval	30	11,700±0,483	
		Vache	30	11,680±0,988	
prépupe	144	Dromadaire	30	8,714±1,090	23,873***
		Chèvre	30	9,045±1,456	
		Cheval	30	8,000±0,894	
		Vache	30	9,050±1,165	

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec la viande cameline et les autres types de nourritures (les quatre viandes) à 96 et 144 h (test scheffé : $p = 0,000$). Elle existe à 120 h entre le groupe camelin et caprin seulement.

3.5. Durée de développement de *Lucilia sericata*

Lucilia sericata a été aussi élevé sous quatre températures (20, 25, 30 et 35°C) et alimenté avec six types de nourritures : foie de volaille, le poisson et les viandes cameline, caprine, bovine et chevaline.

3.5.1. Longévité à la température de 20°C

Les larves de l'espèce *Lucilia sericata* se développent du stade initial (œuf) jusqu'au stade final pour former des pupes qui, après émergence, donnent des adultes sous une température de 20 °C. 24 h après le dépôt des œufs sur les substrats, on observe la naissance des asticots de stade 1. Au bout de 48 h toutes les larves atteignent le stade 2 sur tous les substrats. A 72 h, les asticots se développent en stade 3 (fig. 43). Ce stade dure 3 jours pour les asticots nourris sur tous les substrats sauf pour la viande caprine qui dure 4 jours.



Figure 43: Larves de *Lucilia sericata* au stade 3 (Photo originale).

Tous les asticots commencent à quitter les substrats (viandes chevaline, bovine et cameline, foie de volaille et poisson) après 120 h et deviennent des pré pupes. Les pré pupes se stabilisent et deviennent des pupes au bout de 192 h (fig. 44). Au bout de 432 h on observe l'émergence des premiers adultes. Ceux qui sont élevés de viande caprine, ils commencent à quitter leurs substrats au bout de 144 h. A 216 h toutes les pré pupes deviennent des pupes et l'émergence commence à 447 h.



Figure 44: Pupes de *Lucilia sericata* (Photo originale).

3.5.2. Longévité à la température de 25°C

48 h après le dépôt des œufs sur les substrats, on observe la naissance des asticots de stade 2 sur tous les substrats. A 72 h, les asticots se développent en stade 3. Ce stade dure 2 jours pour les asticots nourris sur tous les substrats sauf pour la viande caprine. Celui-ci dure 3 jours (fig. 45).



Figure 45: Larves au stade pré-pupe (**Photo originale**).

Tous les asticots commencent à quitter les substrats (viandes chevaline, cameline et bovine, foie de volaille et poisson) après 96 h et deviennent des pré-pupes. Celles-ci se stabilisent et deviennent des pupes au bout de 144 h. Au bout de 336 h on observe l'émergence des premiers adultes. Ceux qui sont élevés de viande caprine, ils commencent à quitter leurs substrats au bout de 120 h. A 168 h toutes les pré-pupes deviennent des pupes et l'émergence commence à 360 h.

3.5.3. Longévité à la température de 30°C

Au bout de deux jours, les larves du stade 1 atteignent le stade 2 sur tous les substrats étudiés. Les asticots nourris de viandes cameline, bovine et caprine, de poisson et de foie de volaille se développent en stade 3 en 2 jours. Par contre ceux qui sont nourris de viande chevaline deviennent des stades 3 en 3 jours. Quand les larves terminent leur nourriture, elles commencent à migrer loin des substrats, et au bout de 72 h, les asticots nourris de viandes cameline, bovine et caprine, de poisson et de foie de volaille deviennent des pré-pupes alors que ceux nourris de viande chevaline le deviennent à 96 h. Le stade puce est atteint au bout de 120 h pour ceux qui sont nourris de viandes cameline, caprine et bovine, de poisson et de foie de volaille. Au bout de 264 h on observe l'émergence des premiers adultes. Mais il est de 144 h pour ceux nourris de viande chevaline et l'émergence commence à 288 h. il n'y a pas de mortalité à cette température car elle est optimale pour le développement de cette espèce.

3.5.4. Longévité à la température de 35°C

A cette température on observe presque le même type de développement que sous la température 30°C pour cette espèce. Les larves du stade 1 atteignent le stade 2 sur tous les substrats en moins de deux jours. Les asticots nourris sur tous les substrats se développent en stade 3 en 2 jours (fig. 46).



Figure 46: Larves de *Lucilia sericata* en phase d'alimentation (**Photo originale**).

Quand les larves terminent leur nourriture, elles commencent à migrer loin des substrats, et au bout de 72 h, tous les asticots deviennent des pré pupes. Le stade pupes est atteint au bout de 120 h (fig. 47) et au bout de 264 h on observe l'émergence des premiers adultes. A cette température, il n'y a pas de mortalité durant les stades larvaires pour cette espèce, car elle est optimal pour *Lucilia sericata* et se développe très rapidement.



Figure 47 : Stade pupes de *Lucilia sericata* (**Photo originale**).

Cette espèce continue à se développer et se mouvoir dans le foie de volaille et le poisson malgré leur liquéfaction à cette température.

3.6. Mesure du poids moyen de *Lucilia sericata*

3.6.1. A température de 20°C

Le tableau 17 et la figure 48 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* nourrie par les six types de substrats à 20°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus est identique (n=30).

Tableau 17 : Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h
Dromadaire	2,860±0,944	30,343±11,276	53,886±8,540	47,356±7,274	40,190±5,857	39,006±5,649
Chèvre	3,580±1,641	19,276±4,640	71,753±5,246	64,183±7,427	57,960±6,077	49,686±5,721
Cheval	3,936±0,833	28,470±6,154	62,106±5,972	54,793±7,691	46,463±6,198	44,553±5,553
vache	2,380±1,630	36,506±3,700	69,773±7,128	56,713±6,712	47,320±4,799	46,026±5,462
Foie de poulet	1,963±1,506	23,176±5,226	59,630±11,10	54,246±6,562	44,510±5,501	40,200±4,766
Poisson	2,620±1,418	39,100±3,665	75,870±6,855	54,100±4,832	47,110±4,621	43,976±6,506

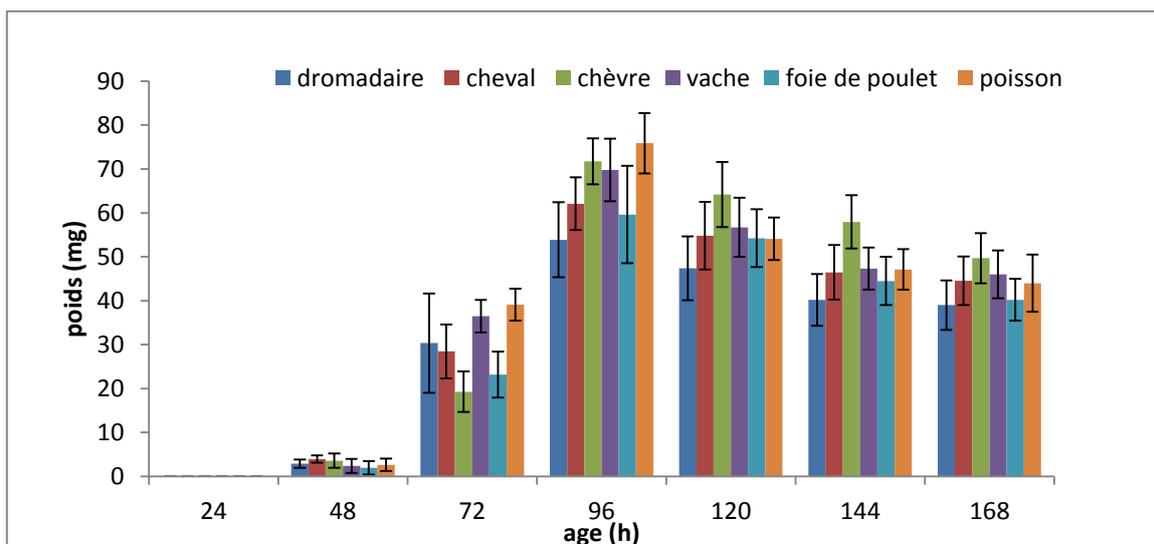


Figure 48: Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec les six types de substrats (viande cameline, caprine, chevaline, bovine, foie de volaille et poisson) sont observées à 96 h respectivement ($53,886 \pm 8,540$ mg), ($71,753 \pm 5,246$ mg), ($62,106 \pm 5,972$ mg), ($69,773 \pm 7,128$ mg), ($59,630 \pm 11,10$ mg) et ($75,870 \pm 6,855$ mg) (tab. 18). Le poids des asticots nourris de viande cameline est faible presque tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris avec les autres types de nourritures (viandes caprine, chevaline, bovine et foie de volaille et poisson). Sous cette température, l'espèce *Lucilia sericata* se développe d'une façon optimale sur les six substrats examinés. La différence entre tous les groupes étudiés est significative ($p = 0,000$).

Tableau 18: Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	$2,860 \pm 0,944$	8,866***
		Chèvre	30	$3,580 \pm 1,641$	
		Cheval	30	$3,936 \pm 0,833$	
		Vache	30	$2,380 \pm 1,630$	
		Foie de poulet	30	$1,963 \pm 1,506$	
		Poisson	30	$2,620 \pm 1,418$	
Stade 3	72	Dromadaire	30	$30,343 \pm 11,276$	42,949***
		Chèvre	30	$19,276 \pm 4,640$	
		Cheval	30	$28,470 \pm 6,154$	
		Vache	30	$36,506 \pm 3,700$	
		Foie de poulet	30	$23,176 \pm 5,226$	
		Poisson	30	$39,100 \pm 3,665$	
	96	Dromadaire	30	$53,886 \pm 8,540$	34,843***
		Chèvre	30	$71,753 \pm 5,246$	
		Cheval	30	$62,106 \pm 5,972$	
		Vache	30	$69,773 \pm 7,128$	
		Foie de poulet	30	$59,630 \pm 11,10$	
		Poisson	30	$75,870 \pm 6,855$	
120	Dromadaire	30	$47,356 \pm 7,274$	18,960***	
	Chèvre	30	$64,183 \pm 7,427$		
	Cheval	30	$54,793 \pm 7,691$		
	Vache	30	$56,713 \pm 6,712$		
	Foie de poulet	30	$54,246 \pm 6,562$		
	Poisson	30	$54,100 \pm 4,832$		

Prépupe	144 (*L3)	Dromadaire	30	40,190±5,857	33,730***
		Chèvre*	30	57,960±6,077	
		Cheval	30	46,463±6,198	
		Vache	30	47,320±4,799	
		Foie de poulet	30	44,510±5,501	
		Poisson	30	47,110±4,621	
pupe	168	Dromadaire	30	39,006±5,649	14,385***
		Chèvre	30	49,686±5,721	
		Cheval	30	44,553±5,553	
		Vache	30	46,026±5,462	
		Foie de poulet	30	40,200±4,766	
		Poisson	30	43,976±6,506	

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 72, 96, 120, 144 et 168 h entre le groupe camelin et les autres groupes (viandes caprin, équin, bovin et foie de volaille et poisson) (test scheffé $p = 0,000$). La même observation pour le groupe caprin avec les autres groupes (équin, camelin, bovin et foie de volaille et poisson) ($p = 0,000$).

3.6.2. A température de 25°C

Le tableau 19 et la figure 49 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* nourrie avec les six types de substrats à 25°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus est identique ($n=30$).

Tableau 19 : Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h
Dromadaire	2,470±1,505	30,026±11,269	57,483±6,753	51,083±5,857	47,920±5,186	40,600±6,050
Chèvre	5,740±1,109	35,320±4,831	62,370±8,328	57,410±8,343	44,356±5,528	43,190±7,169
Cheval	3,843±2,635	21,266±3,541	62,920±6,275	43,323±6,873	43,286±3,772	43,166±3,810
vache	4,150±2,174	21,603±1,700	58,616±7,189	65,213±15,886	43,930±8,278	42,626±8,296
Foie de poulet	2,283±1,482	17,836±12,902	34,076±7,019	30,776±9,997	29,066±8,518	26,670±8,504
Poisson	2,883±2,026	32,846±8,073	41,886±5,980	48,740±7,248	45,290±6,117	44,123±5,980

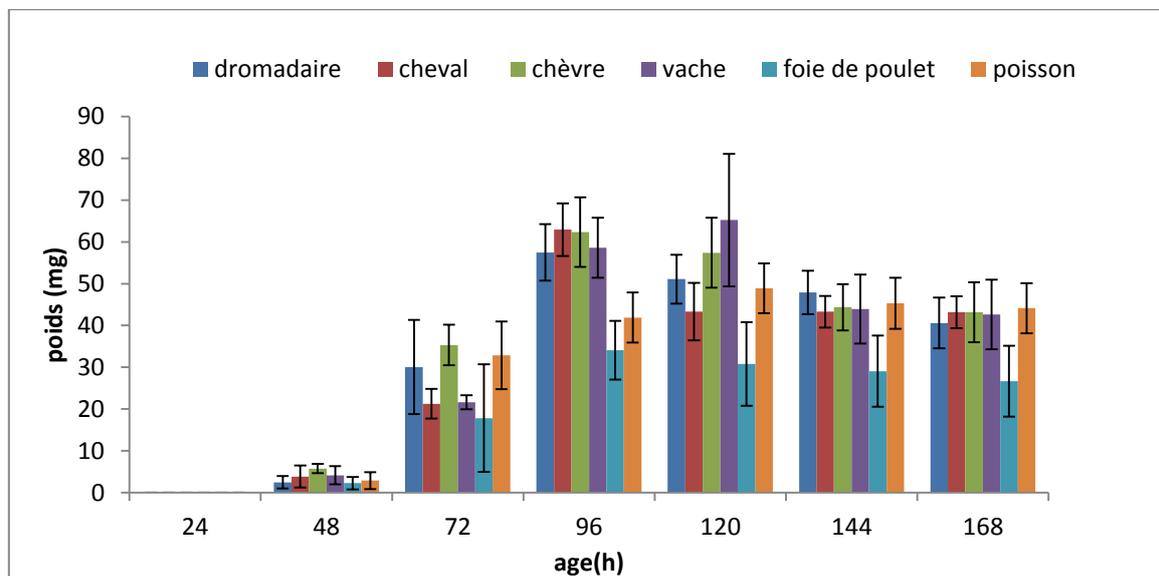


Figure 49 : Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris par viande cameline, caprine, chevaline et foie de volaille sont observées à 96 h respectivement ($57,483 \pm 6,753$ mg), ($62,370 \pm 8,328$ mg), ($62,920 \pm 6,275$ mg), ($34,076 \pm 7,019$ mg). Mais pour ceux nourris de viande bovine et poisson est observé à 120 h respectivement ($65,213 \pm 15,886$ mg) et ($48,740 \pm 7,248$ mg) (tab. 20). Le poids des asticots nourris de foie de volaille est faible tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris par les autres types de substrats. Sous cette température, l'espèce *Lucilia sericata* se développe d'une façon optimale sur les six substrats examinés. La différence entre les groupes étudiés est significative ($p = 0,000$).

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 48 h entre le groupe foie de volaille et les groupes camelin et bovin ainsi qu'entre le groupe caprin et les autres groupes (camelin, équin, bovin, foie de volaille et poisson) (test scheffé $p = 0,000$). Mais, à 72 h on trouve une différence significative seulement entre le groupe foie de volaille avec les autres groupes (les quatre types de viandes et le poisson) ($p = 0,000$), et entre le groupe bovin avec le groupe poisson, équin et caprin. A 96 et 120 h la différence existe entre le groupe foie de volaille avec le groupe poisson, et les deux avec tous les groupes de viandes.

A 144 et 168 h, la différence est détectée entre le groupe foie de volaille et les groupes de viandes.

Tableau 20 : Analyse de la variance (ANOVA) de poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	2,470±1,505	14,172***
		Chèvre	30	5,740±1,109	
		Cheval	30	3,843±2,635	
		Vache	30	4,150±2,174	
		Foie de poulet	30	2,283±1,482	
		Poisson	30	2,883±2,026	
Stade 3	72	Dromadaire	30	30,026±11,269	23,272***
		Chèvre	30	35,320±4,831	
		Cheval	30	21,266±3,541	
		Vache	30	21,603±1,700	
		Foie de poulet	30	17,836±12,902	
		Poisson	30	32,846±8,073	
	96	Dromadaire	30	57,483±6,753	88,969***
		Chèvre	30	62,370±8,328	
		Cheval	30	62,920±6,275	
		Vache	30	58,616±7,189	
		Foie de poulet	30	34,076±7,019	
		Poisson	30	41,886±5,980	
Prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	30	51,083±5,857	45,399***
		Chèvre*	30	57,410±8,343	
		Cheval	30	43,323±6,873	
		Vache	30	65,213±15,886	
		Foie de poulet	30	30,776±9,997	
		Poisson	30	48,740±7,248	
pupe	144 (*prépupe)	Dromadaire	30	47,920±5,186	32,158***
		Chèvre*	30	44,356±5,528	
		Cheval	30	43,286±3,772	
		Vache	30	43,930±8,278	
		Foie de poulet	30	29,066±8,518	
		Poisson	30	45,290±6,117	
	168	Dromadaire	30	40,600±6,050	28,615***
		Chèvre	30	43,190±7,169	
		Cheval	30	43,166±3,810	
		Vache	30	42,626±8,296	
		Foie de poulet	30	26,670±8,504	
		Poisson	30	44,123±5,980	

3.6.3. A température de 30°C

Le tableau 21 et la figure 50 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* nourrie par les six types de substrats à 30°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus est identique (n=30). Il n'y a pas de mortalité à cette température pour *L. sericata*.

Tableau 21 : Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.

Types d'aliments	24h	48h	72h	96h	120h	144h
Dromadaire	2,843±1,140	15,886±1,683	69,773±4,778	62,010±6,115	52,080±5,560	43,300±4,144
Chèvre	2,550±1,541	17,710±3,440	62,553±10,816	57,263±7,137	48,930±6,064	41,223±4,554
Cheval	3,430±1,609	9,686±0,937	65,280±6,874	57,583±7,643	53,953±7,314	41,850±5,653
vache	2,370±1,593	18,956±2,034	66,643±7,286	56,063±9,575	50,960±8,528	42,046±7,146
Foie de poulet	1,460±1,078	15,886±1,683	35,783±7,319	34,316±6,599	31,276±7,534	29,110±8,522
Poisson	2,533±1,507	11,846±2,988	59,783±4,918	50,363±6,613	44,280±4,906	36,773±3,658

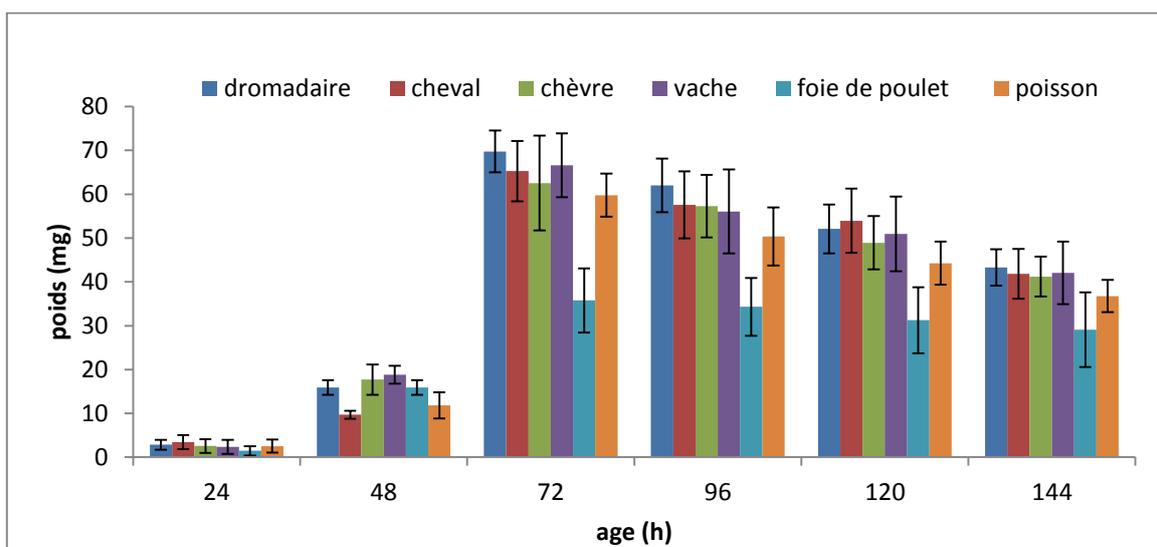


Figure 50: Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec les six types de substrats (viande cameline, caprine, chevaline, bovine, foie de volaille et poisson) sont observées à 72 h respectivement (69,773±4,778 mg), (62,553±10,816 mg), (65,280±6,874 mg), (66,643±7,286 mg), (35,783±7,319 mg) et (59,783±4,918 mg) (tab. 22).

Le poids des asticots nourris de foie de volaille est faible tout au long de la durée de développement (sauf à 48h) comparativement aux asticots nourris avec les autres de types de nourritures. Sous cette température, l'espèce *Lucilia sericata* se développe d'une façon optimale sur les six substrats examinés. La différence entre les groupes étudiés est significative ($p = 0,000$).

Tableau 22: Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30 °C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	24	Dromadaire	30	2,843±1,140	6,144***
		Chèvre	30	2,550±1,541	
		Cheval	30	3,430±1,609	
		Vache	30	2,370±1,593	
		Foie de poulet	30	1,460±1,078	
		Poisson	30	2,533±1,507	
Stade 3	48	Dromadaire	30	15,886±1,683	71,806***
		Chèvre	30	17,710±3,440	
		Cheval	30	9,686±0,937	
		Vache	30	18,956±2,034	
		Foie de poulet	30	15,886±1,683	
		Poisson	30	11,846±2,988	
	72	Dromadaire	30	69,773±4,778	86,114***
		Chèvre	30	62,553±10,816	
		Cheval	30	65,280±6,874	
		Vache	30	66,643±7,286	
		Foie de poulet	30	35,783±7,319	
		Poisson	30	59,783±4,918	
Prépupe	96	Dromadaire	30	62,010±6,115	53,678***
		Chèvre	30	57,263±7,137	
		Cheval	30	57,583±7,643	
		Vache	30	56,063±9,575	
		Foie de poulet	30	34,316±6,599	
		Poisson	30	50,363±6,613	

pupe	120 (*prépupe)	Dromadaire	30	52,080±5,560	45,611***
		Chèvre	30	48,930±6,064	
		Cheval*	30	53,953±7,314	
		Vache	30	50,960±8,528	
		Foie de poulet	30	31,276±7,534	
		Poisson	30	44,280±4,906	
	144	Dromadaire	30	43,300±4,144	24,978***
		Chèvre	30	41,223±4,554	
		Cheval	30	41,850±5,653	
		Vache	30	42,046±7,146	
		Foie de poulet	30	29,110±8,522	
		Poisson	30	36,773±3,658	

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative à 48 h entre tous les groupes étudiés. A 72, 96, 120, 144 h, elle existe entre le groupe poisson avec le groupe foie de volaille et les deux avec tous les groupes de viandes (test scheffé p = 0,000).

3.6.4. A température de 35°C

Le tableau 23 et la figure 51 montrent les mesures des poids moyens pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* nourrie avec les six types de substrats à 35°C. L'éclosion des œufs donne des asticots du stade 1. Le poids des larves du stade 1 étant très faible a été négligé. On a commencé à observer une augmentation du poids vers 48 h. Le nombre d'individus est identique (n=30). A cette température, il n'y a pas de mortalité pour cette espèce, elle se développe très rapidement car cette température est optimale.

Tableau 23 : Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris avec six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C.

Types d'aliments	24h	48h	72h	96h	120h
Dromadaire	1,963±1,506	41,093±4,470	66,880±8,748	56,633±5,700	43,973±5,752
Chèvre	2,253±1,559	41,158±7,918	67,536±13,148	62,066±7,938	45,383±6,149
Cheval	0,796±0,439	44,726±7,360	63,053±7,660	56,670±6,126	39,180±4,791
vache	1,410±0,967	46,596±5,554	61,643±11,239	53,933±6,508	42,200±4,477
Foie de poulet	0,863±0,345	47,540±3,994	44,310±4,249	40,313±4,275	34,613±2,518
Poisson	2,533±1,507	49,206±4,825	44,276±4,286	39,980±3,305	34,946±2,601

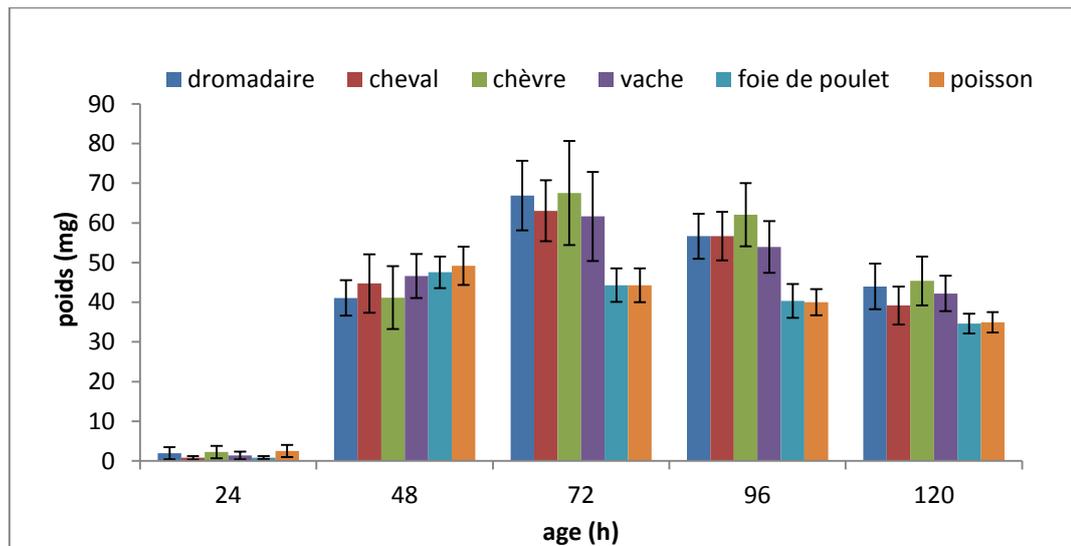


Figure 51: Poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 35 °C.

Les résultats de l'analyse de la variance des données indiquent que les plus grandes valeurs du poids moyen des asticots nourris avec les six types de substrats (viandes cameline, caprine, chevaline, bovine, foie de volaille et poisson) sont observées à 72 h respectivement ($66,880 \pm 8,748$ mg), ($67,536 \pm 13,148$ mg), ($63,053 \pm 7,660$ mg), ($61,643 \pm 11,239$ mg), ($44,310 \pm 4,249$ mg) et ($44,276 \pm 4,286$ mg) (tab.24). Le poids des asticots nourris de foie de volaille et poisson est faible presque tout au long de la durée de développement comparativement aux asticots nourris avec les autres types de viandes. Sous cette température, l'espèce *Lucilia sericata* se développe d'une façon optimale sur les six substrats examinés. La différence entre les groupes est significative ($p = 0,000$).

Le test post-hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative entre le groupe poisson avec les autres groupes (foie de volaille et les quatre types de viandes), la même observation pour le groupe de foie de volaille avec tous les autres groupes (poisson et les quatre types de viandes) (test scheffé $p = 0,000$).

Tableau 24 : Analyse de la variance (ANOVA) du poids moyens des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	Poids (mg) Moyenne/écartype	F
Stade 2	24	Dromadaire	30	1,963±1,506	11,584***
		Chèvre	30	2,253±1,559	
		Cheval	30	0,796±0,439	
		Vache	30	1,410±0,967	
		Foie de poulet	30	0,863±0,345	
		Poisson	30	2,533±1,507	
Stade 3	48	Dromadaire	30	41,093±4,470	9,875***
		Chèvre	30	41,158±7,918	
		Cheval	30	44,726±7,360	
		Vache	30	46,596±5,554	
		Foie de poulet	30	47,540±3,994	
		Poisson	30	49,206±4,825	
	72	Dromadaire	30	66,880±8,748	44,678***
		Chèvre	30	67,536±13,148	
		Cheval	30	63,053±7,660	
		Vache	30	61,643±11,239	
		Foie de poulet	30	44,310±4,249	
		Poisson	30	44,276±4,286	
prépupe	96	Dromadaire	30	56,633±5,700	75,383***
		Chèvre	30	62,066±7,938	
		Cheval	30	56,670±6,126	
		Vache	30	53,933±6,508	
		Foie de poulet	30	40,313±4,275	
		Poisson	30	39,980±3,305	
Pupe	120	Dromadaire	30	43,973±5,752	29,706***
		Chèvre	30	45,383±6,149	
		Cheval	30	39,180±4,791	
		Vache	30	42,200±4,477	
		Foie de poulet	30	34,613±2,518	
		Poisson	30	34,946±2,601	

3.7. Croissance métrique des larves *Lucilia sericata*

3.7.1. A température de 20°C

Le tableau 25 et la figure 52 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* élevée sur les six types de nourritures à 20°C. Le nombre d'individus est constant (n=30).

Tableau 25: Longueurs moyennes des larves de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h	216h
Dromadaire	5,000±0,000	10,466±1,074	11,166±0,931	11,733±0,784	10,433±0,568	10,400±0,498	8,533±0,507	8,533±0,507
Chèvre	5,000±0,000	11,266±2,049	11,600±1,379	10,966±1,27	10,600±1,003	10,300±0,595	10,966±1,272	8,233±0,388
Cheval	5,000±0,000	11,250±1,014	11,716±1,088	11,200±1,063	11,033±0,889	10,600±0,563	8,366±0,614	8,366±0,614
vache	5,000±0,000	11,133±0,776	12,533±0,776	12,300±0,794	11,766±0,430	11,600±0,563	8,333±0,479	8,333±0,479
Foie de poulet	4,000±0,000	8,433±1,454	10,400±1,155	10,100±1,020	10,033±0,880	10,100±0,986	7,633±0,472	7,633±0,472
Poisson	5,000±0,000	12,566±1,157	13,466±0,730	12,733±0,583	10,933±1,981	10,433±1,924	8,150±0,511	8,150±0,511

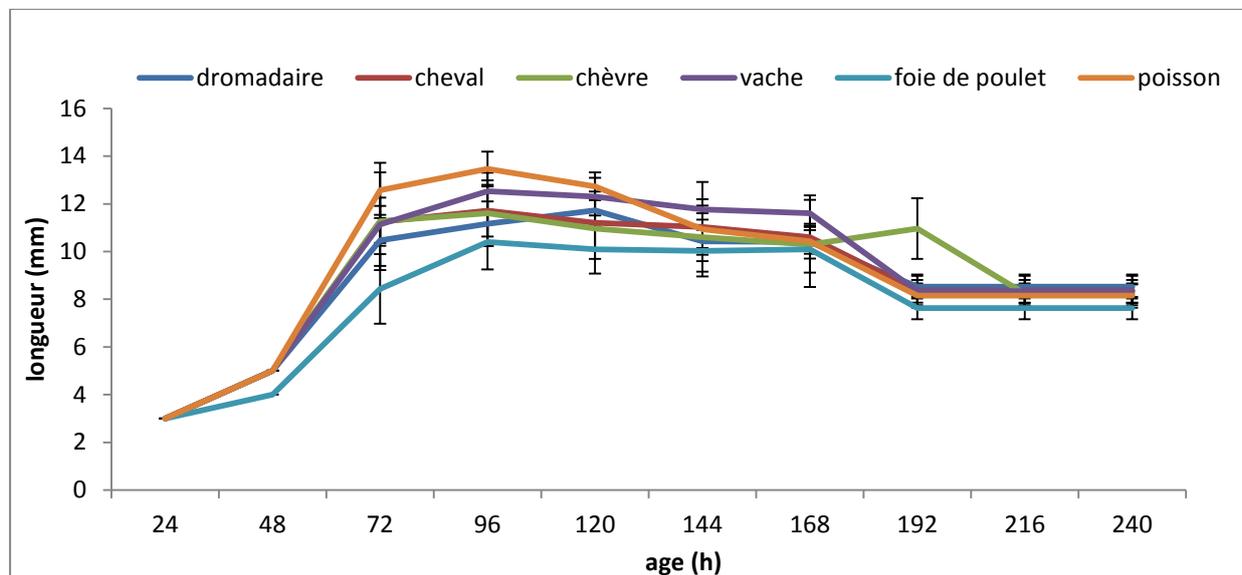


Figure 52: Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 20 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de poisson. Les longueurs des individus nourris de foie de volaille sont plus petites que celles des larves nourries avec les autres types de substrats (poisson et quatre types de viandes).

Selon la figure 52 représentant les longueurs à 20°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées avec cinq types de nourritures à 96 h : viandes caprine (11,600±1,379 mm), chevaline (11,716±1,088 mm), bovine (12,533±0,776

mm), foie de volaille (10,400±1,155 mm) et le poisson (13,466±0,730 mm). Par contre pour la viande cameline la plus grande valeur est observée à 120 h (11,733±0,784 mm) (tab. 26).

Tableau 26 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 20°C (* : p≤0,05 significatif ; ** : 0,05<p<0,01 hautement significatif ; *** : 0,001<p<0,0001 très hautement significatif).

stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	5,000±0,000	.
		Chèvre	30	5,000±0,000	
		Cheval	30	5,000±0,000	
		Vache	30	4,000±0,000	
		Foie de poulet	30	5,000±0,000	
		Poisson	30	5,000±0,000	
Stade3	72	Dromadaire	30	10,466±1,074	32,219***
		Chèvre	30	11,266±2,049	
		Cheval	30	11,250±1,014	
		Vache	30	11,133±0,776	
		Foie de poulet	30	8,433±1,454	
		Poisson	30	12,566±1,157	
	96	Dromadaire	30	11,166±0,931	32,061***
		Chèvre	30	11,600±1,379	
		Cheval	30	11,716±1,088	
		Vache	30	12,533±0,776	
		Foie de poulet	30	10,400±1,155	
		Poisson	30	13,466±0,730	
	120	Dromadaire	30	11,733±0,784	32,977***
		Chèvre	30	10,966±1,27	
		Cheval	30	11,200±1,063	
		Vache	30	12,300±0,794	
		Foie de poulet	30	10,100±1,020	
		Poisson	30	12,733±0,583	
prépupe	144 (*L3)	Dromadaire	30	10,433±0,568	9,087***
		Chèvre*	30	10,600±1,003	
		Cheval	30	11,033±0,889	
		Vache	30	11,766±0,430	
		Foie de poulet*	30	10,033±0,880	
		Poisson*	30	10,933±1,981	
	168	Dromadaire	30	10,400±0,498	8,543***
		Chèvre	30	10,300±0,595	
		Cheval	30	10,600±0,563	
		Vache	30	11,600±0,563	
		Foie de poulet	30	10,100±0,986	
		Poisson	30	10,433±1,924	
pupe	192	Dromadaire	30	8,533±0,507	11,541***
		Chèvre	30	10,966±1,272	
		Cheval	30	8,366±0,614	
		Vache	30	8,333±0,479	
		Foie de poulet	30	7,633±0,472	

		Poisson	30	8,150±0,511	
216		Dromadaire	30	8,533±0,507	10,012***
		Chèvre	30	8,233±0,388	
		Cheval	30	8,366±0,614	
		Vache	30	8,333±0,479	
		Foie de poulet	30	7,633±0,472	
		Poisson	30	8,150±0,511	

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative à 72 h, 96 h et 120 h entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec le poisson avec ceux nourris de foie de volaille, et entre les deux et tous les groupes de viandes (test scheffé : $p = 0,000$). À 144, 168 et 192 h, cette différence existe entre le groupe foie de volaille et les groupes équin, poisson et bovin ($p = 0,000$).

Sous cette température 20°C, nous n'obtenons pas de valeur F (tab. 26) car les écartypes ne diffèrent pas entre les nourritures utilisées (écartype = 0.000).

3.7.2. A température de 25°C

Le tableau 27 et la figure 53 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* élevée sur les six types de nourritures à 25°C. Le nombre d'individus est constant ($n=30$).

Tableau 27 : Longueurs moyennes des larves de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C.

Types d'aliments	48h	72h	96h	120h	144h	168h	192h
Dromadaire	3,500±0,000	9,900±1,748	12,066±0,739	11,800±0,886	7,550±0,479	7,550±0,479	7,550±0,479
Chèvre	5,500±0,000	11,500±0,900	13,133±0,681	13,000±0,643	12,100±0,959	7,916±0,373	7,916±0,373
Cheval	3,500±0,000	12,450±0,769	12,633±0,764	11,733±0,639	7,566±0,449	7,566±0,449	7,566±0,449
vache	6,000±0,000	12,733±0,868	12,716±0,925	11,933±0,980	7,716±0,448	7,716±0,448	7,716±0,448
Foie de poulet	4,000±0,000	11,183±1,021	11,600±0,723	10,700±0,651	7,583±0,437	7,583±0,437	7,583±0,437
Poisson	3,500±0,000	12,533±0,706	12,416±0,456	11,633±0,990	8,166±0,379	8,166±0,379	8,166±0,379

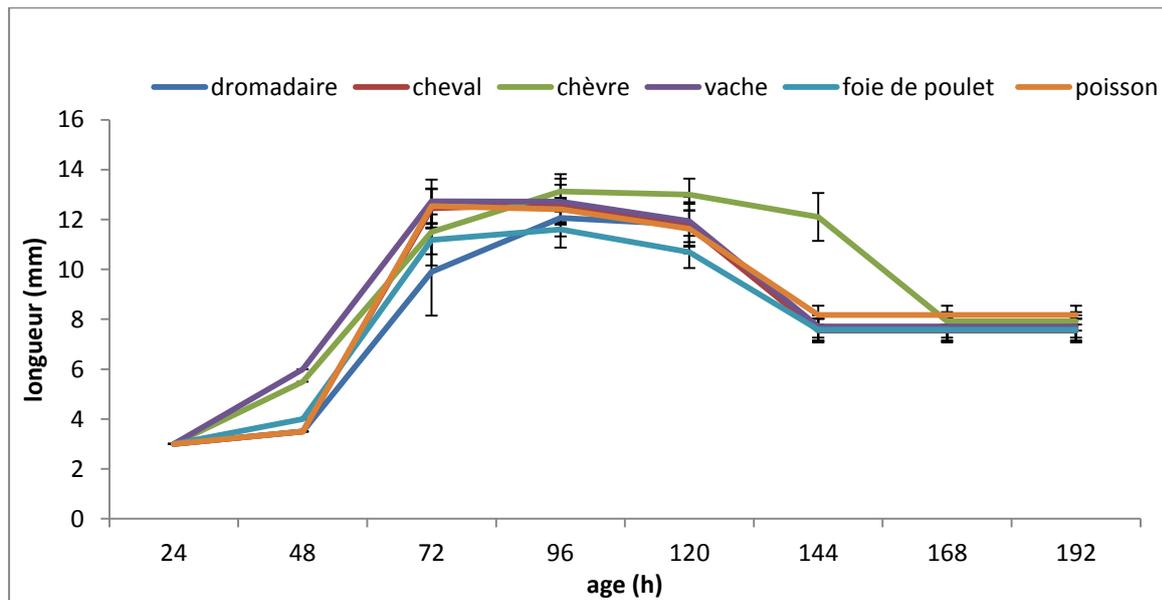


Figure 53: Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 25 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viande caprine. Les longueurs des individus nourris de foie de volaille sont généralement plus petites que celles des larves nourries sur les autres types de nourritures (les quatre viandes et le poisson).

Selon la figure 53 représentant les longueurs à 25°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées chez les groupes bovin et le poisson à 72h : bovine ($12,733 \pm 0,868$ mm), le poisson ($12,533 \pm 0,706$ mm) respectivement. On note les grandes valeurs des longueurs moyennes chez les groupes équin, caprin, camelin et foie de volaille à 96h : ($12,633 \pm 0,764$ mm), ($13,133 \pm 0,681$ mm), ($12,066 \pm 0,739$ mm) et ($11,600 \pm 0,723$ mm) successivement (tab. 28).

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris par viande cameline et les autres types de nourritures (chevaline, bovine, caprine et le poisson et foie de volaille) à 72 h (test scheffé : $p = 0,000$). À 120 et 144 h il y a une différence significative entre le groupe caprin et les autres types de nourritures (viandes cameline, chevaline, bovine et le poisson et foie de volaille). Ça existe aussi entre le groupe poisson avec le groupe foie de volaille toute au long de la durée de développement ($p = 0,000$).

Sous cette température 25°C, nous n'obtenons pas de valeur F (tab. 28) car les écarts types ne diffèrent pas entre les nourritures utilisées (écartype = 0.000).

Tableau 28 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 25°C (* : $p \leq 0,05$ significatif ; ** : $0,05 < p < 0,01$ hautement significatif ; *** : $0,001 < p < 0,0001$ très hautement significatif)

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 2	48	Dromadaire	30	3,500±0,000	
		Chèvre	30	5,500±0,000	
		Cheval	30	3,500±0,000	
		Vache	30	6,000±0,000	
		Foie de poulet	30	4,000±0,000	
		Poisson	30	3,500±0,000	
Stade 3	72	Dromadaire	30	9,900±1,748	31,275***
		Chèvre	30	11,500±0,900	
		Cheval	30	12,450±0,769	
		Vache	30	12,733±0,868	
		Foie de poulet	30	11,183±1,021	
		Poisson	30	12,533±0,706	
	96	Dromadaire	30	12,066±0,739	16,265***
		Chèvre	30	13,133±0,681	
		Cheval	30	12,633±0,764	
		Vache	30	12,716±0,925	
		Foie de poulet	30	11,600±0,723	
		Poisson	30	12,416±0,456	
prépupe	120 (*L3)	Dromadaire	30	11,800±0,886	24,448***
		Chèvre*	30	13,000±0,643	
		Cheval	30	11,733±0,639	
		Vache	30	11,933±0,980	
		Foie de poulet	30	10,700±0,651	
		Poisson	30	11,633±0,990	
pupe	144 (*prépupe)	Dromadaire	30	7,550±0,479	310,235***
		Chèvre*	30	12,100±0,959	
		Cheval	30	7,566±0,449	
		Vache	30	7,716±0,448	
		Foie de poulet	30	7,583±0,437	
		Poisson	30	8,166±0,379	
	168	Dromadaire	30	7,550±0,479	9,873***
		Chèvre	30	7,916±0,373	
		Cheval	30	7,566±0,449	
		Vache	30	7,716±0,448	
		Foie de poulet	30	7,583±0,437	
		Poisson	30	8,166±0,379	

3.7.3. A température de 30°C

Le tableau 29 et la figure 54 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* élevée sur les six types de nourritures à 30°C. Le nombre d'individus est constant (n=30). Il n'y a pas de mortalité à cette température pour cette espèce.

Tableau 29 : Longueurs moyennes des larves de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C.

Types d'aliments	24h	48h	72h	96h	120h	144h
Dromadaire	4,000±0,000	12,600±1,452	12,916±0,644	11,966±0,964	7,766±0,409	7,766±0,409
Chèvre	4,000±0,000	9,466±0,681	13,0167±0,463	12,600±0,498	7,683±0,404	7,683±0,404
Cheval	4,000±0,000	7,600±1,061	12,818±0,333	13,083±0,644	11,366±0,764	8,050±0,442
vache	4,000±0,000	9,866±0,628	12,933±0,520	12,916±0,755	7,833±0,514	7,833±0,514
Foie de poulet	3,500±0,000	7,816±2,014	9,900±0,922	9,400±0,563	6,900±0,547	6,900±0,547
Poisson	3,000±0,000	8,716±0,897	12,616±0,429	12,666±0,422	7,750±0,388	7,750±0,388

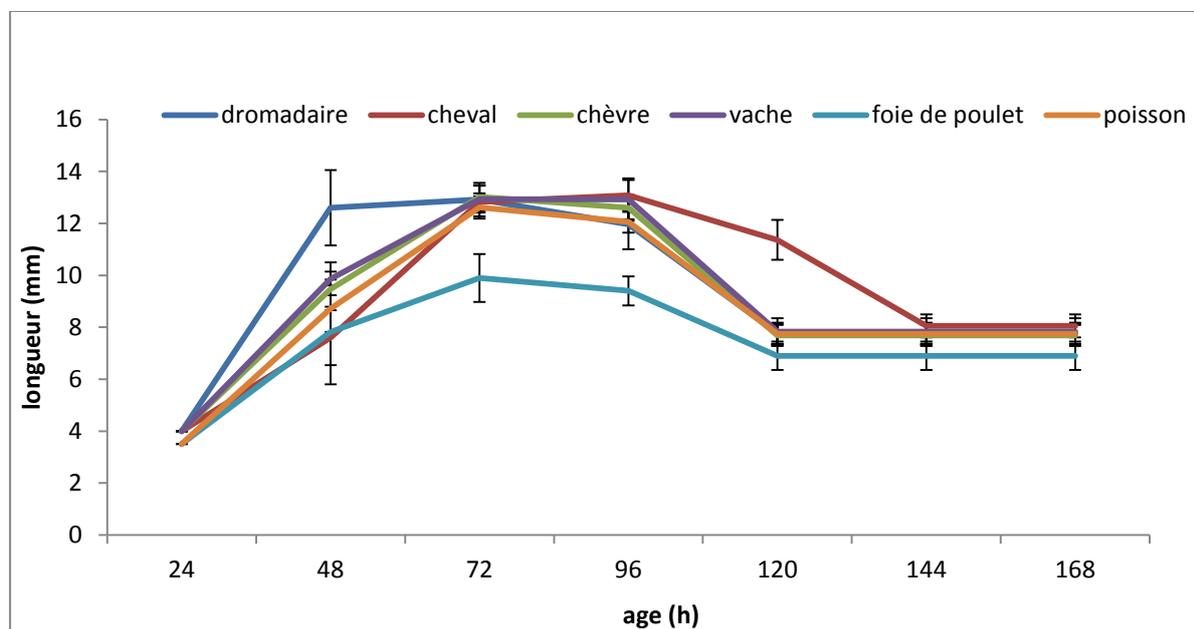


Figure 54: Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de nourritures pendant la durée de développement à 30 °C.

Les résultats obtenus montrent que les plus grandes valeurs des longueurs sont rencontrées chez les asticots nourris de viande chevaline. Les longueurs des asticots nourris

de foie de volaille sont plus petites que celles des larves nourries avec les autres types de nourritures (quatre types de viandes et le poisson).

Selon la figure 54 représentant les longueurs à 30°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées avec les nourritures suivantes à 72 h : viande cameline (12,916±0,644 mm), caprine (13,016±0,463 mm), bovine (12,933±0,520 mm), foie de volaille (9,900±0,922 mm). Par contre pour la viande chevaline et le poisson elles sont observées à 96 h respectivement (13,083±0,644 mm) et (12,666±0,422 mm) (tab. 30).

Tableau 30 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 30°C (* : p≤0,05 significatif ; ** : 0,05<p<0,01 hautement significatif ; *** : 0,001<p<0,0001 très hautement significatif).

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 3	48	Dromadaire	30	12,600±1,452	66,908***
		Chèvre	30	9,466±0,681	
		Cheval	30	7,600±1,061	
		Vache	30	9,866±0,628	
		Foie de poulet	30	7,816±2,014	
		Poisson	30	8,716±0,897	
	72	Dromadaire	30	12,916±0,644	129,983***
		Chèvre	30	13,016±0,463	
		Cheval	30	12,818±0,333	
		Vache	30	12,933±0,520	
		Foie de poulet	30	9,900±0,922	
		Poisson	30	12,616±0,429	
Prépupe	96	Dromadaire	30	11,966±0,964	128,781***
		Chèvre	30	12,600±0,498	
		Cheval	30	13,083±0,644	
		Vache	30	12,916±0,755	
		Foie de poulet	30	9,400±0,563	
		Poisson	30	12,666±0,422	
Pupe	120	Dromadaire	30	7,766±0,409	275,973***
		Chèvre	30	7,683±0,404	
		Cheval	30	11,366±0,764	
		Vache	30	7,833±0,514	
		Foie de poulet	30	6,900±0,547	
		Poisson	30	7,750±0,388	
	144	Dromadaire	30	7,766±0,409	22,595***
		Chèvre	30	7,683±0,404	
		Cheval	30	8,050±0,442	
		Vache	30	7,833±0,514	
		Foie de poulet	30	6,900±0,547	
		Poisson	30	7,750±0,388	

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris avec le foie de volaille et les autres nourritures toute au long de la durée de développement. A 120 h elle existe entre le groupe équin et les autres groupes de viandes (test scheffé : $p = 0,000$).

3.7.4. A température de 35°C

Le tableau 31 et la figure 55 représentent les longueurs moyennes pendant la durée de développement de l'espèce *Lucilia sericata* élevée sur les six types de nourritures à 35°C. Le nombre d'individus est constant ($n=30$).

Tableau 31 : Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C.

Types d'aliments	24h	48h	72h	96h	120h	144h
Dromadaire	3,500±0,000	11,600±0,844	13,166±0,698	12,450±0,562	7,950±0,647	7,950±0,647
Chèvre	3,500±0,000	12,216±0,639	13,416±0,509	12,833±0,735	7,783±0,408	7,783±0,408
Cheval	3,500±0,000	11,700±0,836	13,083±0,983	12,283±0,816	7,883±0,313	7,883±0,313
vache	3,500±0,000	12,350±0,511	13,550±0,791	12,466±0,681	7,733±0,520	7,733±0,520
Foie de poulet	3,500±0,000	8,300±1,932	10,066±0,827	9,766±0,727	6,900±0,547	6,900±0,547
Poisson	3,000±0,000	12,250±0,653	10,916±0,810	10,583±0,695	7,266±0,430	7,266±0,430

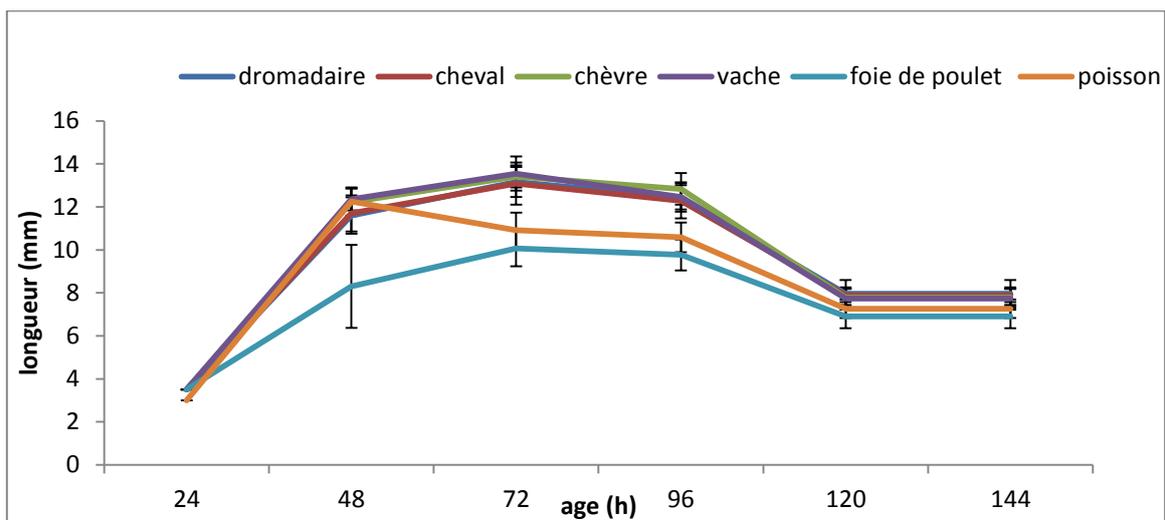


Figure 55: Longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris des six types de nourritures pendant la durée de développement à 35 °C.

Les longueurs des individus nourris de foie de volaille sont plus petites que celles des larves nourries avec les autres types de viandes. Selon la figure 55 représentant les longueurs à 35°C, on remarque que les plus grandes valeurs des longueurs moyennes sont observées avec toutes les nourritures à 72 h : viandes cameline (13,166±0,698 mm), caprine (13,416±0,509 mm), chevaline (13,083±0,983 mm), bovine (13,550±0,791 mm), foie de volaille (10,066±0,827 mm). A 48 h, les asticots nourris du poisson atteignent la grande valeur (12,250±0,653 mm) (tab. 32).

Tableau 32 : Analyse de la variance (ANOVA) des longueurs moyennes des asticots de *Lucilia sericata* nourris de six types de substrats pendant la durée de développement à 35°C (* : p≤0,05 significatif ; ** : 0,05<p<0,01 hautement significatif ; *** : 0,001<p<0,0001 très hautement significatif)

Stades	Age (heure : h)	Type de nourriture	Nombre d'individus (n)	longueurs (mm) Moyenne/écartype	F
Stade 3	48	Dromadaire	30	11,600±0,844	69,364***
		Chèvre	30	12,216±0,639	
		Cheval	30	11,700±0,836	
		Vache	30	12,350±0,511	
		Foie de poulet	30	8,300±1,932	
		Poisson	30	12,250±0,653	
	72	Dromadaire	30	13,166±0,698	107,972***
		Chèvre	30	13,416±0,509	
		Cheval	30	13,083±0,983	
		Vache	30	13,550±0,791	
		Foie de poulet	30	10,066±0,827	
		Poisson	30	10,916±0,810	
prépupe	96	Dromadaire	30	12,450±0,562	92,987***
		Chèvre	30	12,833±0,735	
		Cheval	30	12,283±0,816	
		Vache	30	12,466±0,681	
		Foie de poulet	30	9,766±0,727	
		Poisson	30	10,583±0,695	
pupe	120	Dromadaire	30	7,950±0,647	21,337***
		Chèvre	30	7,783±0,408	
		Cheval	30	7,883±0,313	
		Vache	30	7,733±0,520	
		Foie de poulet	30	6,900±0,547	
		Poisson	30	7,266±0,430	
	144	Dromadaire	30	7,950±0,647	21,337***
		Chèvre	30	7,783±0,408	
		Cheval	30	7,883±0,313	
		Vache	30	7,733±0,520	
		Foie de poulet	30	6,900±0,547	
		Poisson	30	7,266±0,430	

Le test post hoc scheffé a montré qu'il y a une différence significative entre les valeurs moyennes des longueurs des asticots nourris par le poisson avec ceux nourris du foie de volaille, et ces deux groupes avec tous les autres groupes de viandes tout au long de la durée de développement (test scheffé : $p = 0,000$).

Chapitre 4 :

Discussion

Chapitre 4 : Discussion

Dans ce travail, les espèces *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* se développent dans les premiers stades larvaires (L1, L2) en même temps sous toutes les conditions biotiques et abiotiques. Il n'y a pas aussi une différence remarquable dans la durée des stades initiaux sur tous les substrats étudiés. Pour l'espèce *Calliphora vicina*, sous la température de 20°C, à partir du troisième stade larvaire (L3), on note une différence de longévité sur tous les substrats. Chez les larves nourries de viandes cameline, chevaline et bovine, la longévité est plus courte d'un jour que celles nourries de viande caprine, foie de volaille et poisson. Sous la température de 25°C, il y a aussi une différence de longévité, chez les larves nourries de viande caprine et de foie de volaille, la longévité est plus longue d'un jour chez celles nourries des autres types de substrats. Sous ces deux températures, *Calliphora vicina* peut achever son développement d'une façon optimale sur tous les substrats et donne l'émergence des adultes. Par contre, sous la température de 30°C, la longévité diffère peu. Le développement larvaire des individus nourris de viande caprine et de foie de volaille est plus long d'un jour par rapport à celui des spécimens élevés sur le reste. On remarque qu'il y a une mortalité au cours des stades larvaires. Malheureusement, ils ne peuvent pas achever leur développement qui s'arrête au stade pupes et par conséquent il n'y a pas d'émergence des adultes sur tous les substrats étudiés, les pupes sont desséchées et endommagées à l'intérieur à cause de la température élevée.

Pour la température 35°C, il n'y a pas d'éclosion des œufs déposés sur le foie de volaille et le poisson. Ils sont tous abîmés à cause de la température élevée. La longévité est presque la même pour tous les asticots nourris des différents viandes, mais ils meurent tous aux stades 3 et prépupes qui se dessèchent, il n'y a pas de formation des pupes.

Concernant l'espèce *Lucilia sericata*, toutes les températures étudiées dans ce travail sont optimales pour qu'elle achève son cycle de développement jusqu'à l'émergence des adultes. Aux températures de 20°C et 25°C, la longévité des larves nourries sur la viande caprine est plus longue d'un jour par rapport aux autres larves nourries sur les autres types de nourritures. Pour la température de 30°C, la longévité des larves de viande chevaline est plus longue d'un jour que les autres substrats. Mais à la température de 35°C, il n'y a pas de différence entre les longévités des larves nourries sur tous les types de substrats.

Boulkenafet et al. (2015) s'intéressent dans leur étude à la succession des Diptères nécrophages sur un cadavre de chien. Les résultats montrent que la famille la plus fréquentée était la famille des Calliphoridae représentée par plusieurs espèces comme *C. vicina* et *L. sericata* que nous avons étudié leur cycle de développement. Ainsi, ils confirment l'influence de la température ambiante du milieu et l'existence de la faune nécrophage sur l'occurrence des différentes phases de décompositions. La vitesse de décomposition cadavérique peut être difficile à interpréter elle dépend de nombreux facteurs (**Gunn, 2006**). Parmi eux nous avons les conditions biotiques et abiotiques de l'habitat et le poids des cadavres. Selon **Matuszewski (2008)**, ces différences dans la vitesse de décomposition sont tout d'abord une suite de diverses conditions abiotiques dans les sites de recherche. C'est aussi dans l'étude de **Boulkenafet (2016)** qui explique en partie les différences de la vitesse de décomposition des substrats utilisés dans des sites avec d'autres cadavres.

L'arrivée des Coléoptères coïncide avec le développement des larves de Diptère sur le cadavre, étant donné qu'ils se nourrissent des tissus en décomposition et sur les larves de Diptère, ils sont nécrophiles. Pour cela, **Guerroudj & Berchi (2016)** s'intéressent dans leur étude du cycle de développement du Coléoptère *Silpha rugosa* (Linnaeus, 1758) sous deux températures. Les résultats ont révélé que la durée de développement de *S. rugosa* est plus courte sous la température de 26°C que 23°C. Cette expérience nous a permis de voir l'influence de la température sur la progression des différents stades de développement, cette information sera utile pour la détermination de l'IPM en Algérie. **Bensaada et al. (2014)** présentent un travail sur les cadavres d'un chat et un sanglier dans la région de Gouraya. Les résultats montrent que les Diptères sont les plus actifs que les Coléoptères et les Hyménoptères.

Les résultats expérimentaux obtenus par **Kaneshrajah & Turner (2004)** sur *C. vicina* indiquent que la durée de développement des larves nourries avec du cerveau, du cœur, du poumon ou de rein de porc est plus courte de deux jours que celles placées sur le foie. Le même type de résultat a été obtenu avec des larves de *C. augur* (Fabricius 1775) et *Lucilia cuprina* (Wiedmann 1830) (**Day & Wallman, 2006**). Enfin, la comparaison de substrats de différentes origines animales indique aussi un développement de *Lucilia sericata* plus rapide sur la viande de porc que sur celle de bœuf d'une part, et, d'autre part les larves grandissent plus vite et significativement (**Clark et al., 2006**).

Dans notre expérience, la longévité des stades de développements sous les quatre températures est observée chaque jour. Aux températures de 30°C et 35°C, les asticots de *L. sericata*, élevés sur tous les types de substrats, se développent plus rapidement que sous les températures de 20°C et 25°C. Par contre, l'espèce *C. vicina* se développe plus rapidement sous les températures de 25°C et 30°C que sous la température 20°C.

Ce développement peut varier lorsque les larves sont élevées sur le poumon et le cœur comparé avec le foie du même animal, vache ou porc. C'est pourquoi, pour les entomologistes de la médecine légale, l'emplacement à partir duquel les larves des mouches à viandes sont prélevées du cadavre doit être indiqué. À partir de l'étude effectuée par **Clark et al. (2006)** sur le taux de croissance de *L. sericata* sur différents tissus, il est impossible d'exclure définitivement la structure des organes en tant que facteur affectant ce taux. Le substrat d'alimentation peut avoir un effet significatif sur le taux de croissance des larves (**Donovan et al., 2006**).

Dans notre étude, chez l'espèce *C. vicina*, la croissance pondérale à la température de 20°C est plus grande pour les groupes camelin, caprin, bovin et foie de volaille par rapport aux autres températures. Par contre, chez le groupe équin et poisson, la plus grande valeur pondérale est à 25°C.

Pour l'espèce *L. sericata*, la croissance pondérale à la température de 20°C est plus grande pour les groupes caprin, bovin, foie de volaille et poisson que les restes des températures. Par contre, chez les groupes camelin et équin, la plus grande valeur pondérale est à 30°C.

Pour *C. vicina*, **Clark et al. (2006)** suggèrent que le taux de croissance varie aussi considérablement selon les différents tissus et que la croissance est plus faible sur le foie par rapport aux autres organes testés. Des travaux récents ont également suggéré que les tissus sur lesquels les larves de *C. vicina* se nourrissent pourraient influencer également sur le taux de croissance (**Kaneshrajah & Turner, 2004**). La croissance des larves de la mouche à viande *C. vicina* sur le foie de porc est significativement plus rapide que sur le tissu de poumon, le rein, le cœur et le cerveau. Potentiellement, cela a des implications majeures quand les larves sont nourries sur un substrat alimentaire (souvent foie) au laboratoire dans la détermination de l'Intervalle Post Mortem (IPM) dans une affaire judiciaire (**Kaneshrajah & Turner, 2004**).

Des études préliminaires ont montré un plus fort taux de croissance sur le foie haché d'agneau en comparaison avec celui du bœuf et du porc (**Donovan et al., 2006**).

Byrd (in: **Byrd & Castner, 2001**) a noté que le foie de poulet est un milieu de croissance inadaptée car il se liquéfie facilement et l'excès de liquide peut empêcher les larves de certaines espèces de se développer normalement. C'est ce qu'on a observé dans notre étude, les asticots de *C. vicina* et *L. sericata* nourris de foie de poulet atteignent des faibles valeurs de mesures de poids et de longueur par rapport aux autres types de nourritures étudiées. À 35°C, l'espèce de *Lucilia sericata* continue à se développer et se mouvoir dans le foie de volaille et le poisson malgré leur liquéfaction à cette température, car elle est optimale pour cette espèce, par contre la liquéfaction des deux substrats pour l'espèce *Calliphora vicina* donne un effet défavorable sur l'éclosion des œufs et le développement larvaire, parce que cette température n'est pas optimale pour cette espèce.

Cependant, la durée des stades larvaires de la mouche *Lucilia sericata* sur le régime artificiel (lait entier en poudre, de levure séchée et de germe de blé) était un peu plus longue que celle sur le foie de bœuf. Ce régime artificiel est adapté pour une utilisation dans les expériences de laboratoire (**Tachibana & Numata, 2001**).

Erzinclioglu (1986) a expliqué, dans d'autres études, qu'il y a une possibilité de différence chimique entre les tissus animaux et humains. En parallèle, le présent travail a décrit quelques expériences simples pour étudier la croissance des larves de *C. vicina* sur les différents tissus provenant de différents animaux. Selon **O'Brien & Turner (2004)** et **Pien et al. (2004)**, les effets de médicaments sur la croissance des larves nécrophages peuvent être affectés par le choix des tissus utilisés pour l'alimentation des larves. Le Paracétamol ne semble pas affecter le développement des larves de la mouche à viande, en particulier pendant les jours 2-4 de développement et où la croissance a été accélérée par rapport au groupe de contrôle. Ceci peut générer une différence d'environ 12 h dans une estimation d'un IPM (**O'Brien & Turner, 2004 ; Kaneshrajah & Turner, 2004**). Il est donc souhaitable de prélever uniquement des larves nourries activement sur un cadavre. Les larves de *Calliphora* ont une remarquable capacité d'éliminer les médicaments dans un temps court et activement pendant la nymphose (**Sadler et al., 1995**).

Dans notre travail, les larves des deux espèces étudiées *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* se nourrissent d'une façon normale et vorace sur tous les tissus étudiés (poisson, foie de volaille, viandes cameline, caprine, chevaline et bovine).

Des études réalisées par **Uvarov (1928)** chez *Calliphora* ont montré que la larve est capable d'élaborer les graisses de protéines et les accumuler dans les corps gras pour être utilisées pendant le métabolisme et durant la métamorphose.

Les larves de nombreuses espèces de mouches à viande produisent un nombre d'enzymes y compris les protéases, phosphatases et lipases et autres produits métaboliques qui servent à briser la structure de l'épiderme et le derme de la peau (**Sanderman et al., 1987**). Les espèces de *Calliphora* sont connues pour produire des protéases (**Brown & Farber, 1936**). Les enzymes protéolytiques produites par les larves de mouches à viandes ont également un rôle dans leur alimentation. Tandis que Les larves de *L. cuprina* produisent des enzymes protéolytiques qui dégradent la gélatine et la caséine (**Bowles et al., 1988**).

Dans notre résultat on a remarqué que les asticots de *C. vicina* élevés sous la température de 30°C sont incapables d'achever leur développement qui s'arrête au stade pupes et à 35°C ils meurent tous au stade prépupe. Il y a aussi beaucoup de mortalité pendant les stades d'alimentation. Il n'y a pas cependant d'émergence des adultes car les pupes se dessèchent et sont endommagées à l'intérieur à cause de la température élevée de 30°C. Par contre à 20°C et 25°C, les asticots peuvent achever leur développement jusqu'à l'émergence des adultes et il n'y a pas de mortalité pendant la durée de développement. Ces températures sont idéales pour un développement complet de l'espèce. Le développement larvaire à T°=30°C est plus rapide surtout au niveau des stades d'alimentation qu'à 20°C et 25°C, mais il n'est pas optimale pour *C. vicina*. Les asticots de *L. sericata* élevés sous les quatre températures sont capables d'achever leur développement jusqu'à l'émergence des adultes. Il n'y a pas de mortalité au cours de cycle de développement.

Well & Kurahashi (1994) ont noté que les larves peuvent échouer à arriver au stade pupes s'il n'y a pas d'abri ou si l'humidité est très élevée. Dans le cas de *Calliphora vicina* à des températures supérieures à 15°C, les œufs éclosent après environ 24h après quoi les larves commencent à se nourrir sur les tissus corporels (**Donovan et al., 2006**). Les larves meurent à 35°C, alors que dans les travaux de **Reiter (1984)**, elles survivent à cette température, mais

échouent à la pupaison. Cependant, certains auteurs déclarent que les espèces du genre *Calliphora* semblent être plus adaptées au froid que d'autres Calliphoridae. (**Faucherreeet al., 1999 ; Donovan et al., 2006**).

Clarkson et al., (2004) ont déterminé que les fluctuations par rapport à des températures constantes retardent le développement larvaire de *Proteophormia terraenovae* (Robineau-Desvoid) (Calliphoridae) ; De leur côté, **Byrd & Bulter (1996)** déterminent que le développement des mouches à viande élevées sous des fluctuations de températures est retardé en comparaison avec celles élevées sous des conditions constantes. Le plus intéressant est l'incapacité de *C. vomitoria* comme *C. vicina* d'achever leur développement à une température supérieure de 29°C (**Greenberg & Tantawi, 1993**).

Le développement des asticots sur les six types de substrats a été suivi et examiné pour les deux espèces. Les résultats obtenus ont montré que le poids des individus nourris sur ces substrats et sous les quatre températures augmente graduellement jusqu'au stade prépupe. A partir de ce stade, le poids commence à diminuer jusqu'au stade pupe.

Day & Wallman (2006) ont également observé que le poids des espèces *Lucilia cuprina* (wiedemann) et *Calliphora augur* (Fabricius) se réduit au stade pupe sur tous les substrats utilisés: cerveau, foie et viande d'agneau à 25±3,5°C. Tandis que **Kaneshrajah & Turner (2004)** ont remarqué aussi que les larves grandissent sur le cerveau et cœur de porc mais notent une perte de poids et une réduction de taille durant le stade prépupe jusqu'au stade pupe à la température de 20°C. La croissance des larves de *Calliphora vicina* sur des différents substrats diffère considérablement. Les larves nourries sur le cerveau et/ou le cœur montrent une perte de poids et une réduction de taille marquées pendant l'étape post-alimentation.

Dans notre cas, les asticots de *C.vicina* nourris de viande cameline atteignent le poids le plus élevé par rapport aux autres types de substrats nutritifs durant le stade 3 sous les températures 20°C, 30°C et 35°C (110.903±9.932 mg) (71.948±15.179 mg) et (74.080±10.943 mg) respectivement, mais à la température de 25°C ce sont les asticots nourris de viande chevaline qui atteignent le poids le plus élevé par rapport aux autres types de substrats (104.556±7.355 mg). Pour l'espèce *Lucilia sericata*, à chaque température on remarque une grande valeur de poids élevé chez un groupe. Ainsi, pour la température de

20°C on remarque chez le groupe poisson un poids de (75.870±6.855 mg), à 25°C chez le groupe bovine (65.213±15.886 mg) ; à 30°C chez le groupe camelin (69.773±4.778 mg) et à 35°C chez le groupe caprin (67.536±13.148 mg). Le test post hoc scheffé indique qu'il y a une différence significative entre les six substrats Ceci s'explique par l'influence du type de substrats sur le poids des individus.

Dans notre travail, *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* se nourrissent sur les substrats étudiés, grandissent et augmentent en poids et en taille. Ces croissances pondérale et métrique sont attribuées aux nutriments présents dans les substrats. En effet, selon **Clark et al. (2006)**, la valeur nutritive du substrat a un rôle dans les préférences nutritionnelles par les espèces et aussi dans l'augmentation de taille. Tous les tissus ingérés n'ont pas la même valeur nutritive pour les larves. D'un autre côté, **Boatright & Tomberlin (2010)** ont constaté qu'il n'y a aucune différence significative en longueur et en poids moyens des larves de *Cochliomyia macellaria* (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae) élevé sur des muscles équin et porcin.

Les larves de la mouche, *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) ont été élevées selon un régime alimentaire composé principalement de lait entier en poudre, de levure sèche et de germe de blé. Aucune différence significative en poids des pupes entre les spécimens élevés sur ce régime et ceux élevés sur le foie de bœuf. (**Tachibana & Numata, 2001**).

Dans une étude sur le développement de l'espèce *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae), la longueur des pupes diminue progressivement avec la baisse des températures. Après le début de la migration, la longueur de la larve diminue graduellement jusqu'à la nymphose (**Byrd & Butler, 1997**). Toute la croissance larvaire de *Hypopygiopsis violacea* (Macquart, 1835) (Calliphoridae) montre une tendance d'augmentation rapide en longueur puis un retraiement avant la nymphose (**CheeDhang et al., 2011**).

Nos expériences à 20°C, 25°C, 30°C et 35°C après l'éclosion des œufs de *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* sur tous les substrats, les larves croissent en taille progressivement et de manière significative ($p < 0.05$). Cependant, la longueur des larves du stade 3 diminue significativement une fois que les asticots entrent en phase de post-alimentation ($p < 0.05$), puis une mesure stable des pupes résultantes.

Les larves de *L. sericata* sont significativement plus grandes lorsqu'elles sont élevées sur le cerveau et les poumons que lorsqu'elles sont élevées sur d'autres tissus, mais elles sont plus plutôt petites lorsqu'elles sont élevées sur l'intestin par rapport au cerveau ou poumon (**El-Moaty & Kheirallah, 2013**).

Après l'analyse de la variance dans notre étude, les asticots de *C. vicina* nourris de viande cameline atteignent la longueur la plus élevée par rapport aux autres types de tissus durant le stade 3 sous les quatre températures 20°C (15.050±0.620 mm), à 25°C (14.466±0.434 mm), à 30°C (13.979±1.057 mm) et 35°C (14.650±0.842 mm).

Mais pour l'espèce *L. sericata*, à chaque température on remarque la grande valeur de longueur élevée chez l'un des groupes étudiés. Pour la température 20°C cette valeur est observée chez le groupe poisson (13.466±0.730 mm), à 25°C chez le groupe caprin (13.133±0.681 mm), à 30°C chez le groupe équin (13.083±0.644 mm) et à 35°C chez le groupe caprin (13.416±0.509 mm).

Dans le travail de **Arong et al. (2011)** Chez *Musca domestica* (Linnaeus, 1758) (Mucidae), l'analyse de la variance pour le taux de croissance a montré une différence significative ($P < 0,05$) entre les types de viande (foie, cerveau et chair de chèvre), mais aucune différence a été observée chez *Lucilia sericata* ($P > 0,05$).

El-Moaty & Kheirallah (2013) ont démontré que les larves de *Lucilia sericata* étaient significativement plus grandes sur le cerveau et poumon de vache que lorsqu'elles sont élevées sur d'autres tissus (cœur, rein, intestin et viande). Dans la même étude, les larves se sont développées sur le cerveau plus vite et sont devenues plus grandes par rapport au foie et la viande. Ces résultats sont cohérents avec ceux obtenus par **Day & Wallman (2006)** qui ont trouvé aussi des pupes de *L. cuprina* nettement plus petites provenant de larves cultivées sur le foie de mouton.

Levot et al. (1979) ont déterminé les tailles minimales des larves nécessaires à la nymphose pour la famille des Calliphoridae trouvée dans le sud-est de l'Australie. A l'aide de larves élevées dans des conditions désertiques, ils ont observé que deux espèces communes, *L. cuprina* (Wiedemann) et *C. stygia* (Fabricius), forment des pupes au minimum de 60% et 73% de la taille normale (**William & Richardson, 1983**).

Conclusion

Conclusion

En Algérie, il y a peu d'études sur les insectes nécrophages notamment les Diptères nécrophages et des connaissances limitées sur les espèces d'importance médico-légale. Pour cela, notre étude donne également des nouvelles connaissances qui peuvent servir dans les enquêtes judiciaires. Notre travail montre que les espèces *C. vicina* et *L. sericata* augmentent en poids et en taille dans les premiers stades d'alimentations que de stade 3 à la prépupe sous les quatre températures. L'étude de **Bouleknafet et al. (2015)** était réalisée pour établir une liste d'insectes nécrophages colonisateurs des cadavres dans la région de Skikda. D'autres études complémentaires s'intéressent aux Coléoptères et ont été réalisées par **Guerroudj & Berchi (2016)**, **Bensaada et al. (2014)** présentent une étude sur les cadavres d'un chat et un sanglier dans la région de Gouraya. Il semble donc que les facteurs importants qui contribuent à l'observation des différences de croissances en poids et en tailles chez les insectes nécrophages en général, c'est la nature des tissus alimentaires, l'activité des enzymes protéolytiques et la quantité des protéines solubles, mais d'autres nutriments peuvent aussi jouer un rôle déterminant (**Day & Wallman, 2006**). Il est clair que le tissu animal ingéré par les larves de Calliphoridae possède un effet important sur le taux de croissance et cela doit être pris en compte de manière plus explicite dans l'étalonnage de modèle de croissance pour l'estimation de l'IPM (**Clark et al., 2006**). La température n'est cependant pas le seul facteur à agir sur la vitesse de développement des insectes, la disponibilité en nourriture peut également jouer un rôle important (**Nabity et al., 2007**).

Les espèces *Calliphora vicina* et *Lucilia sericata* ont une importance forensique et le présent travail a montré que le tissu consommé par les larves affecte leur croissance sous des conditions de températures différentes. Ainsi, les substrats et les conditions climatiques utilisés dans l'élevage au laboratoire et les résultats obtenus peuvent apporter une contribution à la détermination de l'IPM.

Une autre étude plus approfondie en introduisant d'autres facteurs comme l'humidité qui n'a pas été testée dans ce travail, est donc nécessaire pour compléter les bases de données dans le domaine d'entomologie forensique d'une part, et d'autre part en étudiant l'effet des différentes substances sur la croissance et le comportement des insectes nécrophages d'intérêt médico-légale avec des expérimentations in situ afin de comparer le développement des larves sous des conditions contrôlées et les conditions naturelles.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Anonyme. 2016.** Test de Scheffé:
<http://www.statsoft.fr/concepts-statistiques/glossaire/t/test-scheffe.html>
2. **Alonso M A, Souza C M, Linhares A X, Thyssen PJ. 2015.** Egg Developmental Time and Survival of *Chrysomya megacephala* and *Chrysomya putoria* (Diptera: Calliphoridae) Under Different Temperatures. *Journal of Medical Entomology*. 52 (4): 551-556.
3. **Al-Shareef L A H, Al-Qurashi S I D. 2016.** Study of some biological aspects of the blowfly *Chrysomya albiceps* (Wiedemann 1819) (Diptera: Calliphoridae) in Jeddah, Saudi Arabia. *Egyptian Journal of Forensic Sciences*. 6 (1) : 11–16.
4. **Amendt J, Campobasso C P, Gaudry E, Reiter C, LeBlanc H N, Martin J R, Hall. 2007.** Best practice in forensic entomology. *Standards and guidelines International Journal Legal Medicine*. 121: 90–104.
5. **Arnott S, Turner B. 2008.** Post-feeding larval behaviour in the blowfly, *Calliphora vicina*: Effects on post-mortem interval estimates. *Forensic Science International*. 177 : 162–167.
6. **Arong G A, Imandeh G N, Utsu A A, Sha'a K K. 2011.** The influence of food type on larval growth in *Musca domestica* and *Lucilia sericata* (diptera) in calabar, Nigeria. *World Journal of Science and Technology*. 1(4): 73-77.
7. **Aubernon C. 2012.** *Décomposition par les Diptères nécrophages de substrats contaminés*. Rapport bibliographique en vue de l'obtention de Master de Biologie Evolutive et Intégrative, Infectiologie. Spécialité Sciences de l'Insecte.1-95 pp.
8. **Aubernon C, Charabidzé D, Devigne C, Delannoy Y, Gosset D. 2015.** Experimental study of *Lucilia sericata* (Diptera Calliphoridae) larval development on rat cadavers: Effects of climate and chemical contamination. *Forensic Science International*. 253 : 125–130.

9. **Aubernon C, Devigne C, Hedouin V, Gosset D, Charabidzé D. 2015.** In Vitro Effects of Household Products on Calliphoridae Larvae Development: Implication for Forensic Entomology. *Journal Forensic Science*. 60(1) : 1-8.
10. **Beauthier J P. 2007.** *Traité de médecine légale*. 2nd ed. De Boeck, Bruxelles, 837 pp.
11. **Benecke M. 2001.** A brief history of forensic entomology. *Forensic Science International*. 120 : 2-14.
12. **Bensaada F, Nadir B A, Saifi M, Doumandji S. 2014.** First Data on Insects to Forensic Interest in the Region of Gouraya, Algeria. *International Journal of Agriculture Innovations and Research*. 3(2) : 319-1473.
13. **Bergeret A. 1855.** Infanticide, Momification naturelle du cadavre. *Annale d'hygiène et de médecine légale*. 2(4), 442pp.
14. **Boatright S A, Tomberlin J K. 2010.** Effects of temperature and tissue type on the development of *Cochliomyia macellaria* (Diptera : Calliphoridae). *Journal of Medical Entomology*. 47 (5): 917-923.
15. **Boulay J, Deneubourg J L, Hedouin V, Charabidzé D. 2016.** Interspecific shared collective decisionmaking in two forensically important species. *The Royal Society*. 1-9.
16. **Boulay J, Devigne C, Gosset D, Charabidzé D. 2013.** Evidence of active aggregation behaviour in *Lucilia sericata* larvae and possible implication of a conspecific mark. *Animal behaviour*. 85 (6) : 1191-1197.
17. **Boulay J. 2015.** *Étude du comportement d'agrégation des larves nécrophages de Diptères : de l'individuel au collectif*. Thèse présentée pour obtenir le grade de Docteur en Biologie des organismes et Docteur ès Sciences. 1-165 pp.
18. **Boulkenafet F. 2016.** *Caractérisation des insectes nécrophages, leur utilité en médecine légale et dans les enquêtes judiciaires*. Thèse en vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat en science. 1-139 pp.

19. **Boulkenafet F, Berchi S, Lambiase S. 2015.** Preliminary study of necrophagous Diptera succession on a dog carrion in Skikda, North-east of Algeria. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 3 (5): 364-369.
20. **Bourel B, Callet B, Hedouin V, Gosset D. 2003.** Flies eggs: a new method for the estimation of short-term post-mortem interval. *Forensic Science International*. 135 :27–34.
21. **Bowles V, Carnegipe M R, Sandemarn M. 1988.** Characterization of proteolytic and collagenolytic enzymes from the larvae of *Lucilia cuprina*, the sheep blowfly. *Australian Journal of Biological Sciences*. 41(2): 269-278.
22. **Brown A, Farber L. 1936.** On the de-aminating enzyme of flesh-fly larvae. *Biochemical Journal*. 30(7): 1107-1118.
23. **Brown K, Thorne A, Harvey M. 2014.** *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) pupae: a timeline of external morphological development and a new age and PMI estimation tool. *International Journal Legal Medicine*. 129 (4) : 835–850 pp.
24. **Byrd J H, Butler J F. 1996.** Effects of temperature on *Cochliomyia macellaria* (Diptera : Calliphoridae) development. *Journal of Medical Entomology*. 33(6):901-905.
25. **Byrd J H, Butler J F. 1997.** Effects of Temperature on *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae) Development. *Journal Medecine Entomology*. 34(3): 353-358.
26. **Byrd J H, Castner J L. 2001.** *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. CRC Press, Boca Raton. 121–143.
27. **Byrd J H, Castner J L. 2009.** «*Insects of forensic importance* ». In *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Boca Raton London New York Taylor & Francis. 39-126.
28. **Charabidzé D. 2010.** *Entomologie Medico-Legale: Recherche Et Expertises*. Editions Universitaires Europeennes.

29. **Charabidzé D. 2012.** La biologie des insectes nécrophages et leur utilisation pour dater le décès en entomologie médico-légale. *Annual Sociology Entomology*. 48 (3–4) : 239-252.
30. **Charabidzé D, Gosselin M. 2014.** *Insectes, cadavres et scènes de crime. Principes et applications de l'entomologie médico-légale*. Ed. De Boeck, 261 pp.
31. **Charabidzé D., Bourel B, Gosset D. 2011.** Larval-mass effect: Characterisation of heat emission by necrophageous blowflies (Diptera: Calliphoridae) larval aggregates, *Forensic Science International*. 211 : 61-66.
32. **Chee Dhang C, Wasi A N, Rosli R, Karen Huey M C, Azirun M S. 2011.** First study on the larval growth parameter and growth rate of a forensically important blow fly, *Hypopygiopsis violacea* (Macquart, 1835) (Diptera: Calliphoridae). *International Conference on Biomedical Engineering and Technology*. 11:159-163.
33. **Clark K, Evans L, Wall R. 2006.** Growth rates of the blow fly, *Lucilia sericata* on different body tissues. *Forensic Science International*. 156:145 - 149.
34. **Clarkson C A, Hobischak N R, Anderson G S. 2004.** A comparison of the development rate of *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy) raised under constant and fluctuating temperature regimes. *Canadian Society of Forensic Science journal*. 37(2): 95-101.
35. **Constable S A. 1994.** A Comparison of Proteases Produced by Larvae of *Lucilia cuprina* (Wiedemann), *L. sericata* (Meigen), *Calliphora augur* (F.) and *C. stygia* (F.) (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Entomology*. 33(3): 203-210.
36. **Davies K. Harvey M. 2012.** Precocious egg development in the blowfly *Calliphora vicina*: implications for developmental studies and post-mortem interval estimation. *Medical and Veterinary Entomology*. 1-7.

37. **Day D M, Wallman J F. 2006.** Influence of substrate tissue type on larval growth in *Calliphora augur* and *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Forensic Sciences*. 51: 657-663.
38. **Dekeirsschieter J, Verheggen F, Frederickx C, Marlet C, Lognay G, Haubruge E. 2012.** Comment les insectes communiquent-ils au sein de l'écosystème-cadavre? L'écologie chimique des insectes nécrophages et nécrophiles. *Entomologie faunistique*. 65 : 3-13.
39. **Donovan S E, Hall M J R, Turner B D, Moncrieff C B. 2006.** Larval growth rates of the blowfly, *Calliphora vicina*, over a range of temperatures. *Medical and veterinary Entomology*. 20 (1): 106-114.
40. **El-Moaty Z A, Kheirallah A E M. 2013.** Developmental variation of the blow fly *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera: Calliphoridae) by different substrate tissue types. *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 16(3): 297–300.
41. **Erzinclioglu YZ.1986.** Areas of research in forensic entomology. *Medicine, Science and the law*. 26 (4): 273-278.
42. **Faria L D B, Trinca L A, Godoy W A C. 2004.** Cannibalistic Behavior and Functional Response in *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Insect Behavior*. 17(2) : 1-11.
43. **Faucherre J, Cherix D, Wyss C. 1999.** Behaviour of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) under extreme conditions. *Journal of Insect Behaviour*. 12 (5): 687–690.
44. **Frederickx C, Dekeirsschieter J, Verheggen F J, Haubruge E. 2011.** L'entomologie forensique, les insectes résolvent les crimes. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology* 63 (4), 237-249
45. **Gaudry E, Dourel L, Chauvet B, Vincent B, Pasquerault T. 2007.** Entomologie legale : lorsque insecte rime avec indice. *Revue Francophone des Laboratoires*. 392 : 1-10.

46. **Gomes L, Wesley A C G, Zuben C J V. 2006.** A review of postfeeding larval dispersal in blowflies: implications for forensic entomology. *Naturwissenschaften*. 93: 207–215.
47. **Grassberger M, Reiter C. 2001.** Effect of temperature on *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) development with special reference to the isomegalen- and isomorphen-diagram. *Forensic Science International*. 120 (1-2): 32–36.
48. **Greenberg B. 1990.** Behavior of Postfeeding Larvae of Some Calliphoridae and a Muscid (Diptera). *Annals of the Entomological Society of America*. 83 (6): 1210-1214.
49. **Greenberg B, Tantawi TI. 1993.** Different developmental strategies in two boreal blowflies (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Medical Entomology*. 30 (2): 481–484.
50. **Guerroudj F Z, Berchi S. 2016.** Effect of temperature on the development of carrion beetle *Silpha rugosa* (Linnaeus, 1758) (Coleoptera: Silphidae) in Algeria. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 4(5): 920-922.
51. **Gunn A. 2006.** Essential Forensic Biology. John Wiley & Sons, Ltd., Chichester. 294 pp.
52. **Hobson, R. P. 1935.** On a fat-soluble growth factor required by blow-fly larvae. II. Identity of the growth factor with cholesterol. *Biochemical Journal*. 29: 2023–2026.
53. **Kamal A S. 1958.** Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera) I. Bionomics. *Annals of the Entomological Society of America*. 51 (3): 261–271.
54. **Kaneshrajah G, Turner B. 2004.** *Calliphora vicina* larvae grow at different rates on different body tissues. *International Journal of Legal Medicine*. 118 (4): 242–244.

55. **Kuusela S, Hanski I. 1982.** The structure of carrion fly communities: the size and the type of carrion. *Holarctic Ecology*. 5: 337-348.
56. **Levot GW, Brown KR, Shipp E. 1979.** Larval growth of some calliphorid and sarcophagid diptera. *Bulletin of Entomological Research*. 69(3): 469–475.
57. **Matuszewski S, Bajerlein D, Konweski S, Szpila K. 2008.** An initial study of insect succession and carrion decomposition in various forest habitats of Centra Europe. *Forensic Science International*. 180 : 61-69.
58. **Megnin J P. 1894.** *La faune des cadavres: application de l'entomologie à la médecine légale*. Gauthier-Villars et fils. 210pp.
59. **Nabity P D, Higley L G, Heng-Moss T M. 2007.** Light-induced variability in development of forensically important blow fly *Phormia regina* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Medical Entomology*. 44(2): 351-358.
60. **O'Brien C, Turner B .2004.** Impact of paracetamol on *Calliphora vicina* larval development. *International Journal of Legal Medicine*. 118 : 188–189.
61. **Orfila M J B, Lesueur C A. 1831.** *Traité des exhumations juridiques, et considérations sur les changements physiques que les cadavres éprouvent en se pourrissant dans la terre, dans l'eau, dans les fosses d'aisance et dans le fumier (Handbook for the use at legal exhumations, and notes on the physical changes of corpses buried in the earth, in water, in cesspools, and in the manure)*. Paris, Béchét Jeune, 331-333 pp (in French).
62. **Payne J A. 1965.** « A Summer Carrion Study of the Baby Pig *Sus Scrofa Linnaeus* ». *Ecology* 46 (5): 592–602.
63. **Pien K, Pipeleers M M, Grootaert P, De Boeck G, Samyn N, Boonen T, Vits K, Wood M. 2004.** Toxicological data and growth characteristics of single post-feeding larvae and puparia of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) obtained from a controlled nordiazepam study. *International Journal of Legal Medicine*. 118 (4): 190-193.

64. **Reiter C. 1984.** Zum Wachstumsverhalten der Maden der blauen Schmeißfliege *Calliphora vicina*. *Zeitschrift für Rechtsmedizin*. 91(4): 295–308.
65. **Roux O, Charles G, Norbert T, Luc L. 2006.** Circular dispersal of larvae in the necrophagous Diptera *Protophormia terraenovae* (Diptera: Calliphoridae). *Annales de la Société entomologique de France (N.S.) International Journal of Entomology*. 42 (1) : 51-56
66. **Ruchi S, Rakesh K, Garg, J R, Gaur B. 2015.** Various methods for the estimation of the post mortem interval from Calliphoridae: A review. *Egyptian Journal of Forensic Sciences*. 5 : 1–12.
67. **Sadler D W, Fukeb C, Court F, Pounder D J. 1995.** Drug accumulation and elimination in *Calliphora vicina* larvae. *Forensic Science International*. 71 : 191-197.
68. **Sandemarn M , Collinbs J, Carnegpie R. 1987.** A scanning electron microscope study of *Lucilia cuprina* larvae and the development of blowfly strike in sheep. *International Journal for Parasitology*. 17 (3): 759-765.
69. **Sung Tz'u. 1247.** The Washing Away of Wrongs: Forensic Medicine in Thirteenth-Century China. *Science, Medicine & Technology in East Asia*. 1-196p.
70. **Szpila K, Villet M H. 2011.** Morphology and identification of first instar larvae of African blowflies (Diptera : Calliphoridae) commonly of forensic importance. *Medical and veterinary entomology*. 48 (4): 738-752.
71. **Szpila, K, Pape T, Rusinek A. 2008.** Morphology of the first instar of *Calliphora vicina*, *Phormia regina* and *Lucilia illustris* (Diptera, Calliphoridae). *Medical and veterinary Entomology*. 22 (1): 16-25.
72. **Tachibana S I, Numata H. 2001.** An artificial diet for blow fly larvae *Lucilia sericata* (meigen) (Diptera : Calliphoridae). *Applied Entomology and Zoology*. 36 (4): 521-523.

73. **Uvarov BP. 1928.** Insect nutrition and metabolism. A summary of the literature. *Transactions of the Entomological Society of London*. 76(2): 255–343.
74. **Valachova I, Majtan T, Takac P, Majtan J. 2014.** Identification and characterisation of different proteases in *Lucilia sericata* medicinal maggots involved in maggot debridement therapy. *Journal of applied biomedicine*. 12 : 1-7.
75. **Wall R. 1993.** The Reproductive Output of the Blowfly *Lucilia sericata*. *Journal Insect Physiology* *wiol.* 39 (9) : 743-750 pp.
76. **Wells J D, Kurahashi H.1994.** *Chrysomya megacephala* (Fabricius) (Diptera : Calliphoridae) development : Rate, Variation and the implications for forensic entomology. *Japanese Journal of Sanitary Zoology*. 45 (4): 303-309.
77. **Williams H, Richardson A M M. 1983.** Life history responses to larval food shortages in four species of necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Ecology*. 8 (3): 257-263.
78. **Wolff M, Urib A, Ortiz A, Duque P. 2001.** A preliminary study of forensic entomology in Medellin, Colombia. *Forensic Science International*. 120 (1-2): 53-59.
79. **Wyss C, Cherix D. 2006.** : *Traité de l'entomologie forensique : les insectes sur la scène de crime*. Presses polytechniques et universitaires romandes. 317 pp.



E-ISSN: 2320-7078
P-ISSN: 2349-6800
JEZS 2017; 5(1): 683-691
© 2017 JEZS
Received: 02-11-2016
Accepted: 03-12-2016

Smari Hadjer-Kounouz
Laboratory of Biosystématique and
Ecology of Arthropods – Faculty
SNV – University Mentouri
Constantine - Constantine -
Algeria 25000

Louadi Kamel
Laboratory of Biosystématique and
Ecology of Arthropods – Faculty
SNV – University Mentouri
Constantine - Constantine -
Algeria 25000

Development of *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid) (Diptera: Calliphoridae) under different biotic and abiotic conditions

Smari Hadjer-Kounouz and Louadi Kamel

Abstract

This study was conducted to evaluate the effect of the nature of the nutrient substrate on the weight and metric growth and the development time of necrophagous fly larvae *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid) (Diptera: Calliphoridae) used in forensic entomology. Eggs of the insect harvested from an animal corpse are deposited on the camel meat, goat meat and the fish for their breeding under constant temperatures of 20 and 30 °C. The weight and length as well as the longevity of the larval stages are compared by the scheffe post-hoc test. The results obtained indicate that the larvae fed on different substrates cannot complete their development until the emergence of adults at 30 °C. Larvae raised on fish are affected compared with those fed on camel and goat meats; they increase in weight and length slowly. Sometimes, they produce pupae that are significantly smaller and lighter than other types of substrates. Longevity differs a little between larval stages under the two temperatures and between the three nutrient substrates.

Keywords: Larval development, nutrient substrate, weight, length, longevity, *Calliphora vicina*

Introduction

C. vicina (Diptera: Calliphoridae), commonly referred to as "meat flies", has a limited deployment to areas where summer temperatures do not exceed 30 °C for long periods [1-2]. Usually, this insect species is active only during winter in subtropical regions [3-4]. However, these authors found that temperature fluctuations tend to slow down the development time. Synchronization of temperature cycle is also important because the growth rate may change as the larvae pass through various stages of development [2]. Calliphoridae life cycle includes an egg stage, three larval stages, prepupa, a pupa and the adult stage. The larva feeds only during the three juvenile stages [5]. Different species of blowflies grow at different speeds and several works, including [1-6-8], have been devoted to the development of certain species of medico-legal importance including *C. vicina* [2]. A range of tissues and organs are available as food sources on a corpse. Necrophagous larvae colonize especially the soft tissue attack it first before consuming it faster than others [9]. The liver of beef [10-15], of porc [16, 17], and lamb [18, 19], have been used to as food substrates. Muscle tissues of beef [4], pork [11, 20], and fish [21] have been used used also. Other authors, such as [22] and [20] have promoted an artificial diet in larval growth studies of the species *Phaenicia sericata*. This diet consists of dry cat food [9]. It is also important to know on which corpse tissue the larvae arise. In laboratory, weight and metric growth models are the basis of the PMI estimate. The substrates are selected based on criteria of convenience and low odor [20]. The liver is most often used because it is frequently available and relatively cheaper. Estimation of larvae age by body weight was attempted by [23]. The aim of this study is to examine the development of *C. vicina* (Robineau-Desvoid) on camel and goat meat and on fish tissues at temperatures of 20 and 30 °C in order to assess the average weight, length and longevity of each larval stage.

Material and methods

Preparation of the experiment

To carry out the experiments, a species of necrophagous fly "*C. vicina*" (Robineau-Desvoid) (Diptera, Calliphoridae) was used. This fly is a Diptera Brachycera whose larvae are strictly necrophagous [24]. Many species associated with corpses are punctually associated with these ecosystems. Adult females of this Diptera are constantly searching for the protein intake necessary for vitellogenesis (maturation of eggs) [25]. The protocol followed in our work is

Correspondence

Smari Hadjer-Kounouz
Laboratory of Biosystématique and
Ecology of Arthropods – Faculty
SNV – University Mentouri
Constantine - Constantine -
Algeria 25000

based on the effects of various biotic and abiotic factors on the larval development of this necrophagous fly including growth in weight, length and longevity. The species studied "*C. vicina*" was chosen because of its high frequency on the corpse compared to other necrophages in winter period of the year. Study was conducted over four months: from December 2014 to March 2015.

Field Sampling, food choice and Larvae breeding

Eggs are collected from animal corpse during the fly active period [13] and within 30 min of oviposition [26]. Eggs are collected on a 12.5 kg puppy corpse (exactly from the muzzle) which was handed over to us by the hygiene department of the city of Constantine after picking it up. The latter is stored in an iron cage of 2m X 2m X 2m made up of a wire mesh of small netting to facilitate only the entry of the insects and to protect the corpse of possible scavengers and to allow its conservation during the experiment [27]. It has been reported that flies can detect carcasses inside buildings and enter habitats for egg laying [28]. This cage was placed at an isolated place near the research laboratory located in Chaabat Ersas. As soon as the corpse was placed, observations began to make our egg sampling. Females lay their eggs on wounds or natural orifices of the corpse [29-30]. These are collected one hour after deposition of the puppy using a needle mounted onto a mandrel or flexible metal clips. The eggs are placed in boxes of petri dishes and transported to the laboratory. It is possible that the organ on which the larvae feed can significantly alter the growth rate [31]. Moreover, not all tissues have the same nutritional value for larvae [9]. The selected nutrient substrates are camel meat, goat meat and fish. Meat and fresh fish are bought at the same time; each meat is divided into three portions of 40 g each for three repetitions. 30 eggs are then placed on each substrate in a petri dish without a cap to simply serve as a support. The petri dishes are then placed in plastic cages of 25cm long, 15 cm wide and 17cm of high. The cages are provided with a tulle cover to allow the larvae breathing. They are then introduced into two climatic chambers (ovens) set at 20 °C and 30 °C.

Measurement of length and weight of larval body

The necrophagous Diptera are holometabolous insects. Their development cycle is composed of four stages: egg, larva, pupa and adult [32]. Observations of the maggots development are made daily for stages 2, 3, prepupae and pupae. The different stages are weighed with a precision balance and are measured with a graph paper. To make these measurements a dozen of meat maggots were recovered and cleaned on paper towels. The maggots are then paralyzed by the cold by introducing them for a few minutes in a refrigerator in order to be able to manipulate them. Regarding the final stage "pupe", the measurement of the length is done with a calliper due to the roundness of its ends. Measurements are made every day on the feeding and post-feeding stages. The post-feeding phase can be identified by the ability of larvae to actively move away from the food source and the way they contract in a barrel shape when touched [2]. In fact, the number of individuals taken is 10 larvae. It is less than the initial number placed in each rearing cage because some larvae sink deep into the meat, which makes their extraction very difficult. 10 newly hatched larvae are collected randomly every 24 hours [26]. The same manipulation is performed for all applications. The picked and cleaned maggots are placed in glass petri dishes to be weighted. Manipulated maggots are put back into the original meat to continue growing. The time

taken for the recovery of the substrates larvae is limited to 30 minutes in order to respect the larvae's age. We manipulated the larvae starting from stage 2 because stage 1 is very fragile and light.

Specimens identification and statistical Study

Adults are more easily identified by their physical characteristics, and even larvae of some species can generally be distinguished. Keys have been used for the identification of adult larvae [33-35]. The distinction between larval stages is made using a binocular lens. The development timeline is based on the observation of posterior respiratory spiracles. The statistical study was carried out using the SPSS statistics 17.0 software. ANOVA (variance analysis) allowed us to compare the growth stages of the different larvae from the three substrates under the two temperatures. Weight and length were determined using mean and standard deviation (mean \pm gap) (Arkin and Colton cited by [26]). The results are confirmed by 3 replications.

Results

1. Development time of *C. vicina*

In this study, *C. vicina* was raised in two temperatures (20 and 30 °C) and fed with fish, camel meat and goat meat.

1.1. Longevity at 20 °C

C. vicina Larvae develop from the initial stage to the final stage to give adults, after emergence of pupae, at a temperature of 20 °C. 24 hours after egg laying on the substrates, stage 1 maggots are born. After 48 hours, all the larvae reach stage 2 on the three substrates. At 72 hours, the maggots develop to stage 3. This stage lasts 3 days for maggots fed on camel meat. However, for maggots fed with goat meat and fish, stage 3 lasts about 4 days. The high camel meat maggots start leaving the substrate after 144 hours and turn to become pre-pupae. The pupae are stabilized and become pupae after 216 hours. After 480 hours the emergence of the first adults is observed. Those raised from goat meat and fish begin to leave their substrates after 168 hours. At 240 hours, all the pre-pupae become pupae and the emergence begins at 504 hours.

1.2. Longevity at 30 °C

After two days, stage 1 larvae reach stage 2 on the three substrates. Maggots fed of camel meat and fish grow in stage 3 in 2 days. However, those fed of goat meat become in stages 3 in 3 days. When the larvae finish feeding, they start to migrate away from the substrates, and after 96 hours, maggots fed of camel meat and fish become pre-pupae, while those fed of goat meat become so at 120 hours. The pupal stage is reached after 144 hours for those who are fed of camel meat and fish, and 168 hours for those fed of goat meat. Under this temperature there is no emergence of adults. All pupae are desiccated and damaged.

2. Measurement of mean weight of *C. vicina*

2.2. At 20 °C Temperature

Table 1 and figure 1 show the mean weights during the development period of this species at 20 °C. The weight of stage 1 larvae is negligible. On the other hand, a slight increase in weight was observed after 48 hours. The number of individuals remains unchanged (n = 30) due to the absence of mortality at this temperature. The analysis results of the data variance indicate that the highest values of the mean weight of maggots fed of camel and goat meat are observed at

120 hours (110.90 ± 9.93) mg and (99.85 ± 20.10) mg. However, for fish-fed maggots, the highest value was observed at 144 hours (75.55 ± 12.50 mg). The weight of fish-fed maggots is low throughout the development period compared to maggots fed of both types of meat. The Scheffe's post-hoc test indicates a significant difference at 72, 96, 120, 168 and 192 hours between the three types of food (camel meat, goat meat and fish) (Scheffe's test $p = 0.000$). This significant difference recorded during the development period at 20 °C denotes that the type of food affects maggots'

weight. However, at 48 hours, there was only a significant difference between the goat group and the other two groups (camel meat and fish) ($p = 0.000$), while there was no significant difference between the camel group and the fish group ($p = 0.998$). At 144, 216, 240 and 312 hours, significant differences were constantly detected between the fish group with both camel and goat meat ($p = 0.000$). Though, there was no significant difference between the camel group and the goat one ($p = 0.186$), ($p = 0.249$), ($p = 0.243$) and ($p = 0.300$) respectively.

Table 1: Average weight of *C. vicina* maggots fed of camel and goat meat and fish during the development period at 20 °C. (*: $P \leq 0.05$ significant; **: $0.05 < p < 0.01$ highly significant; ***: $0.001 < p < 0.0001$ very highly significant)

Age (hour : h)	Type of food	Number of individuals (n)	weight (mg) Mean/ gap	F
48	Dromedary	30	(1.52±1.42) mg	17.454***
	Goat	30	(3.08±1.39) mg	
	Fish	30	(1.5±0.51) mg	
72	Dromedary	30	(38.12±5.75) mg	320.405***
	Goat	30	(20.63±4.35) mg	
	Fish	30	(9.09±2.80) mg	
96	Dromedary	30	(93.71±14.07) mg	138.043***
	Goat	30	(71.76±13.74) mg	
	Fish	30	(42.97±5.91) mg	
120	Dromedary	30	(110.90±9.93) mg	62.008***
	Goat	30	(99.85±20.10) mg	
	Fish	30	(65.53±17.60) mg	
144	Dromedary	30	(102.40±8.68) mg	40.714***
	Goat	30	(96.60±14.63) mg	
	Fish	30	(75.55±12.30) mg	
168	Dromedary	30	(83.27±6.28) mg	48.924***
	Goat	30	(91.67±10.01) mg	
	Fish	30	(70.45±8.38) mg	
192	Dromedary	30	(75.70±6.51) mg	80.449***
	Goat	30	(86.96±9.77) mg	
	Fish	30	(60.01±8.18) mg	
216	Dromedary	30	(68.60±14.05) mg	23.206***
	Goat	30	(73.33±10.91) mg	
	Fish	30	(54.88±6.30) mg	
240	Dromedary	30	(64.91±17.14) mg	26.734***
	Goat	30	(70.09±6.88) mg	
	Fish	30	(48.72±8.78) mg	
312	Dromedary	30	(63.68±16.61) mg	32.901***
	Goat	30	(68.16±7.48) mg	
	Fish	30	(46.14±6.18) mg	

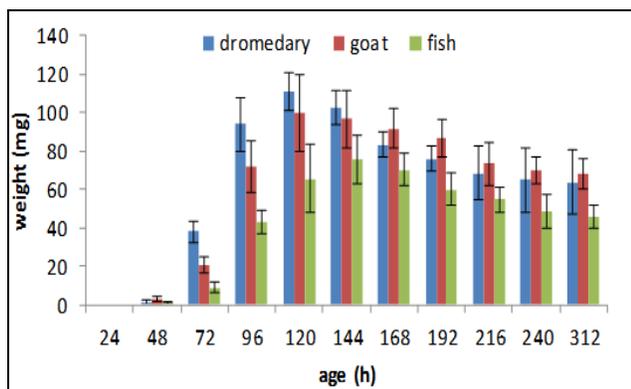


Fig 1: Mean weight of *C. vicina* maggots fed of goat meat and fish during the development period at 20 °C.

2.3. At 30 °C Temperature

Table 2 and figure 2 show the mean weight measurements during the development period of *C. vicina* fed by the three types of substrates at 30 °C. The egg hatching gives first-stage maggot. The weight of the first-stage larvae, being very low,

was neglected. We began to observe an increase in weight after around 48 hours. The number of individuals is not identical for the three groups ($n \neq 30$) because of larval mortality in this temperature. The results of the data variance analysis indicate that the highest values of the mean weight of maggots fed by the three types of foods, camel meat, goat meat and fish, are observed at 96 hours respectively ($71.94 \pm 15, 17$) mg, (65.62 ± 13.41) mg and (38.39 ± 9.82) mg. The weight of maggots fed of fish is low throughout the development period compared to maggots fed by both types of meat. Under this temperature, the *C. vicina* does not develop optimally on the three examined substrates. The difference between the three groups is significant ($p = 0.000$). At 48h and 72h, the Scheffe's post-hoc test indicates a significant difference between the goat group and the other two groups (camel and fish) ($p = 0.000$) but no differences between Camel group and fish group is noticed at 48 h ($p = 0.585$) and 72 h ($p = 0.674$). At 96 h, 120 h and 144 h there was a significant difference between the fish group and the two other groups (camel and goat) ($p = 0.000$). On the other hand, no differences were noticed between the two types of meat at 96 h ($p = 0.254$), 120 h ($p = 0.470$) and 144 h ($p =$

0.798), respectively. At 192 h, a significant difference is noticed between the camel group and the other two groups (goat and fish) ($p = 0.000$). However, there was no difference

between goat and fish groups ($p = 0.072$). At 168 h, 216 h and 240 h a significant difference was noticed between the three types of food ($p = 0.000$).

Table 2: Mean weights of *C. vicina* maggots fed of camel and goat meat and fish during the development period at 30 °C. (*: $P \leq 0.05$ significant; **: $0.05 < p < 0.01$ highly significant; ***: $0.001 < p < 0.0001$ very highly significant)

Age (hour : h)	Type of food	Number of individuals (n)	weight (mg) Mean/ gap	F
48	Dromedary	28	(2.56±1.76) mg	11.930***
	Goat	27	(5.80±2.97) mg	
	Fish	18	(3.36±2.78) mg	
72	Dromedary	27	(37.57±14.08) mg	10.322***
	Goat	25	(24.83±5.24) mg	
	Fish	18	(34.74±9.36) mg	
96	Dromedary	27	(71.94±15.17) mg	27.581***
	Goat	25	(65.62±13.41) mg	
	Fish	13	(38.39±9.82) mg	
120	Dromedary	24	(55.22±15.91) mg	17.301***
	Goat	24	(60.12±13.73) mg	
	Fish	10	(30.22±4.79) mg	
144	Dromedary	23	(54.25±13.31) mg	30.669***
	Goat	24	(56.40±10.04) mg	
	Fish	9	(24.24±4.16) mg	
168	Dromedary	18	(56.20±8.37) mg	48.137***
	Goat	24	(43.38±8.02) mg	
	Fish	5	(18.14±2.75) mg	
192	Dromedary	18	(53.40±8.56) mg	67.142***
	Goat	24	(23.28±10.59) mg	
	Fish	5	(12.36±3.79) mg	
216	Dromedary	18	(50.54±8.62) mg	60.461***
	Goat	24	(23.75±10.19) mg	
	Fish	5	(10.54±2.28) mg	
240	Dromedary	18	(51.61±8.10) mg	66.555***
	Goat	24	(23.04±10.60) mg	
	Fish	5	(10.04±1.91) mg	

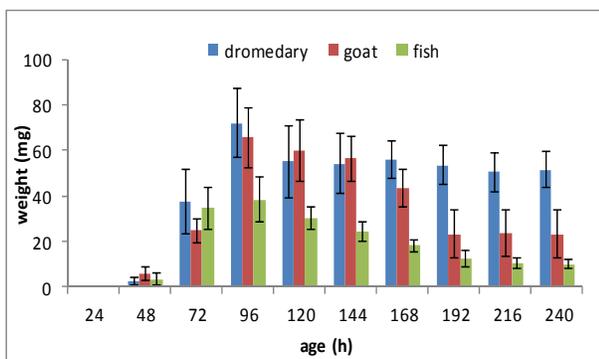


Fig 2: Mean weights of *C. vicina* maggots fed on camel and goat meat and fish during the development period at 30 °C.

3. Larvae Metric growth

3.1. At 20 °C temperature

Table 3 shows the average lengths during the development period of the *C. vicina* farmed on the three types of foods at 20 °C. The number of individuals is constant ($n = 30$). According to table 3 and figure 3 representing the lengths of

larvae at $T^\circ = 20^\circ\text{C}$, the highest average length value is observed at the camel meat at 96 h (15.05 ± 0.62 mm). On the other hand, the highest values in larval groups fed with goat meat and fish were obtained at 120 h (14.51 ± 1.13 mm) and 144 h (13.15 ± 0.84 mm) respectively. The length of fish-fed maggots is small compared to those fed of camel and goat meat throughout the development period. Once the eggs are hatched on all substrates, the larvae of the second and third feeding stages grow rapidly in size. They increase significantly in larval length ($p < 0.05$). However, the length of the third larval stage decreases significantly once the maggots enter post-feeding stage ($p < 0.05$). The Scheffe post hoc test carried out between pairs of substrates showed that a significant difference is noticed between the mean length values of the maggots fed by the three substrates during development (Scheffe test: $p = 0.000$). However, at 48 h, 120 h and 216 h, the test showed no significant difference between the meat only and are respectively at ($p = 0.242$), ($p = 0.363$) and ($p = 0.086$). However, a significant difference exists between the fish group and the two other meat-fed groups ($p = 0.000$).

Table 3: Average lengths of *C. vicina* larva during the development period at 20 °C. (*: $P \leq 0.05$ significant; **: $0.05 < p < 0.01$ highly significant; ***: $0.001 < p < 0.0001$ very highly significant).

Age (hour : h)	Type of food	Number of individuals (n)	Lengths (mm) Mean/ gap	F
48	Dromedary	30	(4.81±0.56) mm	58.069***
	Goat	30	(4.58±0.65) mm	
	Fish	30	(3.43±0.31) mm	
72	Dromedary	30	(11.73±0.98) mm	238.688***
	Goat	30	(9.53±0.96) mm	
	Fish	30	(6.90±0.56) mm	

96	Dromedary	30	(15.05±0.62) mm	105.585***
	Goat	30	(13.26±0.98) mm	
	Fish	30	(11.61±1.08) mm	
120	Dromedary	30	(14.86±0.55) mm	28.675***
	Goat	30	(14.51±1.13) mm	
	Fish	30	(13.11±1.04) mm	
144	Dromedary	30	(14.63±0.45) mm	36.741***
	Goat	30	(13.85±0.65) mm	
	Fish	30	(13.15±0.84) mm	
168	Dromedary	30	(14.11±0.92) mm	34.433***
	Goat	30	(13.38±0.98) mm	
	Fish	30	(12.03±1.04) mm	
192	Dromedary	30	(9.28±0.59) mm	191.271***
	Goat	30	(13.20±0.79) mm	
	Fish	30	(11.86±0.93) mm	
216	Dromedary	30	(9.28±0.59) mm	66.621***
	Goat	30	(9.03±0.29) mm	
	Fish	30	(8.03±0.34) mm	

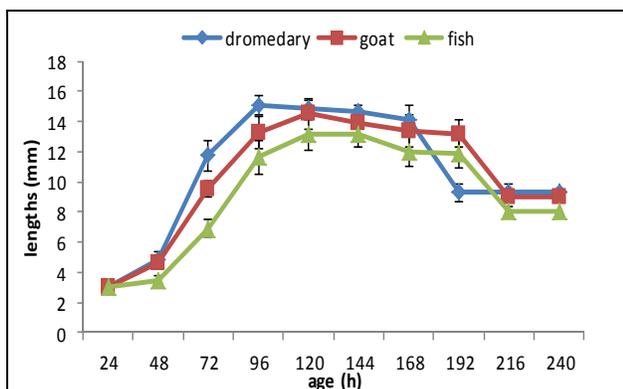


Fig 3: Mean lengths during the development period of *C. vicina* fed on camel and goat meat and fish at 20 °C

At 20 °C temperature

Table 4 and figure 4: represent the average lengths during the development period of the *C. vicina* at 30 °C. The number of

individuals is not similar ($n \neq 30$) because mortality is noticed under this temperature. The results obtained show that the greatest length values are found in maggots fed camel of meat. The lengths of individuals fed of fish are smaller than the two meat-fed larvae. According to figure 4 representing the lengths at 30 °C, it is observed that the highest values of the mean lengths are observed with all foods at 96 h: camel meat (14.05 ± 1.03 mm), goat meat (12.94 ± 0.80 mm) and fish (11.42 ± 0.93 mm). The Scheffe’s post hoc test showed a significant difference between the mean lengths of maggots fed by fish, camel and goat meat at 72 h and 96 h, 120 h and 168 h (Scheffe’s test: $p = 0.000$). No difference at 48 hours is noticed between fish with camel meat ($p = 0.095$) and goat meat ($p = 0.963$) on the one hand and between the two types of meat ($p = 0.103$) on the other hand. At 144 h, no significant difference between camel and goat meat is noticed (Scheffe’s test: $p = 0.970$). However, between the fish and the two types of meat, the difference was significant ($p = 0.000$).

Table 4: Average lengths during the development period of the *C. vicina* fed on camel and goat fish and meat at 30 °C. (*: $P \leq 0.05$ significant; **: $0.05 < p < 0.01$ highly significant; ***: $0.001 < p < 0.0001$ very highly significant).

Age (hour : h)	Type of food	Number of individuals (n)	Lengths (mm) Mean/ gap	F
48	Dromedary	28	(5.44±0.79) mm	3.327**
	Goat	27	(5.05±0.50) mm	
	Fish	18	(5.00±0.66) mm	
72	Dromedary	27	(12.07±1.75) mm	39.86***
	Goat	25	(10.14±1.51) mm	
	Fish	18	(7.88±1.20) mm	
96	Dromedary	27	(14.05±1.03) mm	35.672***
	Goat	25	(12.94±0.80) mm	
	Fish	13	(11.42±0.93) mm	
120	Dromedary	24	(13.18±0.84) mm	26.930***
	Goat	24	(12.18±0.99) mm	
	Fish	10	(10.65±0.94) mm	
144	Dromedary	18	8.66±0.48) mm	54.097***
	Goat	24	(9.54±0.64) mm	
	Fish	5	(6.70±0.44) mm	
168	Dromedary	18	(8.66±0.48) mm	25.830***
	Goat	24	(8.08±0.60) mm	
	Fish	5	(6.70±0.44) mm	

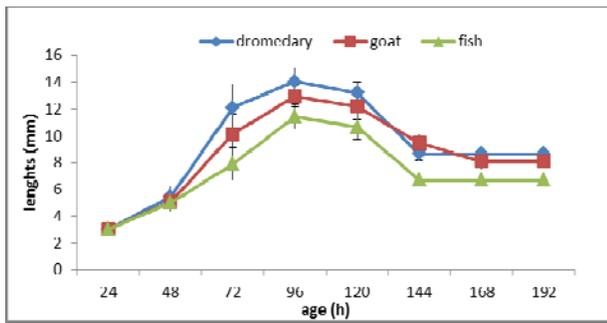


Fig 4: Average lengths during the development period of *C. vicina* fed on fish and camel and goat meat at 30 °C.

Discussion

In this work, the *C. vicina* develops in the early larval stages (L1, L2) at the same time in all biotic and abiotic conditions. No remarkable difference is noticed in the duration of the initial stages on all the studied substrates. Under 20 °C, starting from the third larval stage (L3) a difference exists in longevity on all the substrates. In larvae fed of camel meat, longevity is one day shorter than those fed with goat meat and fish. Under this temperature, *C. vicina* can complete its development in an optimal way on all substrates and gives the emergence of adults. On the other hand, at 30 °C, the longevity differs a little. Larval development of individuals fed of camel meat and fish is one day shorter than the samples fed of goat meat. Unfortunately, their development they cannot be completed and stops at the pupae stage. Consequently, no emergence of adults is occurred in all studied substrates. The experimental results obtained by [9] on *C. vicina* indicate that the development duration of larvae fed with brain, heart, lung or kidney of the pig is two days shorter than those placed on liver. The same type of result was obtained with larvae of *Calliphora augur* (Fabricius 1775) and *Lucilia cuprina* (Wiedmann 1830) [36]. Finally, the comparison of substrates derived from different animals indicates also a faster development of *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) on pig meat than on beef and that larvae grow rapidly and significantly [31].

In this experiment, longevity of development stages under the two temperatures is daily observed. At 20 °C, *C. vicina* maggots, raised on camel meat develop more rapidly than other types of tissue. On the other hand, it is observed that the development of maggots fed on goat meat is slower than other types of substrates at 30 °C. This development may vary when larvae are raised on the lung and heart compared to the liver of the same animal; cow or pig. Therefore, for forensic entomologists, the location in the corpse from which larvae of blowflies are taken should be indicated. According to the study conducted by [31] on the growth rate of *L. sericata* on different tissues, it is impossible to definitively exclude organs structure as an affecting factor to this rate. Feeding substrate may have a significant effect on larval growth rate [2]. In this study, weight growth at 20 °C was higher than that at 30 °C, especially on meat (camel and goat) than fish. Moreover, the greatest weight value is marked in the camel group under the two temperatures. For *C. vicina*, [31] suggest that growth rates vary considerably among different tissues and that growth is lower in the liver than in other tested organs. Recent studies have also suggested that the tissues on which *C. vicina* larvae feed may also influence the growth rates [9]. The growth of *C. vicina* flies larvae on pig liver are significantly faster than on lung, kidney, heart and brain tissues. Potentially, this has major implications when larvae

are fed on a food substrate (often liver) in the laboratory, in PMI determining in a judicial case [9]. Preliminary studies have shown that the highest growth rate on lamb hash liver comparing with those of beef or pig [2]. Byrd (in: Byrd & Castner, 2001) [20] has noticed that chicken live ris an inappropriate growth environment because it is easily liquefied at liquids access may prevent larvae of some species from developing naturally. However, stage duration of *L. sericata* fly larvae on the artificial diet (whole milk powder, dry yeast and wheat germ) was somehow longer than on the beef liver. This artificial diet is adapted for usage in laboratory experiments [37, 38] explained in other studies the possibility of chemical difference between animal and human tissues. In parallel, this work describes some simple experiments to study the growth of *C. vicina* larvae on different tissues of different animals. According to [39, 40], the effects of drugs on the growth of necrophagous larvae may be affected by the choice of tissues used to feed the larvae. Paracetamol does not appear to affect the development of the blowfly larvae, particularly on days 2-4 of the development where growth is accelerated compared to the control group. This can generate a difference of about 12 hours in IPM estimation [9-39]. It is therefore necessary to collect only actively fed larvae from a corpse. *Calliphora* larvae have a remarkable ability to eliminate drugs in a short time and actively during pupation [41].

In this study, *C. vicina* larvae feed normally and voraciously on all the studied tissues (camel and goat meat, fish). Studies conducted by [42] on *Calliphora* have shown that the larva is capable of developing protein fats and accumulating them in fatty substances for use during metabolism and during metamorphosis. Larvae of many blowfly species produce a number of enzymes including proteases, phosphatases, lipases, and other metabolic products that break down the structure of the epidermis and dermis of the skin [43]. *Calliphora* species are known to produce proteases [44]. The proteolytic enzymes produced by the blowfly larvae also play a role in their diet, while larvae of *L. cuprina* produce proteolytic enzymes that degrade gelatin and casein [45].

In the obtained results, we noticed that maggots bred under the temperature of 30 °C are incapable of completing their development which stops at the pupal stage. A high mortality is noticed during feeding stages. However, no emergence of adults is noticed as the pupae are dried out and damaged inside due to the high temperature. On the other hand, at 20 °C maggots can complete their development until the emergence of adults and no mortality is noted during the development period. This temperature is perfect for a complete development of the species. Larval development at T°=30 °C is faster especially at feeding stages than at 20 °C, but it is not optimal for *C. vicina*. [16] noted that larvae may fail to reach the pupal stage if no shelter is found or if the humidity is very high. In the case of *C. vicina* (Robineau - Desvoid) at temperatures higher than 15 °C, eggs hatch in about 24 hours after which larvae begin to feed on body tissues [2]. The larvae died at 35 °C, but in [1], they survived at this temperature but failed at pupation. However, [46] reported that species of the genus *Calliphora* appear to be more adapted to cold than other Calliphoridae [2].

[47] have determined that fluctuations related to constant temperatures delayed the larval development of *Proteophormia terraenovae* (Robineau-Desvoid) (Calliphoridae). In turn, [11] found that the development of blowflies bred under temperature fluctuations is delayed in comparison with those bred under constant conditions. The

most interesting is the inability of *C. vicina* to complete development at temperatures higher than 29 °C [4]. The maggots' development on fish and camel and goat meats was monitored and examined for *C. vicina*. The obtained results showed that the weight of individuals fed on these three substrates and under the two temperatures of 20 °C and 30 °C increases gradually to the prepupal stage. Starting from this stage, the weight begins to decrease until the pupal stage. [36] also observed that the weight of the species *L. cuprina* and *C. augur* is decreased at the pupal stage on all used substrates: brain, liver and lamb meat at 25 ± 3.5 °C. While [9] have also observed that larvae grow on the pig's brain and heart, but they have noted a weight loss and size reduction during the prepupal stage until the pupal stage at 20 °C. The larval growth of *C. vicina* on different substrates differs considerably. Larvae fed on the brain and / or heart show noticeable weight loss and size decrease during the post-feeding stage.

In our case, camel meat-fed maggots reach the highest weights compared to other types of nutrient substrates during stage 3 under both temperatures 20 °C (110.90 ± 9.93 mg) and 30 °C (71.94 ± 15.17 mg). Lighter pupae were obtained at 30 °C than at 20 °C on all substrates and especially fish. The mean weights of the maggots raised on the different substrates at 20 °C are higher than those of 30 °C throughout the development period. Variance Analysis of the results indicates that the weight of fish-fed maggots remains low throughout development period compared to maggots fed of both types of meat. The Scheffe's post-hoc test indicates a significant difference between the three substrates. This is explained by the influence of the type of substrates on the weight of the individuals. *C. vicina* fed on the substrates studied in this study grows and increases in weight and size. This weight gain is attributed to the nutrients present in the substrates. Indeed, according to [31] the nutritive value of the substrate has a role in nutritional preferences by species as well as in size increase. Not all ingested tissues have the same nutritional value for larvae. On the other hand, [48] found no significant difference in average length and weight of *Cochliomyia macellaria* (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae) larvae on equine and porcine muscles.

The larvae of the fly *L. sericata* have been reared on a diet consisting mainly of whole milk powder, dry yeast and wheat germ. No significant difference is noted in weight of pupae between samples raised on this diet and those raised on beef liver [37]. In a study conducted on the development of the species *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae), pupal length decreases progressively with decreasing temperatures. After migration begins, the length of the larvae decreases gradually until pupation [49]. The larval growth of *Hypopygiopsis violacea* (Macquart, 1835) (Calliphoridae) shows a rapid increase in length and then a decrease before pupation [50].

These experiments at 20 °C and 30 °C, after the egg hatching of *C. vicina* on all substrates, the larvae grow in size progressively and significantly ($p < 0.05$). However, the length of Stage 3 larvae decreased significantly after maggots enter the post-feeding phase ($p < 0.05$) and then a stable measure is noted of the resulting pupae. Larvae of *L. sericata* are significantly larger when raised on the brain and lungs than when raised on other tissues, but they are rather small when raised on the intestine compared to the brain or lung [51]. After the variance analysis of this study, camel meat-fed maggots reached the highest length compared to other tissues during Stage 3 at both 20 °C (15.05 ± 0.62 mm) and 30 °C (14.05 ±

1.03 mm). The mean lengths of maggots during their development on the different substrates studied at 20 °C are higher than those at 30 °C. On the other hand, *C. vicina* larvae are significantly larger when grown on camel meat than when are raised on other tissues under both temperatures. The length of fish-fed maggots is smaller compared to other tissues.

In the work of [52] on *Musca domestica* (Linnaeus, 1758) (Mucidae), the growth rate of flies that were fed on goat brain compared to those fed with liver and goat meat showed little differences ($P < 0.05$). On the other hand, flies grown on brain and flesh showed a more significant difference ($P < 0.05$). [51] demonstrated that larvae of *L. sericata* were significantly larger on brain and cow lung than when raised on other tissues (heart, kidney, intestine and meat). In this same study, the larvae are developed on the brain faster and became larger compared than on liver and meat. These results are consistent with those obtained by [36] who also found significantly smaller *L. cuprina* pupae derived from larvae cultured on sheep liver.

[10] have determined the minimum sizes of larvae required for pupation for the Calliphoridae family found in southeastern Australia. With the help of the larvae grown under desert conditions, they found that two common species: *L. cuprina* (Wiedemann) and *Calliphora stygia* (Fabricius) form pupae of at least 60% and 73% of normal size [53].

Conclusion

Our study corroborates somewhat the studies of these authors who show that the species *C. vicina* increases in weight and size in the early feeding stages than from stage 3 to the prepupal stage at 20 °C and 30 °C. It thus seems that the important factors contributing to the observation of differences in weight and size growth in necrophagous insects in general and *C. vicina* in particular are the nature of dietary tissues, the activity of proteolytic enzymes and the amount of soluble proteins. Other nutrients can also play a decisive role [36]. It is clear that the animal tissue ingested by Calliphoridae larvae has a significant effect on growth rate and this must be taken into account more explicitly in the growth model calibration for the PMI estimation [31]. Temperature is not the only factor influencing the rate of insect development. Food availability may also play an important role [54]. The species *C. vicina* has a forensic importance and this study showed how the tissue consumed by the larvae affects its growth under different abiotic conditions. Thus, substrates and climatic conditions used in laboratory farming and the results obtained can contribute to the determination of the PMI

Acknowledgement

A special thanks to Dr Damien Charabidzé and his team at the Institute of Forensic Medicine at the University of Lille II for their welcome during our internship in the laboratory in 2015.

References

1. Reiter C. Zum Wachstumsverhalten der Maden der blauen Schmei Bfliege *Calliphora vicina*. Zeitschrift für Rechtsmedizin. 1984; 91(4):295-308.
2. Donovan SE, Hall MJR, Turner BD, Moncrieff CB. Larval growth rates of the blowfly, *Calliphora vicina*, over a range of temperatures. Medical and veterinary Entomology. 2006; 20(1):106-114.
3. Vinogradova EB. Geographical variation and ecological control of diapause in flies, The evolution of insect life cycle. Part I Springer, New York. F Taylor & R Karban.

- 1986, 35-47.
4. Greenberg B, Tantawi TI. Different developmental strategies in two boreal blowflies (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Medical Entomology*. 1993; 30(2):481-484.
 5. Williams H, Richardson AMM. Growth energetics in relation to temperature for larvae of few species of necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Ecology*. 1984; 9(2):141-152.
 6. Kamal AS. Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera) I. Bionomics. *Annals of the Entomological Society of America*. 1958; 51(3):261-271.
 7. Greenberg B. Flies as forensic indicators. *Journal of Medical Entomology*. 1991; 28(5):565-577.
 8. Davies L, Ratcliffe GG. Development rates of some pre-adult stages in blowflies with reference to low temperatures. *Medical and Veterinary Entomology*. 1994; 8(3):245-254.
 9. Kaneshrajah G, Turner B. *Calliphora vicina* larvae grow at different rates on different body tissues. *International Journal of Legal Medicine*. 2004; 118(4):242-244.
 10. Levot GW, Brown KR, Shipp E. Larval growth of some calliphorid and sarcophagid diptera. *Bulletin of Entomological Research*. 1979; 69(3):469-475.
 11. Byrd JH, Butler JF. Effects of temperature on *Cochliomyia macellaria* (Diptera : Calliphoridae) development. *Journal of Medical Entomology*. 1996; 33(6):901-905.
 12. Anderson GS. Minimum and maximum development rates of some forensically important Calliphoridae (Diptera). *Journal of Forensic Science*. 2000; 45 (4):824-832.
 13. Grassberger M, Reiter C. Effect of temperature on *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) development with special reference to the isomegalen- and isomorphendiagram. *Forensic Science International*. 2001; 120(1-2):32-36
 14. Grassberger M, Reiter C. Effect of temperature on development of the forensically important holarctic blow fly *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy) (Diptera: Calliphoridae). *Forensic Science International*. 2002; 128(3):177-182.
 15. Grassberger M, Friedrich E, Reiter C. The blowfly *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae) as a new forensic indicator in central Europe. *International Journal of Legal Medicine*. 2003; 117(2):75-81.
 16. Wells JD, Kurahashi H. *Chrysomya megacephala* (Fabricius) (Diptera : Calliphoridae) development : Rate, Variation and the implications for forensic entomology. *Japanese Journal of Sanitary Zoology*. 1994; 45(4):303-309.
 17. Ames C, Turner B. Low temperature episodes in the development of blowflies: implications for postmortem interval estimation. *Medical and Veterinary Entomology*. 2003; 17(2):178-186.
 18. Wall R, French N, Morgan KL. Effects of temperature on the development and abundance of the sheep blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Bulletin of entomological research*. 1992; 82(1):125-131.
 19. Davies L. Delayed egg production and a possible group effect in the blowfly *Calliphora vicina*. *Medical and Veterinary Entomology*. 1998; 12(4):339-344.
 20. Byrd JH, Castner JL. Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations. CRC Press, Boca Raton. 2001, 121-143.
 21. Nuorteva P. Sarcosaprophagous insects as forensic indicators. In: Tedeschi CG (ed) *Forensic medicine, a study in trauma and environmental hazards*. 1977; 3:1072-1095.
 22. Mandeville DJ. Rearing *Phaenicia sericata* (Diptera: Calliphoridae) on dry cat food with CSMA. *Journal of Medical Entomology*. 1988; 25(3):197-198.
 23. Wells JD, LaMotte LR. Estimating maggot age from weight using inverse predication. *Journal of Forensic Sciences*. 1995; 40(4):585-590.
 24. Aubernon C. Décomposition par les Diptères nécrophages de substrats contaminés. rapport bibliographique en vue de l'obtention de Master de Biologie Evolutive et Intégrative, Infectiologie Spécialité Sciences de l'Insecte. 2012, 1-95.
 25. Dekeirsschieter J, Verheggen FJ, Haubruge E, Brostaux Y. Carrion beetles visiting pig carcasses during early spring in urban, forest and agricultural biotopes of Western Europe. *Journal of Insect Science*. 2011; 11(73):1-13.
 26. Al-Shareef LAH, Al-Qurashi SID. Study of some biological aspects of the blowfly *Chrysomya albiceps* (Wiedemann 1819) (Diptera: Calliphoridae) in Jeddah, Saudi Arabia. *Egyptian Journal of Forensic Sciences*. 2016; 6(1):11-16.
 27. Wolff M, Urib A, Ortiz A, Duque P. A preliminary study of forensic entomology in Medellín, Colombia. *Forensic Science International*. 2001; 120(1-2):53-59.
 28. Charabidzé D, Bourel B, Gosset D. Larval-mass effect: Characterisation of heat emission by necrophagous blowflies (Diptera: Calliphoridae) larval aggregates. *Forensic science international*. 2011; 211(1-3):61-6.
 29. Byrd JH, Castner JL. Insects of forensic importance. In *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Boca Raton London New York Taylor & Francis. 2009, 39-126.
 30. Roux O, Charles G, Norbert T, Luc L. Circular dispersal of larvae in the necrophagous Diptera *Protophormia terraenovae* (Diptera: Calliphoridae) *Annales de la Société entomologique de France (N.S.) International Journal of Entomology*. 2006; 42(1):51-56
 31. Clark K, Evans L, Wall R. Growth rates of the blow fly, *Lucilia sericata* on different body tissues. *Forensic Science International*. 2006; 156:145-149.
 32. Boulay J. Étude du comportement d'agrégation des larves nécrophages de Diptères : de l'individuel au collectif. Thèse présentée pour obtenir le grade de Docteur en Biologie des organismes et Docteur en Sciences. 2015, 1-165.
 33. Szpila K, Pape T, Rusinek A. Morphology of the first instar of *calliphora vicina*, *phormia regina* and *lucilia illustris* (Diptera, Calliphoridae). *Medical and veterinary Entomology*. 2008; 22(1):16-25.
 34. Szpila K, Villet MH. Morphology and identification of first instar larvae of African blowflies (Diptera: calliphoridae) commonly of forensic importance. *Medical and veterinary entomology*. 2011; 48(4):738-752.
 35. Wyss C, cherix D. *Traité de l'entomologie forensique : les insectes sur la scène de crime*. Presses polytechniques et universitaires romandes, 1^{ère} édition, 2006, 1-317
 36. Day DM, Wallman JF. Influence of substrate tissue type on larval growth of *Calliphora augur* and *Lucilia cuprina*, (Diptera: Calliphoridae). *Journal of forensic*

- Science.2006; 51(3):657-663.
37. Tachibana SI, Numata H. An artificial diet for blow fly larvae *Lucilia sericata* (meigen) (Diptera: Calliphoridae), Applied Entomology and Zoology. 2001; 36(4):521-523.
 38. Erzinclioglu YZ. Areas of research in forensic entomology. Medicine, Science and the law. 1986; 26(4):273-278.
 39. O'Brien C, Turner B. Impact of paracetamol on *Calliphora vicina* larval development. International Journal of Legal Medicine. 2004; 118(4):188-189.
 40. Pien K, Pipeleers MM, Grootaert P, De Boeck G, Samyn N, Boonen T *et al.* Toxicological data and growth characteristics of single post-feeding larvae and puparia of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) obtained from a controlled nordiazepam study. International Journal of Legal Medicine. 2004; 118(4):190-193.
 41. Sadler DW, fuke C, Court F, Pounder DJ. Drug accumulation and elimination in *Calliphora vicina* larvae. Forensic Science international. 1995; 71(3):191-197.
 42. Uvarov BP. Insect nutrition and metabolism. A summary of the literature. Transactions of the Entomological Society of London. 1928; 76(2):255-343.
 43. Sandemarn M, Collinbs J, Carneggie R. A scanning electron microscope study of *Lucilia cuprina* larvae and the development of blowfly strike in sheep. International Journal for Parasitology. 1987; 17(3):759-765.
 44. Brown A, Farber L. On the de-aminating enzyme of flesh-fly larvae. Biochemical Journal. 1936; 30(7):1107-1118.
 45. Bowles V, Carnegipe MR, Sandemarn M. Characterization of proteolytic and collagenolytic enzymes from the larvae of *Lucilia cuprina*, the sheep blowfly. Australian Journal of Biological Sciences. 1988; 41(2):269-278.
 46. Faucherre J, Cherix D, Wyss C. Behaviour of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) under extreme conditions. Journal of Insect Behaviour. 1999; 12(5):687-690.
 47. Clarkson CA, Hobischak NR, Anderson GS. A comparison of the development rate of *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy) raised under constant and fluctuating temperature regimes. Canadian Society of Forensic Science journal. 2004; 37(2):95-101.
 48. Boatright SA, Tomberlin JK. Effects of temperature and tissu type on the development of *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae). Journal of Medical Entomology. 2010; 47(5):917-923.
 49. Byrd JH, Butler JF. Effects of Temperature on *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae) Development. Journal of Medical Entomology. 1997; 34(3):353-358.
 50. Chee Dhang C, Wasi AN, Rosli R, Karen Huey MC, Azirun MS. First study on the larval growth parameter and growth rate of a forensically important blow fly, *Hypopygiopsis violacea* (Macquart, 1835) (Diptera: Calliphoridae). International Conference on Biomedical Engineering and Technology. 2011; 11:159-163.
 51. El-Moaty ZA, Kheirallah AEM. Developmental variation of the blow fly *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera: Calliphoridae) by different substrate tissue types. Journal of Asia-Pacific Entomology. 2013; 16(3):297-300.
 52. Arong GA, Imandeh GN, Utsu AA, Sha'a KK. The influence of food type on larval growth in *Musca domestica* and *Lucilia sericata* (diptera) in calabar, Nigeria. World Journal of Science and Technology. 2011; 1(4):73-77.
 53. Williams H, Richardson AMM. Life history responses to larval food shortages in four species of necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae). Australian Journal of Ecology. 1983; 8(3):257-263.
 54. Nability PD, Higley LG, Heng-Moss TM. Light-induced variability in development of forensically important blow fly *Phormia regina* (Diptera: Calliphoridae). Journal of Medical Entomology. 2007; 44(2):351-358.

Résumés

Résumé

En médecine légale, les modèles de croissances pondérales et la durée du cycle de développement sont la base de l'estimation de l'Intervalle Post Mortem (IPM) qui est l'intervalle entre le moment de la mort et la découverte d'un cadavre, Il est important de savoir sur quel tissu de cadavre les larves de mouches nécrophages se nourrissent. L'étude a été menée pour évaluer l'effet de la nature du substrat nutritif sur le développement larvaire de mouches nécrophages des espèces *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid, 1830) et *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera ; Calliphoridae) utilisées en entomologie forensique. Les œufs récoltés d'un cadavre animal (chiot), sont déposés sur six substrats nutritifs (poisson, foie de volaille et les viandes cameline, caprine, chevaline et bovine) pour leur élevage sous les températures constantes de 20, 25, 30 et 35°C. Le poids et la longueur des différents stades larvaires sont comparés par le test post-hoc scheffé. Les résultats obtenus indiquent que les larves de *Lucilia sericata* nourries sur les différents substrats se développent jusqu'à l'émergence des adultes sous toutes les températures étudiées. Par contre *Calliphora vicina* ne se développent pas d'une façon optimale sur les températures de 30 et 35°C. Le développement est très rapide à 35°C par rapport aux restes des températures pour les deux espèces. Les larves nourries sur le poisson et foie de volaille sont affectées en comparaison avec les larves nourries sur les viandes, elles atteignent lentement le poids maximum. Parfois elles y produisent des pupes significativement petites et légères que sur les autres types de substrats. La longévité diffère peu entre les stades larvaires sous les quatre températures et entre les six substrats.

Mots clés : mouches nécrophages, développement larvaire, substrat nutritif, poids, longueurs, longévité, *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*.

Abstract:

In forensic medicine, the growth models by weight and the duration of the development cycle are the basis of the PMI estimate, which is the interval between the time of death and the discovery of the corpse, it is important to know on which corpse tissue larvae of necrophagous flies feed. This study was conducted to evaluate the effect of the nature of the nutrient substrate on larval development of necrophagous fly larvae *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid, 1830) and *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera ; Calliphoridae) used in forensic entomology. Eggs harvested from an animal corpse (puppy), are deposited on six nutrient substrates (fish, poultry liver, camel meat, goat meat, horse and bovine meat) for their breeding under constant temperatures of 20, 25, 30 et 35°C. The weight and length of different larval stages are compared by the scheffe post-hoc test. The results obtained indicate that the larvae of *Lucilia sericata* fed on different substrates develop until the emergence of adults at all temperatures studied. On the other hand, *Calliphora vicina* does not develop optimally on temperatures of 30 and 35 ° C. The development is very rapid at 35° C compared to the temperature remains for both species. The larvae fed on fish and poultry liver, are affected in comparison with the larvae fed on the meat, they slowly reach the maximum weight. Sometimes, they produce pupae that are significantly smaller and lighter than other types of substrates. Longevity differs a little between larval stages under the four temperatures and between the six nutrient substrates.

Keywords: necrophagous flies, larval development, nutrient substrate, weight, length, longevity, *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*.

ملخص:

في الطب الشرعي، نمو النماذج من حيث الوزن ومدة دورة تطورها هما الأساس في تقدير فترة ما بعد الوفاة، وهي الفترة الفاصلة بين وقت الوفاة ووقت اكتشاف الجثة، و من المهم أن نعرف في أي نسيج من الجثة تتغذي يرقات الذباب آكل الجيفة، وقد أجريت هذه الدراسة من أجل تقييم تأثير طبيعة المغذيات على نمو يرقات الذباب آكل الجيفة للأصناف *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid, 1830) و *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera : Calliphoridae) المستخدمة في علم الحشرات في الطب الشرعي. يوضع البيض المحصود من جثة حيوان (جرو) على ستة المغذيات (السمك، كبد الدجاج، ولحوم الإبل، الماعز، الحصان والبقر) وذلك من أجل تربيتها تحت درجات حرارة ثابتة وهي 20،25، 30 و 35 درجة مئوية. تتم مقارنة الوزن والطول لمختلف المراحل لليرقات بواسطة اختبار 'post-hoc scheffé'. و تشير النتائج المتحصل عليها الى أن يرقات "*Lucilia sericata*" والتي تتغذى على مختلف المغذيات تتطور حتى ظهور اليرقات البالغة وذلك في جميع درجات الحرارة التي شملتها الدراسة. ومن ناحية أخرى يرقات "*Calliphora vicina*" لا تتطور على النحو الأمثل عند درجات الحرارة 30 و 35 درجة مئوية. و يكون التطور سريع جدا عند درجة حرارة 35 درجة مئوية بالمقارنة مع باقي درجات الحرارة وذلك بالنسبة لكلا النوعين من اليرقات. تتأثر اليرقات التي تتغذى على السمك وكبد الدجاج بالمقارنة مع اليرقات التي تتغذى على اللحم، فهي تصل ببطيء إلى الحد الأقصى للوزن. ففي بعض الأحيان تنتج وبشكل كبير شرانق صغيرة وخفيفة كما في الأنواع الأخرى من المغذيات. طول العمر يختلف قليلا بين مراحل اليرقات في درجات الحرارة الأربع والركائز الغذائية الستة.

الكلمات الدالة: الذباب آكل الجيفة، تطور اليرقات، المغذيات، الوزن، الطول، طول العمر،

Calliphora vicina, Lucilia sericata.

Soutenu le : 25/04/2017

SMARI hadjer kounouz

Influence des facteurs biotiques et abiotiques sur le développement larvaire des insectes Diptères nécrophages d'intérêt médical

Résumé

En médecine légale, les modèles de croissances pondérales et la durée du cycle de développement sont la base de l'estimation de l'Intervalle Post Mortem (IPM) qui est l'intervalle entre le moment de la mort et la découverte d'un cadavre, Il est important de savoir sur quel tissu de cadavre les larves de mouches nécrophages se nourrissent. L'étude a été menée pour évaluer l'effet de la nature du substrat nutritif sur le développement larvaire de mouches nécrophages des espèces *Calliphora vicina* (Robineau-Desvoid, 1830) et *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera ; Calliphoridae) utilisées en entomologie forensique. Les œufs récoltés d'un cadavre animal (chiot), sont déposés sur six substrats nutritifs (poisson, foie de volaille et les viandes cameline, caprine, chevaline et bovine) pour leur élevage sous les températures constantes de 20, 25, 30 et 35°C. Le poids et la longueur des différents stades larvaires sont comparés par le test post-hoc scheffé.

Les résultats obtenus indiquent que les larves de *Lucilia sericata* nourries sur les différents substrats se développent jusqu'à l'émergence des adultes sous toutes les températures étudiées. Par contre *Calliphora vicina* ne se développent pas d'une façon optimale sur les températures de 30 et 35°C. Le développement est très rapide à 35°C par rapport aux restes des températures pour les deux espèces. Les larves nourries sur le poisson et foie de volaille sont affectées en comparaison avec les larves nourries sur les viandes, elles atteignent lentement le poids maximum. Parfois elles y produisent des pupes significativement petites et légères que sur les autres types de substrats. La longévité diffère peu entre les stades larvaires sous les quatre températures et entre les six substrats.

Mots clés : mouches nécrophages, développement larvaire, substrat nutritif, poids, longueurs, longévité, *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*.

Directeur de thèse : Prof. Kamel LOUADI