

REPUBLIQUE ALGERIANNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

Faculté des sciences Biologiques et des sciences Agronomique

Département de biologie



# Mémoire de fin d'études

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

Spécialités : Biologie des populations et des organismes

Thème

**Etude morphologique et histologique de l'abeille domestique *Apis mellifera* de la région d'Ouacif et Azeffoune.**

**Présenté par :**

Mr Izerkhef Massinissa

M<sup>elle</sup> Haned Safia

**Devant le jury composé de :**

Présidente	Mme LEMEBROUK L.	MCB à UMMTO
Promotrice	Mme LAKABI L.	MCA à UMMTO
Co- promotrice	Mme CHERIFI-HABBI A.	MCB à UAMOB
Examinatrice	Mme GUERMAH D.	MCB à UMMTO

Année universitaire :  
2021/2022

## Remerciements

Nous remercions tout d'abord le bon Dieu de nous avoir mis sur le droit chemin, de nous avoir éclairé la voie du savoir et de nous avoir donné le courage et la patience tout au long de notre travail.

En premier lieu, nous exprimons particulièrement notre profonde gratitude et reconnaissance à notre promotrice Madame **LAKABI L.** Maître de conférence classe A à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, d'avoir accepté de diriger notre travail, pour sa patience, ses observations, ses corrections et conseils judicieux.

Nous tenons également à remercier Madame **CHERIFI-HABI A.** Maître de conférence Classe B à l'université de Bouira, d'avoir accepté d'être notre Co-promotrice, pour ses conseils et ses orientations.

Nous voudrions aussi exprimer nos sincères remerciements à Madame **MEDJDOUB-BENSAAD F.** Professeur à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, pour son accueil chaleureux au sein de son laboratoire et sa bienveillance.

Nous remercions Madame **LEMEBROUK L.** Maîtres de conférences classe B à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou d'avoir accepté de présider le jury.

Nous exprimons nos reconnaissances à Madame **GUERMAH D.** Enseignantes à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou d'avoir accepté d'examiner et juger ce travail.

Nous s'incères remerciements s'adressent aussi à Madame **AIT AMARA TINHINANE** Propriétaire du rucher d'Azeffoune et Monsieur **AIT AMARA BOUALAM** Propriétaire du rucher de Ouacif, qui nous ont aidés à obtenir les échantillons d'abeille, pour la passion d'abeille, la patience et la motivation qu'ils nous ont apportée.

Enfin, nous exprimons notre profonde reconnaissance à nos parents, nos amis, et toutes les personnes qui ont contribuées chacune à sa manière à la réalisation de ce travail.

# Dédicace

*Je dédie ce modeste travail accompagné d'un profond amour*

*A ma maman, qui m'a donnée la force, le courage et la tendresse, sans elle je n'aurais jamais pu en arriver là. Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour, et ma considération pour les sacrifices que tu as consenti pour mon instruction et mon bien être.*

*A mon papa, la personne la plus digne de mon estime et de mon respect. Aucune dédicace ne saurait exprimer mes sentiments, que dieu te préserve et te procure une longue vie.*

*A ma grande mère Malha que dieu lui prête une longue vie.*

*A mes adorables sœurs mes sources de douceur et de tendresse Faiza, Warda et Dyhia.*

*A mes très chers frères Farid et Mustapha pour leur soutien morale et leur encouragements.*

*A ma meilleure amie Meriem qui ma toujours aidé et encouragé.*

*A mon cher binôme Massinissa qui m'a accompagnée tout au long de ce travail, merci pour ta patience et ta compréhension.*

*Spéciale dédicace pour Soumia, Yacine et Ali.*

*Merci à tous.*

**Safia**

## Dédicace

*Je dédie ce mémoire*

*A ceux que j'aime le plus au monde mes très chers parents pour leurs sacrifices, leurs encouragements et leurs prières, jamais je ne peux les remercier assez de m'avoir donné le meilleur.*

*A ma grande mère Faroudja que dieu lui prête une longue vie.*

*A mes frères Yougourthen syphax et Mayas pour leur soutien morale et leurs encouragements.*

*A ma petite sœur adorée Lyna.*

*A toutes ma famille et mes cousins.*

*A mon binôme safia avec qui j'ai partagé ce travail.*

*A tous ceux qui me sont chers.*

*A toutes les personnes qui ont participé à l'élaboration de ce travail.*

*Massinissa*

# **Sommaire**

## Sommaire

---

Introduction.....	1
<b>Chapitre I : Histologie et morphologie de l'abeille</b>	
1. Généralités .....	3
1.1. Abeille mellifère .....	3
1.2. Répartition géographique d'Apis mellifera .....	4
1.3. Race présentes en Algérie .....	5
1.3.1. Apis mellifera intermissa .....	5
1.3.2. Apis mellifera sahariennes .....	5
2. Définition et systématique .....	5
3. Caste de l'abeille .....	6
3.1. Reine .....	6
3.2. Ouvrière .....	6
3.3. Faux-bourdon .....	7
4. Différentes stades de développement des castes .....	7
4.1. Le couvain .....	7
4.2. Reine .....	8
4.3. Ouvrière .....	8
4.4. Faux-bourdon .....	8
5. Morphologie externe de l'abeille apis mellifera .....	9
5.1. Tête .....	10
5.2. Thorax .....	10
5.3. Abdomen .....	11
6. Morphologie interne.....	12
6.1. Système digestif.....	12
6.2. Système respiratoire.....	14
6.3. Appareil circulatoire.....	15
6.4. Système nerveux.....	17
6.4.1. Capacité mentales de l'abeille.....	17
6.5. Appareil vulnérant.....	18
7. Histologie de l'abeille.....	20
7.1. Histologie de système digestif d'abeille apis mellifera anatoliaca .....	20
7.1.1. Intestin moyen.....	21
7.1.2. Iléon.....	22
7.1.3. Rectum.....	22

## Sommaire

---

### Chapitre II : Pathologies et prédateurs de l'abeille

1 .Différentes pathologies .....	24
1.1. Maladies de l'abeille adulte.....	24
1 .1.1.Acariose des trachées.....	24
1 .1.2.Nosérose.....	25
1.1.3 .Virus de paralysie chronique (CBPV).....	25
1.2. Maladies du couvain.....	26
1.2.1. Loque américaine.....	26
1 .2.2.Loque européenne.....	27
1.2.3. Ascosphérose ou couvain plâtré .....	28
1.3.Maladies d'abeille adultes et du couvain.....	29
1.3.1.Varroase.....	29
1.3.1.Virus des ailes déformés (DWV).....	30
1.3.3.Virus du couvain sacciforme (SBV).....	31
2. Ennemie et prédateurs des abeilles.....	32
2.1. Fausse-teigne.....	32
2.2. Pou des abeilles : <i>Braula caeca</i> .....	33
2.4. Sphinx tête de mort.....	33
2 .5.Oiseux.....	34
3 .Syndrome d'effondrement des colonies d'abeille (CCD).....	35
4. Facteurs environnementaux favorisant les pathologies.....	35
5. Règles de prophylaxie.....	36

### Chapitre III : Matériel et méthodes

1. Zone d'étude.....	37
2. Stations d'échantillonnage.....	38
2.1. Station du premier rucher.....	38
2.2. Station du deuxième rucher.....	38

## Sommaire

---

3. Matériels.....	39
3.1. Matériel biologique.....	39
3 .2.Matériels de laboratoire.....	40
4. Expérimentation.....	40
4.1. Collecte des échantillons.....	40
4 .2.Sacrifice d'abeilles et extraction de tube digestif.....	41
4.3. Rinçage et conservation.....	41
4.4. Etude histologique.....	42
4 .4.1.Fixation des échantillons.....	42
4 .4.2.Déshydratation et éclaircissement .....	43
4 .4.3.Imprégnation.....	43
4.4.4. Inclusion.....	44
4.4.5. Confection des coupes et collage.....	44
4.4.6. Déparaffinage et réhydratation.....	45
4.4.7. Coloration.....	46
4 .4.8.Déshydratation et montage.....	46
4 .4.9.Observation des lames.....	47

## Chapitre IV : Résultat et discussion

1. Echantillonnage des abeilles .....	48
2 . Description morphologique des deux races étudiées .....	49
2.1. Race noire .....	49
2.2. Race jaune .....	49
3. Les defferents castes obtenue lors de lechantillonnage.....	49
3.1. Reines.....	50
3.2. Ouvrières des deux races .....	50
3.3. Couvains des deux races.....	52
3.4. Les œufs .....	52

## Sommaire

---

3.5. Larves.....	53
3.6. Nymphes .....	54
4. Morphologie de système digestif de l'ouvriere d'abeille Apis mellifera.....	55
5. Histologie de système digestif de l'ouvriere d'abeille Apis mellifera.....	55
5.1. Intestin Moyen.....	56
5.2. Intestin grele.....	56
5.3. Rectum.....	57
6. Coupe histologique de la tête de faux-bourdon.....	57
7. Discussion .....	58
<b>Conclusion</b> .....	60
<b>Références bibliographiques</b> .....	61

## Liste des figures et tableaux

---

<b>Figure 1</b> : photo d'Abeille <i>Apis mellifère</i> (Pirox, 2014). .....	3
<b>Figure 2</b> : Répartition de l'abeille <i>Apis</i> (Guerriat, 2017). .....	4
<b>Figure 3</b> : Reine d'abeilles (Salame, 2017). .....	6
<b>Figure 4</b> : Ouvrière d'abeilles (Salame, 2017). .....	7
<b>Figure 5</b> : Fau- bourdon d'abeille (Salame, 2017). .....	7
<b>Figure 6</b> : Stades de développement du couvain sur un cadre (Originale, 2022). .....	8
<b>Figure 7</b> : cycles de développement des trois castes d'abeille (Le Conte, 2011). .....	9
<b>Figure 8</b> :Morphologie externe de l'abeille (anonyme modifier 2022). .....	10
<b>Figure 09</b> : Tête de l'abeille (Fayet, 2014). .....	10
<b>Figure 10</b> : thorax de l'abeille (anonyme modifier 2022). .....	11
<b>Figure 11</b> : abdomen de l'abeille (Agnès Fayet, 2014).....	11
<b>Figure 12</b> : Coupe de cuticule (Agnès Fayet, 2014). .....	11
<b>Figure 13</b> : Anatomie interne de l'abeille <i>apis mellifera</i> (AgnèsFayet,2016).....	12
<b>Figure 14</b> : Dissection d'une ouvrière Vue du dessus (Agnès Fayet, 2016). .....	14
<b>Figure 15</b> : Système respiratoire d'une abeille en vue dorsale (Snodgrass, 1984) .....	15
<b>Figure 16</b> : Système respiratoire de l'abeille (Agnès Fayet, 2016). .....	16
<b>Figure 17</b> : Position du cœur dans l'abdomen (Agnès Fayet, 2016). .....	16
<b>Figure 18</b> : A : Système nerveux ; B : Schéma simplifié du cerveau (Agnès Fayet, 2016). ...	17
<b>Figure 19</b> : Piqure d'une abeille (Comby, 2019). .....	18
<b>Figure 20</b> :Coupe de l'appareil vulnérant vue latérale (Agnesfayet, 2016).....	19
<b>Figure 21</b> : Coupe sagittale d'une abeille (Camille houdelet, 2020 ; Ahmet Ceylan et <i>al</i> ., 2019). .....	20
<b>Figure 22</b> : Coupe histologique de l'intestin moyen, coloration trichrome de Mallory Vue au microscope optique, G 400 (Ceylan et <i>al</i> ,2019). .....	21
<b>Figure 23</b> : Coupe histologique transversale de l'iléon, coloration trichrome de Mallory vue au microscope optique (Ceylan et <i>al</i> ,2019).....	22
<b>Figure 24</b> : Coupe histologique du rectum, coloration au trichrome de Mallory vue au microscope optique (Ceylan et <i>al</i> ., 2019). .....	23
<b>Figure25</b> : <i>Acarapis woodi</i> observé avec microscope électronique (Delfinado et Baker, 1982). .....	24
<b>Figure 26</b> : A ; B Couvain en mosaïque d'une ruche atteinte de loque américaine (Adjlan, 2012). .....	26
<b>Figure 27</b> : Larves infectées par la loque européenne (Adam, 2012). .....	27
<b>Figure 28</b> : Larves atteintes de l'Ascospérose (Fernandez et Coinneau, 2007). .....	28

## Liste des figures et tableaux

---

<b>Figure 29</b> : <i>Varroa destructor</i> retrouvés sur une nymphe d'abeille (Originale, 2022)...	29
<b>Figure 30</b> : <i>Varroa destructor</i> observé sous une loupe binoculaire : A : vue dorsale ; B : vue ventrale (Originale, 2022).	30
<b>Figure 31</b> : Abeille aux ailes déformées (Faucon et Chauzat, 2008).	31
<b>Figure 32</b> : Larve atteinte de virus SBV (Faucon, 1992).	31
<b>Figure 33</b> : A : <i>Galleria mellonella</i> . B : <i>Achroea grissella</i> . (Boucher, 2016).	32
<b>Figure 34</b> : Pou sur une reine d'abeille (Mareec et al., 2007).	33
<b>Figure 35</b> : <i>Aethina tumida</i> , adulte en vue dorsale (Fernandez et Coineau, 2007).	
<b>Figure 36</b> : Sphinx tête de mort (Benjamin Bonlien et al, 2016).	34
<b>Figure 37</b> : Stations d'échantillonnage A : Azeffoune ; B : Ouacif (Ait toudert) (Google earth, 2022).	37
<b>Figure 38</b> : Rucher d'Azeffoune (Originale, 2022).	38
<b>Figure 39</b> : Rucher de Ouacif (Ait toudert) (Originale, 2022).	39
<b>Figure 40</b> : A : Echantillon d'abeilles adultes ; B : Echantillon de larves et nymphes d'abeilles (Originale, 2022).	39
<b>Figure 41</b> : A : Abeilles asphyxie avec de l'éthanol ; B : Extraction du tube digestif ; C : Etalement du tube digestif et la tête sur une cassette d'inclusion ; D : Fixation des échantillons dans le Bouin hollandaise (Originale, 2022).	41
<b>Figure 42</b> : A : Rinçage des échantillons ; B : Conservation dans l'alcool 50 (Originale, 2022).....	41
<b>Figure 43</b> : Bouin Hollandaise au cours de préparation (Original, 2022).....	42
<b>Figure 44</b> : Bains d'alcool et de xylène (Originale, 2022).....	43
<b>Figure 45</b> : Bains de paraffine placés dans l'étuve (Originale, 2022).....	43
<b>Figure 46</b> : A : Echantillons placés dans des moules qui recevront la paraffine ; B : Blocs formés (Originale, 2022).....	44
<b>Figure 47</b> : Dispositif permettant de faire des coupes : microtome à gauche et bain marie à droite (Originale, 2022).....	45
<b>Figure 48</b> : Lames résultantes (Originale, 2022).....	45
<b>Figure 49</b> : Batterie de coloration de Trichrome de Masson (Originale, 2022).....	46
<b>Figure 50</b> : A : Bains de déshydratation ; B : Lames résultantes du montage (Originale, 2022).....	46
<b>Figure 51</b> : Observation des lames (Originale, 2022).....	47
<b>Figure 52</b> : Deux races d'abeilles capturées à azefoune ( Originale, 2022) .....	48

## Liste des figures et tableaux

---

<b>Figure 53</b> : Abeilles noires capturé a ait toudert (Originale, 2022) .....	48
<b>Figure 54</b> : Morphologie de l'abeille noir (Originale, 2022).....	49
<b>Figure 55</b> : Morphologie de l'abeille jaune .....	49
<b>Figure 56</b> : Reine d'abeille dans la ruche(Originale, 2022).....	50
<b>Figure 57</b> : A : Reines d'abeilles jaunes ; B : Reine d'abeilles noires (Originale, 2022) .....	50
<b>Figure 58</b> : A : Reines d'abeilles jaunes ; B : Reine d'abeilles noires (Originale, 2022).....	51
<b>Figure 59</b> : Ouvrières d'abeilles noire ( Originale, 2022) .....	51
<b>Figure 60</b> : Couvain ouvert d'une ruche d'abeille <i>Apis mellifera</i> ( originale , 2022).....	52
<b>Figure 61</b> : Couvains ouverts contient des œufs (originale 2022).....	53
<b>Figure 62</b> : couvain ouvert d'une ruche d'abeille (Originale, 2022).....	53
<b>Figure 63</b> : couvain ouvert d'une ruche d'abeille (Originale, 2022).....	53
<b>Figure 64</b> : Nymphes d'abeilles après fixation dans le Bouin hollande (Originale 2022).....	54
<b>Figure 65</b> : Tube degestif De l'ouvriere observé avec la loupe (Originale, 2022).....	55
<b>Figure 66</b> : Coupe histologique de l'intestin moyen observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).....	56
<b>Figure 67</b> : Coupe histologique de l'intestin grele observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).....	57
<b>Figure 68</b> : Coupe histologique de rectum observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).....	57
<b>Figure 69</b> : Une partie de cerveau de faux-bordon observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).....	58
<b>Tableau 1</b> : duré de développement des castes dans les différents stades (Seyfarth, 2010).....	9
<b>Tableau 02</b> : Anatomie externe de tube degestif de l'abeille <i>apis mellifera</i> .....	13

DWV : Deformed Wing Virus (Virus des ailes déformées).

CCD : Colony collapse disorder (syndrome d'effondrement des colonies d'abeilles).

CBPV : Chronic Bee Paralysis Virus (Virus de paralysie chronique).

SBV : Sacbrood Bee Virus (Virus du couvain sacciforme).

# **Introduction**

Les abeilles sont un vénérable petit peuple vieux de 100 millions d'années, peut-être plus bien plus ancien que l'espèce humaine. Elles sont une véritable civilisation équilibrée avec ses mœurs, ses sentiments, son savoir et son intelligence. Elles ont su se reproduire, se protéger et satisfaire leurs besoins jusqu'à nos jours, et cela sans polluer l'environnement, bien au contraire.

Les abeilles jouent un rôle essentiel dans la biodiversité par la pollinisation des fleurs (Ballot-flurin, 2010), résistent à des climats extrêmes et vivent dans des environnements très variés aux quatre coins de la planète.

Les abeilles domestiques ainsi que de nombreuses espèces sauvages assurent la pollinisation de nombreuses plantes à fleurs. En effet, on estime ainsi que 87,5 % des espèces végétales à fleurs dépendent de la pollinisation animale (zoogamie) (Ollerton et *al.*, 2011), une bonne pollinisation peut aussi permettre de réduire les délais entre floraison et nouaison, et ainsi atténuer les risques d'exposition des fruits aux nuisibles, aux maladies, aux intempéries, aux produits agrochimiques et diminuer la consommation d'eau (Pnue, 2010).

Cependant, les abeilles mellifères ont été rudement éprouvées ces dernières années, alors qu'en même temps, le nombre de cultures agricoles dépendant de la pollinisation a progressivement augmenté (Kremen et Miles, 2012; Garibaldi et *al.*, 2013), ainsi les populations d'abeilles connaissent un déclin manifeste et alarmant.

Le syndrome de l'effondrement des colonies a été identifié comme un problème majeur au début des années 90. Depuis, on parle d'une véritable « crise de la pollinisation » due à l'extinction localisée de pollinisateurs, voir à un déclin du nombre et de la viabilité des espèces pollinisatrices à l'échelle mondiale (Abrol, 2012). Les scientifiques et les apiculteurs parlent, notamment, d'affaiblissement, d'effondrement, de mortalité de dépeuplement ou dépopulation (Haubruge et *al.*, 2006).

L'abeille mellifère fait partie des espèces les plus étudiées en dehors de l'espèce humaine, même si les recherches sont seulement presque entièrement réalisées sur l'abeille mellifère européenne *Apis mellifera*.

A l'heure actuelle 29 sous-espèces ont été reconnues et décrites sur la base de caractères morphologiques, comportementaux, écologiques et de leurs distributions géographiques (Shepard et Meixner, 2003).

Parmi les nombreuses races *Apis mellifera* présentes en Algérie deux races ont été identifiées, la première est *Apis mellifera intermissa* (abeille tellienne) (Buttel, 1906) rencontrée au nord du Sahara algérien jusqu'au Maroc (Frère Adam, 195□), et la seconde

race est *Apis mellifera sahariensis* qui est localisée au sud du Maroc et de l'Algérie. Les études visant à connaître et à caractériser morphologiquement et biologiquement les races qui peuplent le territoire algérien sont d'un grand intérêt dans la mesure où elles constituent une base de tout travail de sélection.

De ce fait, le but de notre étude est de déterminer les différences morphologiques et les structures histologiques des différentes espèces d'abeille domestique au niveau de deux stations (Azeffoune et Ouacif) dans la wilaya de Tizi-Ouzou.

Le présent document comporte quatre chapitres, le premier chapitre comporte l'histologie et morphologie de l'abeille, le second chapitre traite les pathologies et les prédateurs d'abeille. Le troisième et le quatrième chapitres regroupent respectivement matériel et méthodes d'étude, les résultats de l'étude morphologique et histologique. Le document s'achève par une conclusion et quelques perspectives de recherches.

**Chapitre I :**  
**Histologie et morphologie de**  
**l'abeille**

Les abeilles sont des arthropodes mandibulés de la classe des insectes, qui font partie de l'ordre des Hyménoptères (du grec hymen : membrane, et pteron : aile), du sous-ordre des Apocrites, de l'infra-ordre des Aculéates (porte-aiguillon), et de la superfamille des Apoïdes (Apoidea) qui regroupe près de 20 000 espèces (Le Conte, 2002).

D'après Prost et Le Conte, (2005) *Apis* est un genre qui regroupe neuf espèces d'insectes sociaux de la famille des Apidae. Ces espèces sont principalement exploitées pour l'apiculture et produisent du miel en quantité notable et d'un intérêt majeur pour la pollinisation, la dissémination et l'évolution de plus de 80% des plantes à fleurs (Vaissière, 2006).

## 1. Généralités

Il existe très peu d'espèces d'abeilles mellifères, la majorité des manuels d'apiculture déclarent encore qu'il existe seulement quatre espèces : *Apis mellifera*, *Apis cerana*, *Apis florea* et *Apis dorsata* (Ruttner, 1988).

### 1.1 Abeilles mellifères

Selon Apiacta (2011), l'abeille mellifère fait partie des espèces les plus étudiées en dehors de l'espèce humaine, même si les recherches sont seulement presque entièrement réalisées sur l'abeille mellifère européenne *Apis mellifera* (Figure 1).

Durant ces 15 dernières années environ, que de nouvelles espèces d'abeilles mellifères ont été identifiées par les scientifiques du genre *Apis* qui s'établissent ainsi: *Apis andreniformis* - *Apis binghami* - *Apis breviligula* - *Apis cerana* - *Apis dorsata* - *Apis florea* - *Apis koschevnikovi* - *Apis laboriosa* - *Apis mellifera* - *Apis nigrocincta* - *Apis nuluensis*



**Figure 1** : photo d'Abeille *Apis mellifera* (Pirox, 2014).

## 1.2 Répartition géographique d'*Apis mellifera*

L'espèce *Apis mellifera* présente une aire de répartition naturellement large, qui s'étend jusqu'à l'Afrique sub-saharienne, le Nord de l'Europe et l'Asie centrale (figure2) (Shepard et Meixner, 2003).

A l'heure actuelle 29 sous-espèces ont été reconnues et décrites sur la base de caractères morphologiques, comportementaux, écologiques, et de distributions géographiques (Ruttner, 1988 ; Engel, 1999 ; Shepard et Meixner, 2003)

Les sous-espèces de l'abeille domestique se répartissent en quatre lignées évolutives : Africaine, ouest-méditerranéenne, nord-méditerranéenne, Turquie et Caucase (Mgnus *et al.*, 2014).



**Figure 2** : Répartition de l'abeille *Apis* (Guerriat, 2017).

Il existe de nombreuses races différentes d'*Apis mellifera*, certaines des zones tropicales, d'autres des zones tempérées. Les abeilles mellifères africanisées d'Amérique du Sud et d'Amérique centrale proviennent de l'*Apis mellifera* d'Afrique tropicale.

Les tailles d'*apis mellifères* sont différentes d'une race à une autre, cependant elle est considérée comme une abeille de taille moyenne, alors que les autres espèces sont jugées comme «grandes» ou «petites». (Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture Rome, 2010).

### 1.3. Races présentes en Algérie

Selon Phillippe(1994) Deux races sont Présentes en Algérie ; *Apis mellifère intermissa* et *Apis mellifère sahariensis*.

**1.3.1. *Apis mellifera intermissa*:** dite « Abeille tellienne » ou « abeille noire du tell » dont l'aire de distribution se confond avec l'atlas tellien (Haddad *et al.* , 2015).

L'origine de cette abeille tellienne est la Libye, la Tunisie, l'Algérie et le Maroc, avec une prédominance dans les régions Algérienne (Buttel-reepen, 1906), ou elle présente sous la forme de plusieurs variétés adaptées aux divers biotopes (Abdelguerfi *et al.*, 2003).

Elle est en position intermédiaire entre les abeilles tropicales africaines et les races européennes (Fayet, 2013), très agressive, très nerveuse, très essaimeuse, mais aussi très féconde et très bonne récolteuse de pollen et de propolis (Ruttner, 1975).

#### 1.3.2. *Apis mellifera sahariennes*

Cette abeille comme son nom l'indique, vit dans le désert du Maroc et dans les régions Intérieures de l'ouest d'Algérie (Philippe, 2007). Elle est plus petite que la tellienne de couleur jaune d'or, productive, prolifique, résistante aux maladies et aux prédateurs, mais moins agressive et présentant une propension à l'essaimage (Le Conte, 2011).

## 2. Définition et systématique

Plusieurs classifications ont été proposées pour l'abeille domestique, la plus récente est celle de Leconte (2002), selon (Michener, 2007), l'abeille domestique *Apis mellifera* est classé comme suit :

**Règne :** Animalia

**Famille :** Apidae

**Embranchement :** Arthropoda

**Super- famille :** Apoidea

**Sous-embranchement :** Antennata

**Sous famille :** Apinae

**Classe :** Insecta

**Tribu :** Apini

**Sous classe :** Ptérygota

**Sous-tribu :** Apina

**Ordre :** Hyménoptera

**Genre :** Apis

**Sous-ordre :** Aculeata

**Espèce :** *Apis mellifère*

Plusieurs dizaines de milliers d'individus interagissent et vivent ensemble dans une colonie d'abeilles (Winston, 1987), cette dernière se compose généralement de couvain (ensemble des abeilles immatures) et de trois types d'abeilles adultes qui accomplissent des activités bien différenciées, pour la survie de la communauté (Crespi, 1983).

### 3. Castes de l'abeille

Les abeilles sont des insectes sociaux, vivant en famille ou en colonies composées d'environ 20 000 à 100 000 individus qui comprennent : une reine, des ouvrières et des faux-bourçons (Louveaux, 1985).

#### 3.1 Reine

La reine est la mère de toutes les abeilles de la colonie (Waring, 2012), est le plus grand individu de la colonie, mesurant 18 à 22 mm de longueur avec un thorax qui atteint environ 4,2 mm (Albouy et Le Conte, 2014), elle se reconnaît facilement par son abdomen allongé, bien développé et volumineux qui dépasse largement les ailes au repos (Collins et Pettits, 2013), elle présente des yeux plus petits que les ouvrières ou les mâles et une langue plus courte (Leimar *et al.*, 2012) et trois paires de pattes similaires (figure 3) (Killani, 1999).

Elle peut pondre jusqu'à 2 000 œufs par jour au printemps, et deux millions au cours de sa vie qui dure de trois à cinq ans (Albouy et Le Conte, 2014).

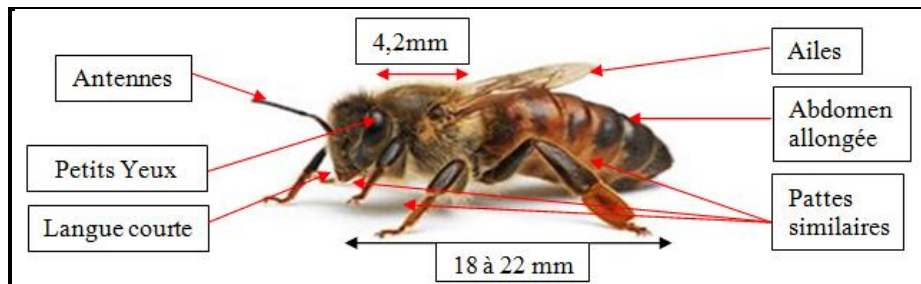
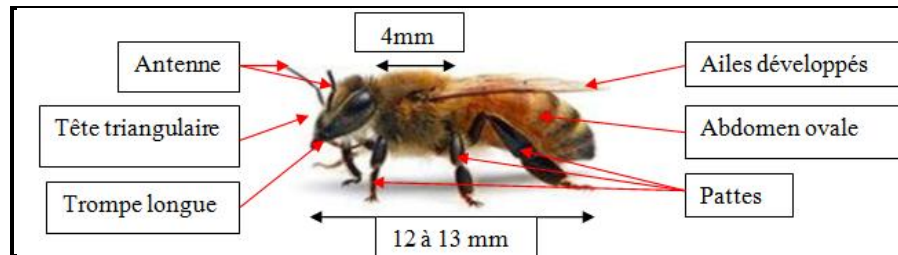


Figure 3 : Reine d'abeilles (Salame, 2017).

#### 3.2. Ouvrière

L'ouvrière mesure 12 à 13 mm, caractérisée par un thorax qui atteint 4 mm de diamètre (Ravazzi, 2007), une tête triangulaire, une trompe longue bien développée, un abdomen ovale et allongé composé de 6 segments, des ailes bien développées qui s'étendent sur toute la longueur du corps (Killani, 1999), des pattes postérieures présentant une corbeille destinée à ramasser le pollen et une durée de vie moyenne de 4 à 6 ans maximum (Figure 4) (Girdwoyn, 1876).

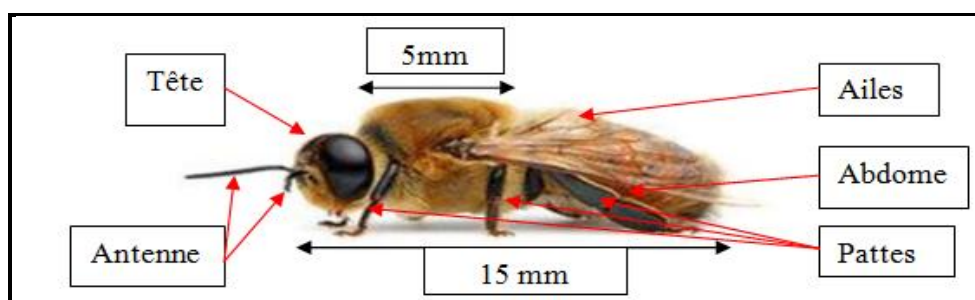
Les Ouvrières sont les véritables moteurs de la ruche, elles s'occupent du couvain, de la garde de la ruche, de rapporter le nectar et d'élaborer le miel, de ventiler la ruche, etc... (Bacher R, 2008).



**Figure 4 :** Ouvrière d'abeilles (Salame, 2017).

### 3.3. Faux-bourdon

Le faux-bourdon au corps plus massif dépourvu de dard, atteint généralement 15 mm, avec un thorax qui mesure 5 mm de diamètre, avec de gros yeux (figure 5) (Libis, 1971). Leur fonction consiste uniquement à féconder les femelles reproductrices (les reines) (Darrouzet et Corbara ; 2016), en plus de quelques petites tâches quotidiennes, comme à ventiler la ruche pour la transformation du nectar en miel (Ravazzi, 2007) et joues un rôle dans l'équilibre phénoménal de la colonie (Le Conte, 2011).



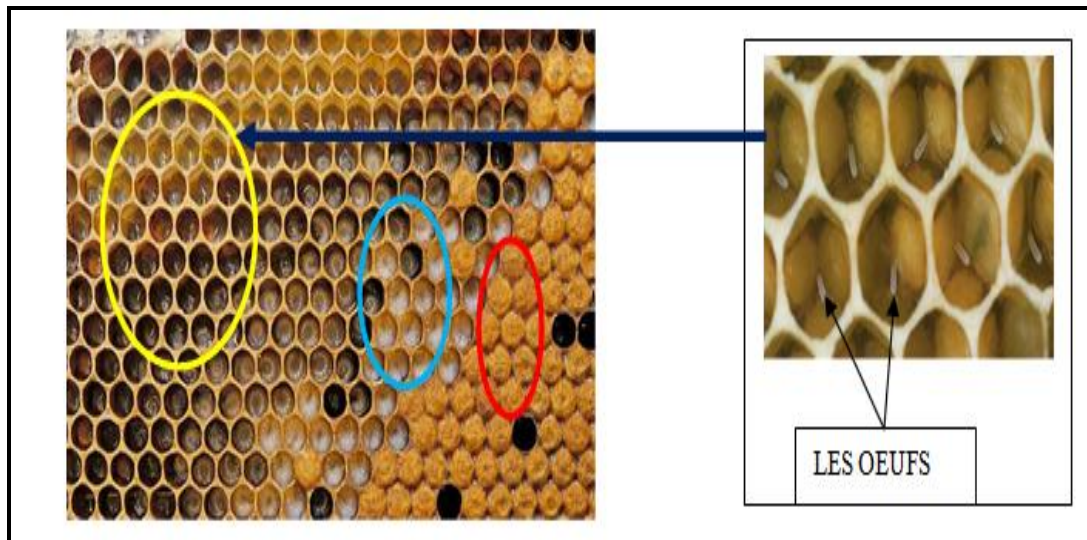
**Figure 5 :** Fau- bourdon d'abeille (Salame, 2017).

## 4. Différents stades de développement des castes

Les stades de développement des individus de la colonie d'abeille diffèrent d'une caste à un autre.

### 4.1. Couvain

Dans une ruche, le couvain désigne l'ensemble des nymphes, des larves et des œufs protégés par les ouvrières d'abeilles (figure 6) (tableau 1).



**Figure 6** : Stades de développement du couvain sur un cadre (Originale, 2022).

Les œufs (cercle jaune), et les larves (cercle bleu) forment le couvain non-operculé, les nymphes en métamorphose (cercle rouge) composent le couvain operculé.

#### 4.2. Reine

Issue d'un œuf similaire à celui d'une ouvrière, mais pondue dans une cellule royale accrochée aux rayons, la larve de la reine est nourrie uniquement avec gelée royale (dont la composition complexe permet aux ovaires de se développer) et naît seize jours après (Figure 7) (Marchenay et Bérard, 2007) (Tableau 1).

#### 4.3. Ouvrières

Sont des femelles comme la reine, mais leurs organes sexuels sont rabougris après leur éclosion, elles passent par différents stades de développement pendant lesquels elles effectueront différentes tâches dans la colonie : nettoyer les cellules, nourrir les larves ; d'abord les plus âgées puis les plus jeunes, leurs glandes nourricières sont développées. Ensuite, elles pourront produire la cire, puis elles se mettent au travail et à l'élaboration du miel (figure 7) (Gettert, 1996)(tableau 1).

#### 4.4. Faux- bordons

Sont issues des œufs non fécondés, ne naissent qu'à partir du mois de mars, vingt-quatre jours après la ponte. Des œufs déposés dans des alvéoles plus grandes que celles des ouvrières (Le Conte, 2011), vit en moyenne une cinquantaine de jours (figure 7) (Ravazzi, 2007) (tableau 1).

Tableau 1 : duré de développement des castes dans les différents stades (Seyfarth, 2010).

Stade de développement du Couvain d'abeille		Duré de chaque stade		
		Reine	Mâle	Ouvrière
Stade œuf		3	3	3
Stade larvaire	1	4.6	6.3	5.5
	2			
	3			
	4			
	5	Non operculé	1.4	2.1
	Operculé avant et après tissage de cocon			
	Operculé après le tissage du cocon ou prénymphe			
Stade nymphe		4.6	8.9	8
Stade imago ou pré-émergent		0.9	1.2	0.8
Temps nécessaire pour un développement total (jours)		16	24	21

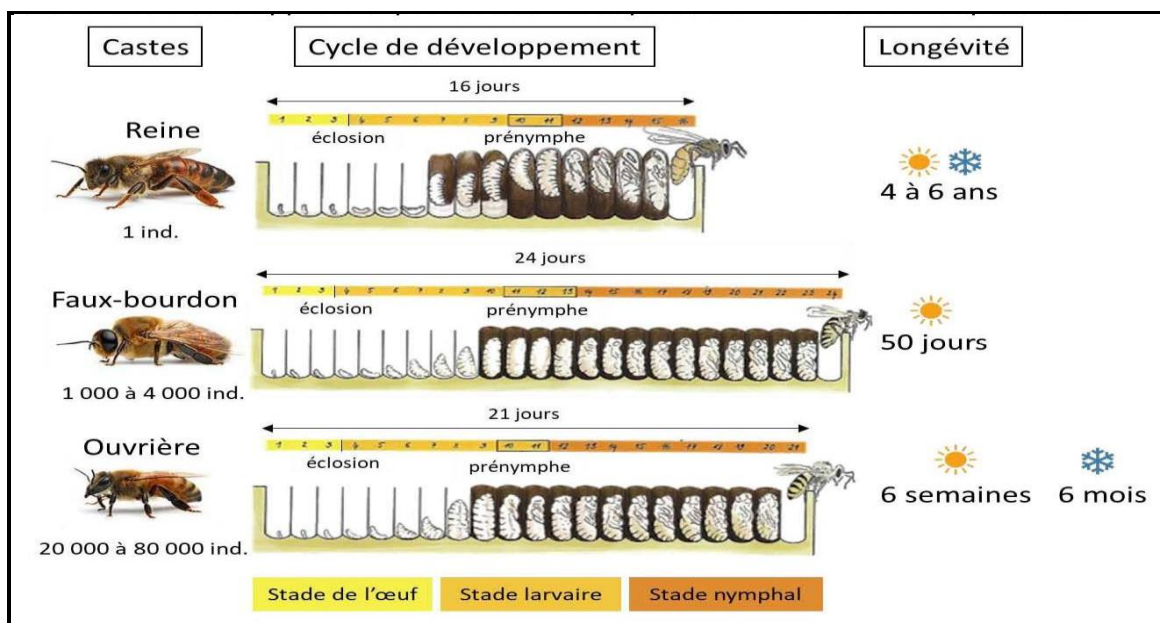
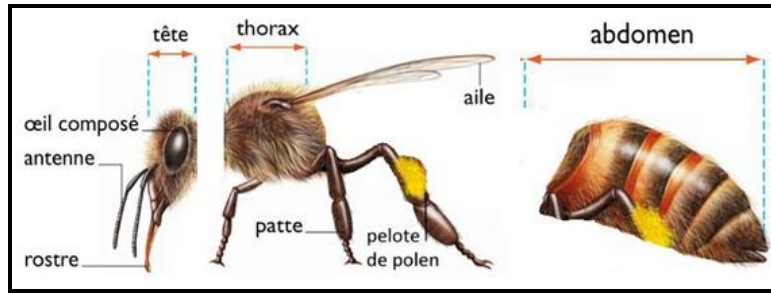


Figure 7 : cycles de développement des trois castes d'abeille (Le Conte, 2011).

### 5. Morphologie externe de l'abeille *Apis mellifera*

Le corps de l'abeille se compose d'une tête avec les organes sensoriels et les pièces Buccales, d'un thorax composé de 3 segments : (prothorax – mésothorax -métathorax) et Portant les ailes et les pattes, qui forme le tronc avec l'abdomen (Figure 8) (Girdwoyn, 1876).

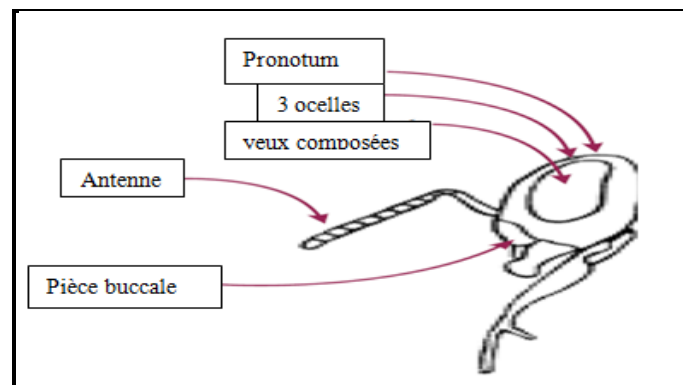
Toutes ces parties sont couvertes d'une matière cornée nommée chitine qui est une substance organique azotée qui constitue l'exosquelette ou tégumentaire des insectes (Maeterlinck, 1901).



**Figure 8:** Morphologie externe de l'abeille (anonyme modifier 2022).

### 5.1 Tête

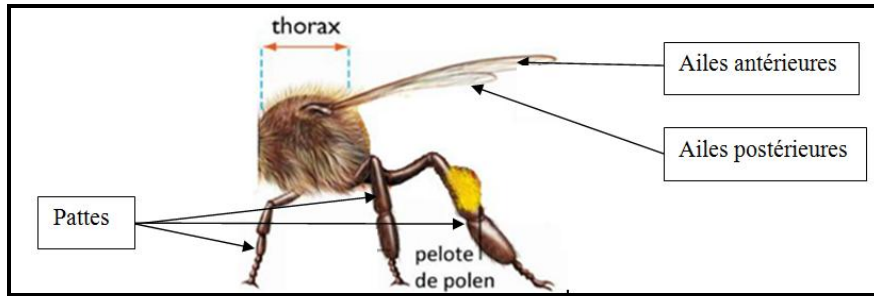
Sur la tête on distingue (figure 09) deux grands yeux composés noirs et poilus très allongés (facettes), et 3 yeux simples demi-sphériques (ocelles) (Girdwoyn, 1876), contient des antennes Insérées entre les ocelles et l'appareil buccal, Orientables constituées d'un scape suivi, brisés de 12 ou 13 articulations (Hamet, 1859 ; Winston, 1993), et d'un Appareil buccal composé d'une lèvre supérieure, des mandibules prolongées par une trompe adaptée à la récolte du nectar, d'une lèvre inférieure, des palpes et d'une langue (girdwoyn, 1876 ; chauvin remi, 1999).



**Figure 09 :** Tête de l'abeille (Fayet, 2014).

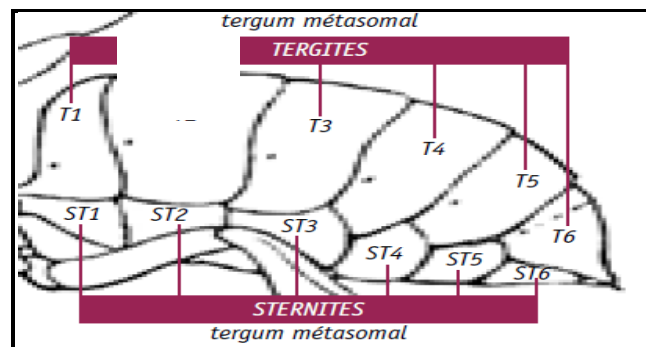
### 5.2. Thorax

Le thorax est formé de trois segments, il porte des pattes et deux paires d'ailes (figure 10). Les Pattes sont au nombre de six, réparties en trois paires (pattes antérieures, médianes et postérieurs) (Biri, 1989). et les Ailes sont deux paires membranaires attachées sur le segment postérieur du thorax, parcourus par les nervures (vaisseaux ou circule l'hémolymphe) ; des ailes antérieures (plus grandes que les ailes postérieures) (Girdwyn, 1876).



**Figure 10** : thorax de l'abeille (anonyme modifier 2022).

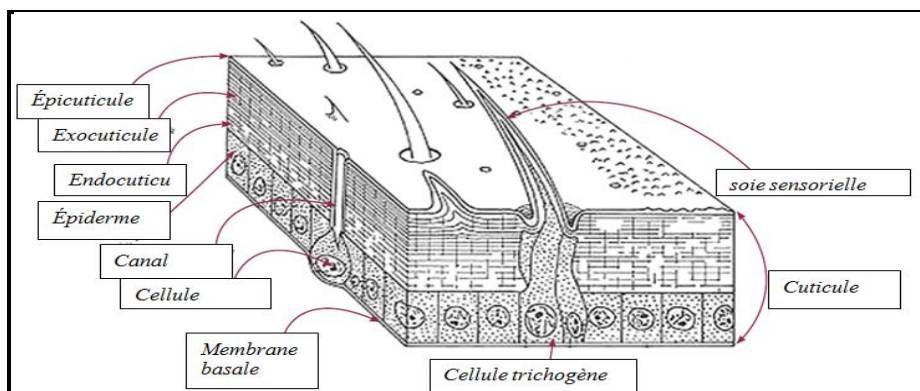
**5.3. Abdomen** : comporte des segments visibles, contient les organes internes ainsi que le dard ; (7 segments chez les femelles et 8 chez les males), le premier de ces segments étant celui qui forme le pétiole (figure 11) (Biri, 1989).



**Figure 11** : abdomen de l'abeille (Agnès Fayet, 2014).

Le corps de l'abeille est entouré d'un exosquelette protecteur (un squelette externe) (figure 12), qui est composé d'une cuticule, une couche externe en trois parties :

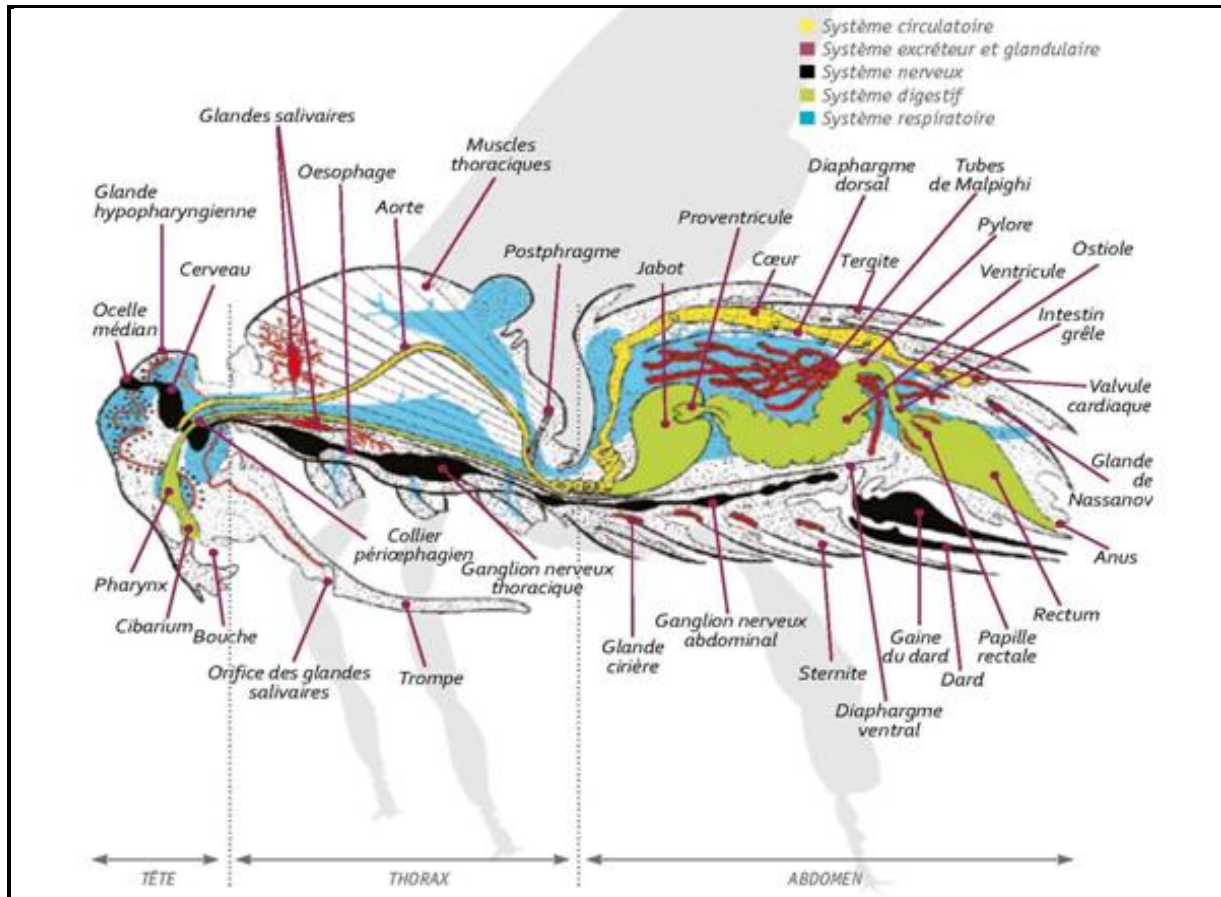
- l'épicuticule composée de lipoprotéines et de cire qui imperméabilise la carapace;
- l'exocuticule composée de protéines durcies et de mélanine qui apporte la coloration de l'enveloppe;
- l'endocuticule composée de protéines et de chitine, une substance souple et perméable.



**Figure 12** : Coupe de cuticule (Agnès Fayet, 2014).

## 6. Morphologie interne

A l'intérieure de l'abeille on trouve généralement cinq systèmes ; circulatoire, excréteur et glandulaire, nerveux, digestif et respiratoire (figure 13).



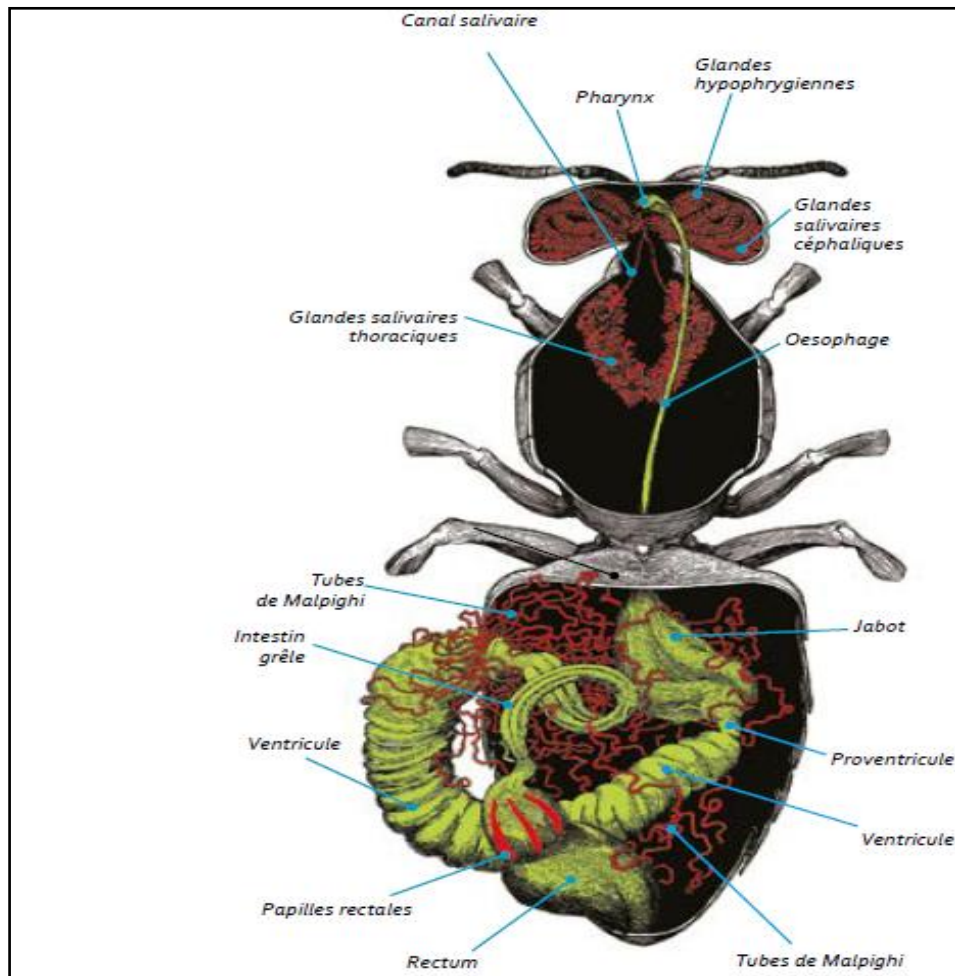
**Figure 13** : Anatomie interne de l'abeille apis mellifera (AgnèsFayet,2016).

### 6.1. Système digestif

Les organes de l'appareil digestif (figure 14) (tableau 02) de l'abeille mellifère permettent l'assimilation des aliments. Certaines glandes sont associées à l'appareil digestif tout en assurant des fonctions périphériques comme la production de substances nutritives ou un appui à l'assimilation des aliments (Winston, 1991 ; Dade, 1977).

**Tableau 02** : Anatomie externe de tube digestif de l'abeille *apis mellifera*

<b>Organes</b>	<b>Définitions et rôles</b>
<b>Œsophage</b>	C'est un tube qui s'étire depuis la bouche jusqu'au jabot.
<b>Jabot</b>	Poche extensible d'une contenance de 40 à 70 µl qui se situe dans l'abdomen de l'abeille réservoir de nectar et de miel
<b>Proventricule</b>	Le proventricule évite que le contenu du jabot ne finisse dans les intestins de l'abeille. Il joue le rôle de sas
<b>Intestin (Ventricule Et Intestin Grêle)</b>	L'intestin a des parois épaisses, très perméables, avec de gros plis. Les Suc digestifs présents dans l'intestin permettront de digérer sucres, protéines et matières grasses appropriés à l'alimentation
<b>Tubes De Malpighi</b>	Les tubes de Malpighi se présentent sous la forme d'un ensemble de tubes filiformes qui prolongent le canal alimentaire, sont des régulateurs chargés de l'osmorégulation pour le maintien d'équilibre ionique de l'hémolymphe, ils assurent la régulation de la quantité d'eau et d'ions présents dans le corps. Ils assurent aussi l'excrétion des déchets
<b>Rectum</b>	Le rectum est capable de se dilater de manière à pouvoir contenir les déchets de l'organisme pendant l'hiver avant que les abeilles puissent faire leur vol de propreté.
<b>Papilles Rectales</b>	Au nombre de six, les papilles rectales sont des sortes de tampons en partie chitinisés disposés autour du rectum. Ils servent à restituer de l'humidité aux cellules par un transport actif d'ions depuis le rectum, L'action est faite par pression osmotique.



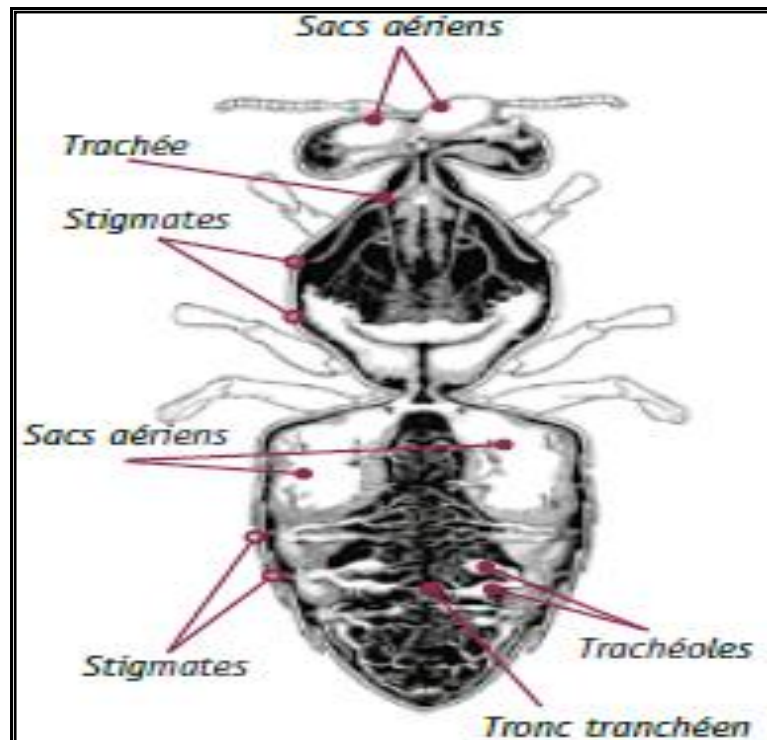
**Figure 14 :** Dissection d'une ouvrière Vue du dessus (Agnès Fayet, 2016).

Les besoins en oxygène varient en fonction du stade d'évolution de l'abeille, de son activité physique, de son métabolisme et de la température. La capacité de l'abeille d'augmenter rapidement sa capacité respiratoire de 3 à 135 mm/min lui permet de réaliser des tâches telles que voler ou produire de la chaleur pour chauffer le couvain ou ses congénères au sein de la grappe hivernale (Snodgrass, 1984).

## 6.2. Système respiratoire

La respiration chez l'abeille *apis mellifera* est produite par une ventilation mécanique provoquée par un mouvement de type « soufflet » assuré par les muscles de l'abdomen qui provoquent un mouvement des segments ; l'abeille ne dispose pas de poumons contrairement aux mammifères.

L'appareil respiratoire est constitué d'un système de trachées organisé en ramifications qui conduisent directement l'oxygène dans les moindres parties du corps de l'individu (Figure 15) (Klowden, 2013; Winston, 1991).



**Figure 15 :** Système respiratoire d'une abeille en vue dorsale (Snodgrass, 1984)

### 6.3. Appareil circulatoire

L'abeille *apis mellifera* ne contient pas un réseau de veines et d'artères, elle présente un cœur et l'hémolymphe qui remplit toute la cavité interne appelée hémocèle, où les organes baignent pour fournir à l'organisme les éléments nécessaires (Dade, 1977).

**L'hémolymphe** (le sang de l'abeille, ne contient pas d'hémoglobine) permet les échanges intercellulaires (hormones, déchets métaboliques, nutriments, échanges biochimiques, etc.), il se modifie selon l'état physiologique de l'abeille et son stade de développement.

**Le Cœur** (pompe) est un long vaisseau dorsal contractile, fixé à la paroi de l'abdomen par des ligaments appelés « ailes du cœur », il récupère l'hémolymphe contenu dans le sinus péricardique pour assurer le brassage et la circulation dans tout le corps, Il est (figures 16, 17) (Gilliam et al., 2010).

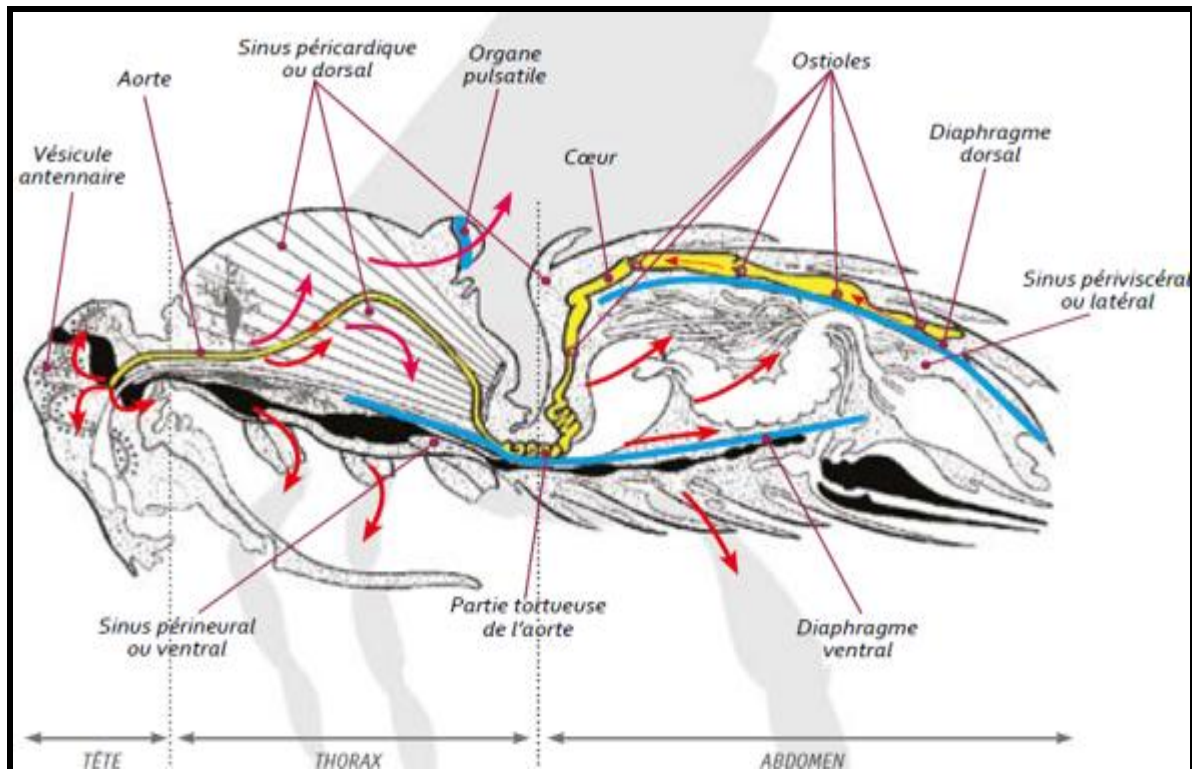


Figure 16 : Système respiratoire de l'abeille (Agnès Fayet, 2016).

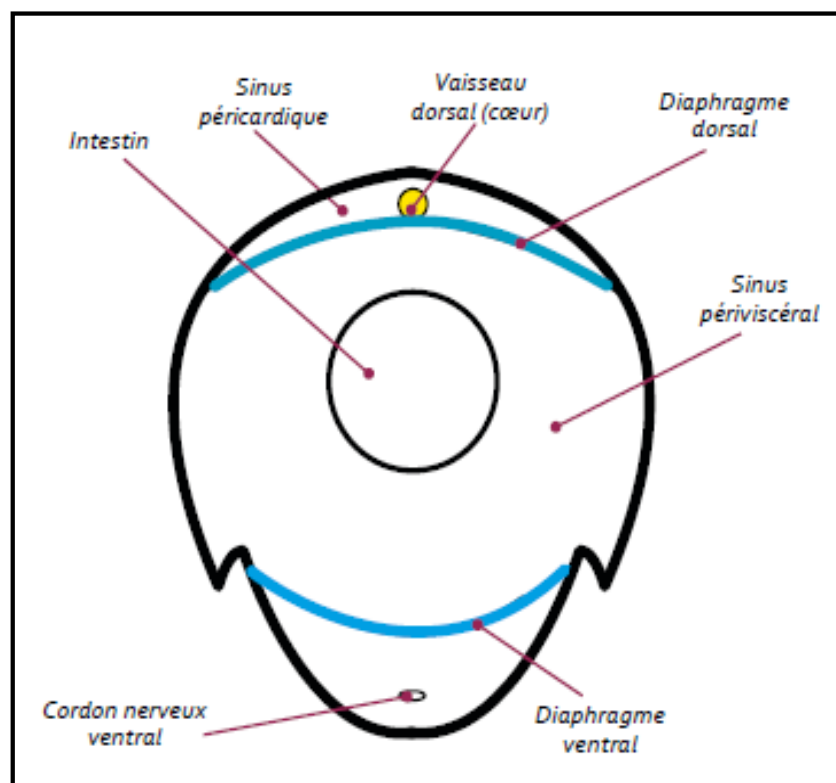


Figure 17: Position du cœur dans l'abdomen (Agnès Fayet, 2016).

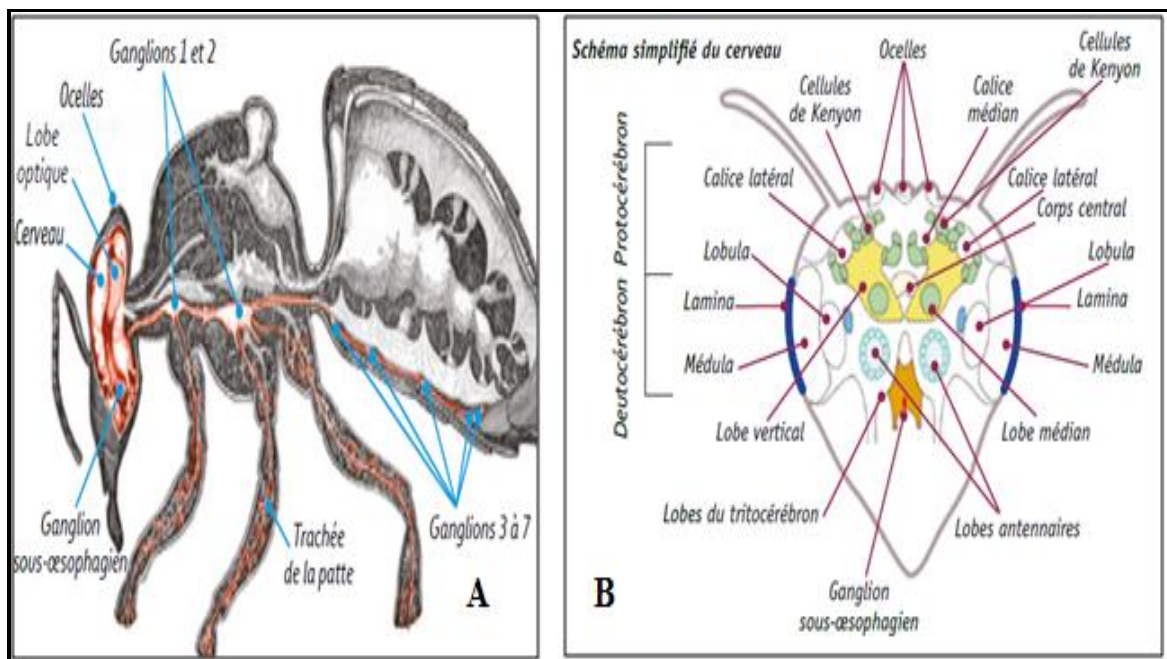
Le système nerveux central de l'abeille assure le lien avec son environnement et conditionne les actions qui découlent des informations reçues.

#### 6.4. Système nerveux

Le cerveau n'est pas le seul centre de commande, la chaîne nerveuse qui parcourt ventralement tout le corps, comporte des ganglions (2 thoracique et 5 abdominaux) relativement autonomes, qui reçoivent les influx des organes et commandent les mouvements.

Le cerveau comporte une masse sus oesophagien, et des ganglions (sous oesophagien, thoraciques, abdominaux).

La masse sus oesophagien composé de nerfs des yeux, des antennes et du labre, et le ganglion sous oesophagien contient les nerfs de la trompe et des mandibules par contre les ganglions thoracique reçoivent les nerfs des ailes et des pattes notamment et l'un des ganglions de l'abdomen commande le dard (figure 18) (la loi et pham-Délegue 2002).



**Figure 18:** A : Système nerveux ; B : Schéma simplifié du cerveau (Agnès Fayet, 2016).

##### 6.4.1. Capacités Mentales de l'abeille

- Capacité d'apprentissage (acquérir des réflexes conditionnés ; ex : présenter la langue quand elle reçoit une odeur) (la loi et pham- délégué, 2002) ;
- La mémoire du temps (elles reviennent aux lieux où elles trouvent habituellement la nourriture) ;
- La mémoire des couleurs et des formes et les associe (couleur + forme = nourriture) (Von Frisch, 1969).

- Disposent d'une carte mentale (peuvent trouver une direction définie par rapport à la position du soleil) (chauvin, 1999).

Le système de défense des abeilles s'organise à plusieurs niveaux, d'individu et de colonie, Le comportement agressif d'une abeille commence généralement par un vol d'intimidation puis à piquer (figure 19), accompagné par la sécrétion d'une phéromone d'attaque qui se répand et attire d'autres gardiennes qui, à leur tour, peuvent piquer. Cette phéromone d'attaque, l'acétate d'isoamyle, est produite par des cellules bordant la poche à venin (Rybak et Menzel, 2010).

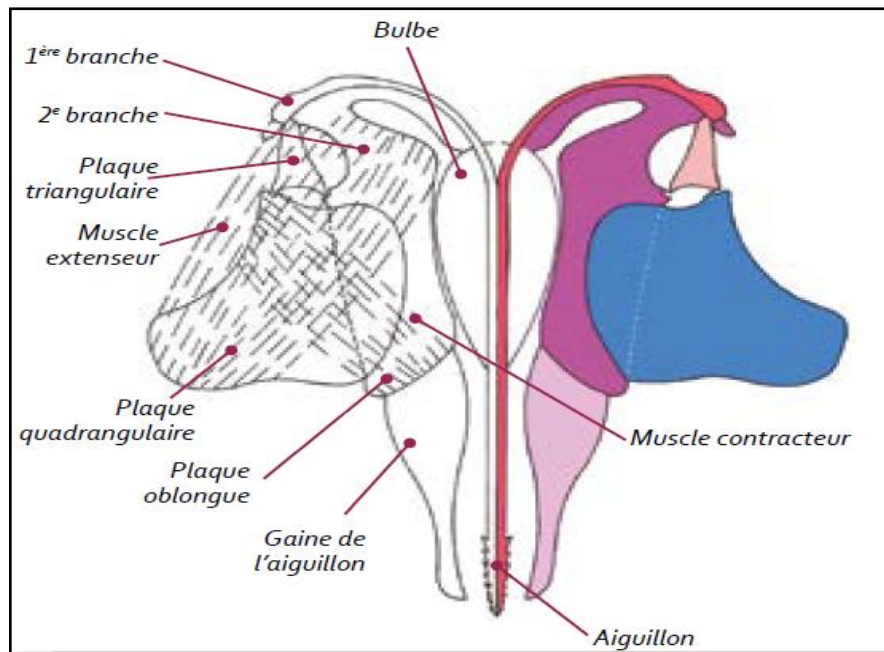


**Figure 19:** Pique d'une abeille (Comby, 2019).

### 6.5. Appareil vulnérant

L'appareil vulnérant (Figure 20) Présent chez la reine et les ouvrières mais pas chez les mâles il comprend :

- **Appareil glandulaire** : produisant le venin, compose d'une glande à venin débouchant dans la poche à venin et d'une glande alcaline débouchant à la sortie de la bouche à venin ;
- **Appareil moteur** : comprenant des muscles ainsi que des plaques permettant la projection du dard hors de la chambre (segments abdominaux modifiés) ;
- **Dard** : formé du bulbe prolongé par la gorgerette creusé de rainures ou peuvent glisser deux styles qui sont barbelés à leur extrémité et percés de fine canaux dont le venin s'écoule, l'aiguillon de la reine n'est pas barbelé.



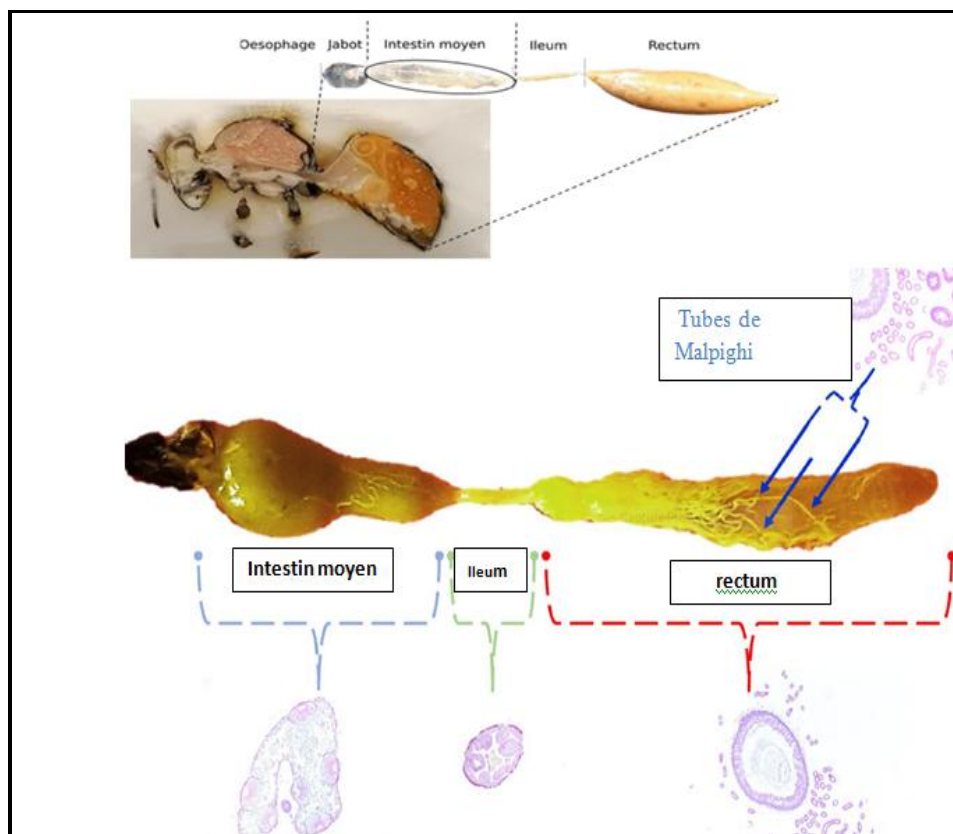
**Figure 20:** Coupe de l'appareil vulnérant vue latérale (Agnesfayet, 2016).

## 7. Histologie de l'abeille

### 7.1. Histologie de système digestif d'abeille *Apis mellifera anatoliaca*

Le système digestif des insectes comprend 3 parties : l'intestin antérieur, l'intestin moyen et l'intestin postérieur

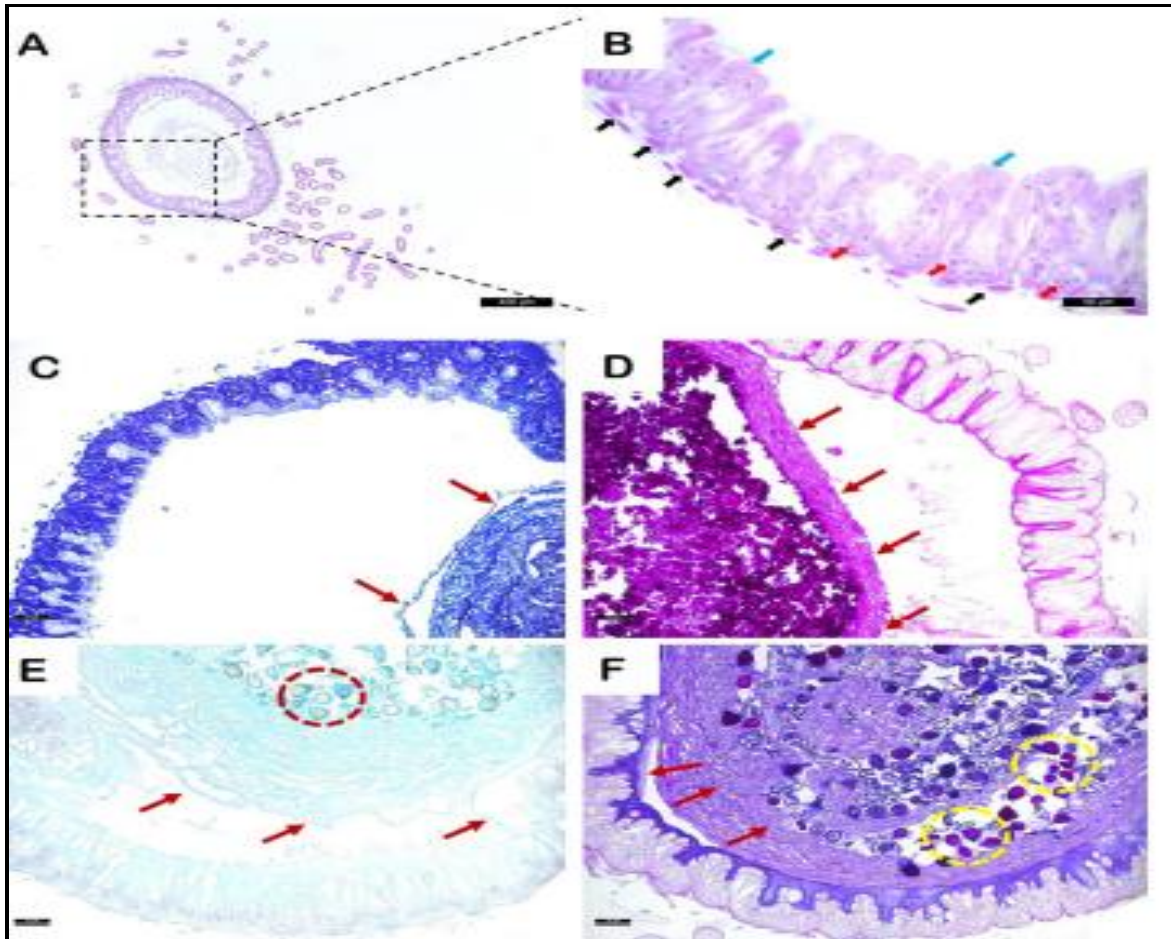
Chez les abeilles, l'intestin antérieur est constitué du pharynx et de l'œsophage, l'intestin moyen est constitué du ventricule véritable estomac et l'intestin postérieur est constitué de l'iléon et du rectum. Le ventricule est reconnu comme le principal organe de digestion et d'absorption du pollen, tandis que l'iléon et le rectum sont considérés comme responsables du contrôle osmotique *via* l'absorption d'eau et d'ions (Figure 21) (Gençer et Firatlı , 1999 ; Santos et Serrão, 2006 ).



**Figure 21** : Coupe sagittale d'une abeille (Camille houdelet, 2020 ; Ahmet Ceylan et *al* ., 2019).

### 7.1.1 Intestin moyen

L'examen macroscopique a révélé que l'intestin moyen (Figure 22) était situé dans la partie antérieure et dorsale de l'abdomen et avait une structure en forme de U. Il a été noté que l'intestin moyen présentait une couleur allant du brun jaunâtre pâle à brun foncé selon le contenu. Des tubes de Malpighi blanchâtres ou jaunâtres sont observés emmêlés autour de l'intestin moyen qui se vidait dans le tractus à la jonction ventricule et iléon (Gajger *et al.*, 2011).



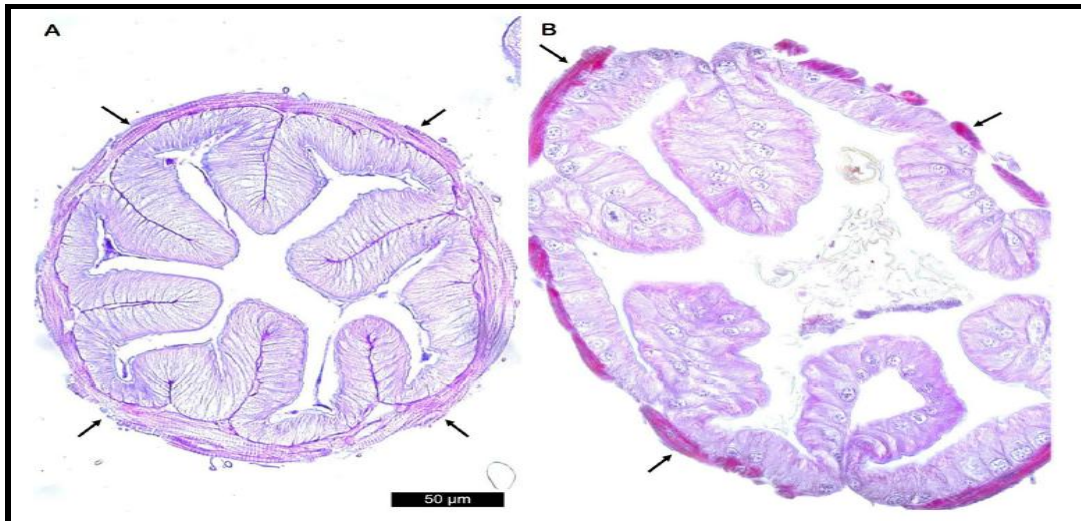
**Figure 22 :** Coupe histologique de l'intestin moyen, coloration trichrome de Mallory Vue au microscope optique, G 400 (Ceylan *et al.*, 2019).

A) Coupes transversales de l'intestin moyen et des tubes de Malpighi par coloration au trichrome de Mallory ; B) Vue générale de l'épithélium de l'intestin moyen. Cellules épithéliales cylindriques (flèche bleue), cellules basales (flèche rouge), couche musculaire (flèche noire) ; C) Vue générale de la coloration TB. Membrane péritrophique (flèche rouge) ; D) Vue générale de la coloration PAS. Forte réaction dans la membrane péritrophique (flèche rouge) et la surface apicale des cellules épithéliales ; E) Aspect général de la coloration AB. Cellules péritrophique (flèche rouge), contenu entouré de membrane péritrophique dans la lumière (cercle rouge) ; F) Aspect général de la coloration

PAS/AB. Membrane péritrophique (flèche rouge), contenu entouré de membrane péritrophique dans la lumière (cercle jaune).

### 7.1.2. Iléon

L'iléon s'étend comme un long tube de l'intestin moyen au rectum, et ne montre aucune spécialisation anatomique marquée. La fonction de l'iléon n'est pas entièrement comprise, bien que la présence d'une couche épithéliale de cellules cuboïdes ou cylindriques avec apical. Les replis de la membrane plasmique basale suggèrent que cet organe pourrait être impliqué dans l'absorption d'eau et de nutriments (figure 23) (Santos *et al.*, 2006).



**Figure 23** : Coupe histologique transversale de l'iléon, coloration trichrome de Mallory vue au microscope optique (Ceylan *et al.*, 2019).

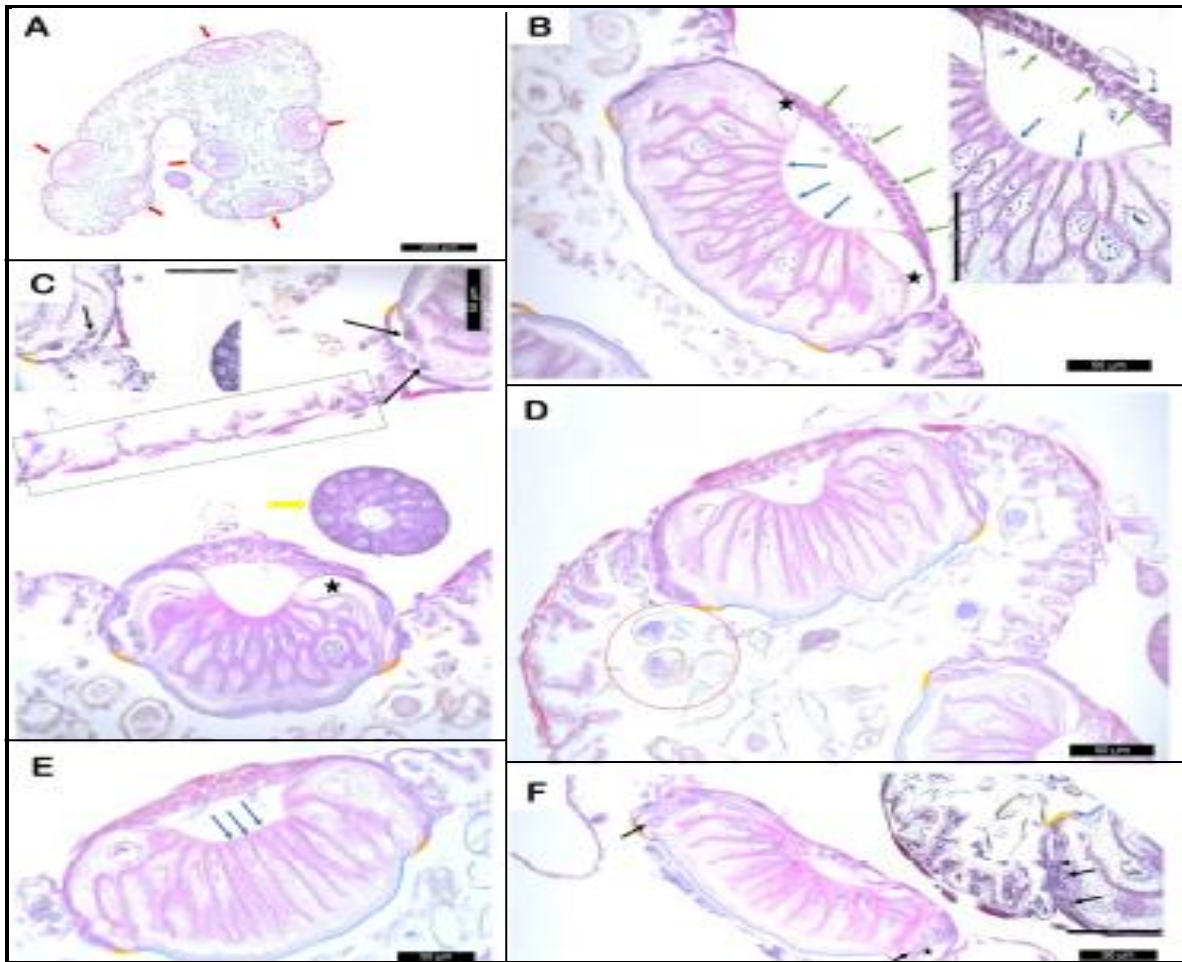
A) coloration PAS. Couche musculaire (flèche noire)

B). Coloration au trichrome de Mallory. Couche musculaire (flèche noire).

### 7.1.3 Rectum

Le rectum contient six papilles rectales creuses, contrairement aux coussinets rectaux trouvés chez d'autres hyménoptères. L'épithélium rectal (figure 24) est formé de cellules cubiques avec des spécialisations structurelles pour le transport des fluides, telles que des invaginations de la membrane plasmique apicale, des vésicules endocytaires, des jonctions scalariformes, un large espace extracellulaire et des vésicules à double membrane. Les cellules de forme globulaire forment les papilles rectales avec des invaginations superficielles

de la membrane plasmique qui varient de petites dépressions à de très grands sinus (Serrao et *al.*, 2004).



**Figure 24 :** Coupe histologique du rectum, coloration au trichrome de Mallory vue au microscope optique (Ceylan et *al.*, 2019).

A) Coussinets rectaux (flèche rouge) ;B) Cellules basales (flèche verte). La lumière (étoile noire) séparant les cellules basales et principales (flèches bleues) les unes des autres ; C) Épithélium pavimenteux simple du rectum (rectangle noir). Cellules de jonction (flèche noire). (Flèche jaune), lumen (étoile noire) ; D) Le contenu du rectum entouré de membrane péritrophique (cercle rouge). E) Cellules principales atteignant la lumière (flèche bleue) ; F) Cellules de jonction (flèche noire), et la lumière (étoile noire).

**Chapitre II :**  
**Pathologies et prédateur de l'abeille**

Comme tout être vivant, les abeilles sont menacées par des maladies, des parasites, des prédateurs ou des ennemis, qui peuvent être néfaste et nuisible pour les colonies.

## 1. Différentes pathologies

Les abeilles sont infectées par plusieurs maladies, causant un affaiblissement et des mortalités des colonies d'abeilles dans plusieurs pays du monde. Ces maladies touchent soit les adultes, soit le couvain soit les deux à la fois.

### 1.1. Maladies de l'abeille adulte

Les abeilles adultes sont susceptibles à une large variété de maladies qui pourraient être résumés comme suit : l'acariose des trachées, la nosémose, virus de paralysie chronique.

#### 1.1.1. Acariose des trachées

L'acariose des trachées est une parasitose de l'appareil respiratoire des trois castes de l'abeille adulte, provoquée par un acarien : *Acarapis woodi* (figure 25) qui appartient à la famille des Acarapidae (Mahunka, 1970).

Ce parasite se localise surtout dans la première paire des trachées thoraciques les plus développées, il se nourrit en pompant l'hémolymphe de l'abeille après avoir perforé la paroi trachéale. Séparé de son hôte, *Acarapis woodi* ne vit que quelques heures (Barbançon, 2003).



**Figure 25 :** *Acarapis woodi* observé avec microscope électronique (Delfinado et Baker, 1982).

Selon Fernandez et Coineau (2007), les principaux phénomènes observés suite à une acariose sont :

- ✓ Abeilles incapable de voler ;
- ✓ Abeilles affaiblies ; certaines peuvent avoir l'abdomen gonflé ;
- ✓ Forte mortalité des colonies en hiver ;
- ✓ Présence d'abeilles avec les « ailes en K » ou « ailes asymétrique » ;
- ✓ Peu de production de couvain pendant le printemps.

Dans la lutte, plusieurs produits permettent de traiter l'acariose : le menthol, le thymol et l'acide formique ainsi que des produits chimiques comme l'amitraz et le fluvalinate (Dawicke et *al.*, 1992).

### 1.1.2. Nosémose

La nosémose est une maladie de l'abeille domestique adulte, très fréquente à la sortie de l'hiver, pendant le printemps, l'automne et vers la fin de l'été (Lian, 1980).

Elle est due à une microsporidie appelée *Nosema apis*, un parasite intracellulaire qui infecte les cellules épithéliales du ventricule (Bailey et Ball, 1991), à ce niveau le parasite s'y multiplie et produit des formes de résistance appelées spores qui assurent sa dissémination (Fernandez et Coinneau, 2007).

Les cellules de l'épithélium du ventricule sécrètent des substances et des enzymes qui vont permettre la digestion des aliments. Dès la germination des spores, les cellules de l'épithélium sont envahies puis détruites et l'organe perd son activité (Fernandez et Coinneau, 2007).

Selon Adam (2012) un ensemble de symptômes peuvent apparaître qui sont essentiellement :

- ✓ Présence d'une importante mortalité autour de la ruche, sur le toit et sur la planche d'envol ;
- ✓ Difficultés ou l'impossibilité de voler ;
- ✓ Un abdomen distendu et globuleux du fait de l'accumulation des excréments ;
- ✓ Un intestin qui présente un aspect anormal blanchâtre ;
- ✓ Des changements de reines au printemps ;
- ✓ Consommation d'une grande quantité d'aliments.

Plusieurs substances ont été essayées pour lutter contre *N-apis*, mais seul la fumagiline et certaines substances à base de mercure ont donné des résultats satisfaisants (Philippe, 2007).

### 1.1.3. Virus de paralysie chronique (CBPV)

La paralysie chronique est une maladie infectieuse, contagieuse qui atteint les trois castes de l'abeille adulte (Barbançon, 2003), due à un virus appelé virus de la paralysie chronique des abeilles (CBPV), qui infecte le tissu nerveux et l'intestin (Bailey et *al.*, 1963).

Les abeilles atteintes sont entassées à l'intérieure de la ruche avec un abdomen gonflée, des ailes disloquées, sans poils, d'une couleur foncée qui semblent grasseuses ou

brillantes (Fernandez et Coinneau, 2007). La désinfection méthodique du matériel apicole est le meilleur remède (Binon et Diel, 2006).

## 1.2. Maladies du couvain

Les hivers longs et/ou très humides et les périodes de gel à plus de 10°C pendant plus de 10 jours, peuvent entraîner des maladies au couvain au réveil de la colonie et la mort des larves parmi ces maladies : la loque américaine, la loque européenne, l'ascosphérose (Bacher et Merle, 2016)

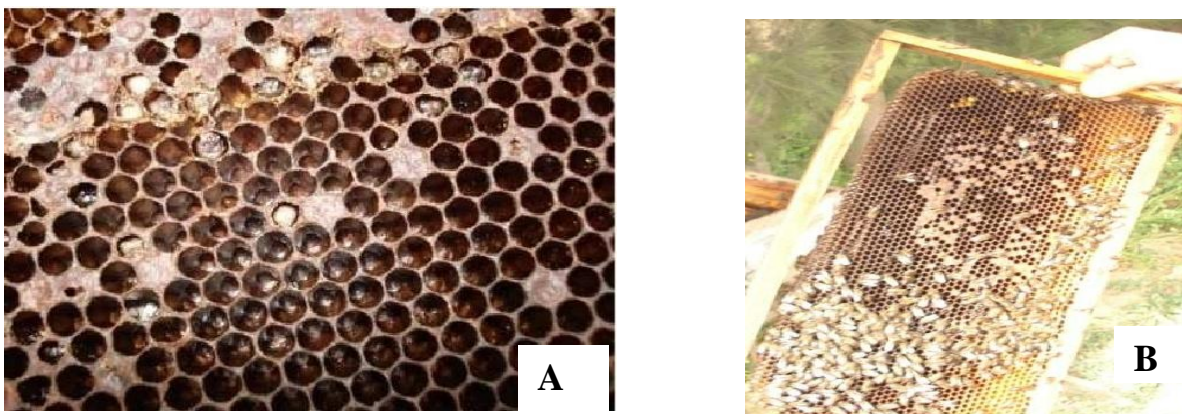
### 1.2.1. Loque américaine

La loque américaine est une maladie contagieuse très grave qui affecte les larves d'abeilles operculées (Barbançon, 2003), qui est provoqué par une bactérie dénommée *paenibacillus larvae*.

Les larves sont infectées suite à une ingestion des spores via la nourriture (Biri, 2010), qui germent dans l'intestin de la larve après 12 heures, aboutissent à la libération d'une forme végétative de la maladie. Les bactéries sont phagocytées par les cellules intestinales qu'elles vont ensuite lyser et finalement se répandre dans l'hémolymphe des larves conduisant à leur destruction totale (Adam, 2012).

D'après Ballis (2014), les symptômes de la pathologie sont :

- ✓ Colonies affaiblies et plus ou moins dépeuplées ;
- ✓ Couvain en mosaïque avec des cadres qui semblent humides ou gras (Figure 26) ;
- ✓ Larves mortes de couleur brunâtre transformées en masse visqueuses



**Figure 26 :** A ; B Couvain en mosaïque d'une ruche atteinte de loque américaine (Adjlan, 2012).

Le traitement de cette maladie dépend de son stade de développement dans la colonie, car les colonies très infestées seront obligatoirement détruites par le feu, les colonies contenant quelque cellules loqueuses pourront être traitées par un antibiotique (Miyagi et *al.*, 1999).

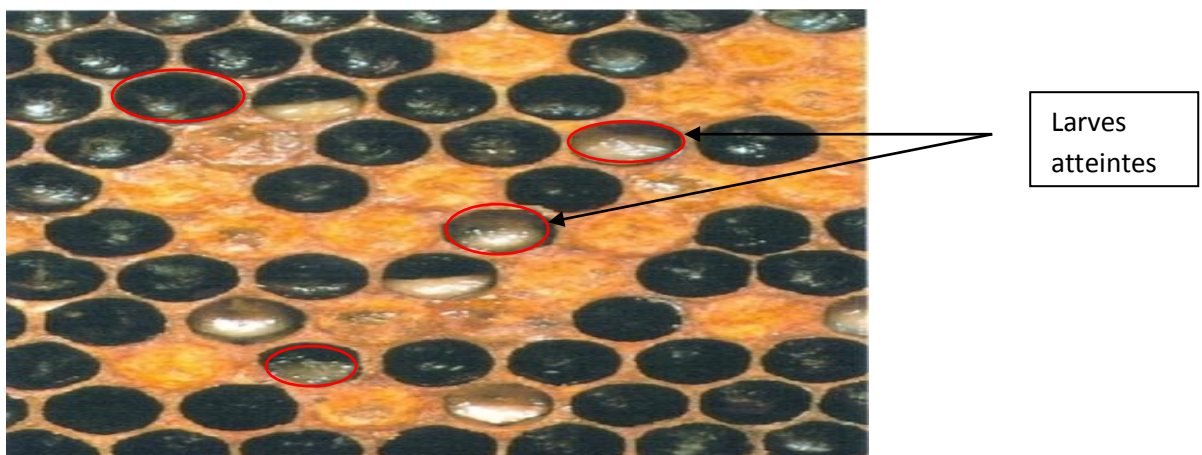
### 1.2.2. Loque européenne

La loque européenne est une maladie infectieuse et contagieuse s'attaquant aux larves de moins de deux jours (Allipi, 1999). L'agent causal principal est une bactérie appelée *Melissococcus pluton* qui favorise l'apparition et le développement d'autre germe secondairement (Lactobacilles euryalice, paenibacillus alvei, paenibacillus apiarius, Enterococcus faecalis) (Bailey, 1963).

La bactérie *Melissococcus pluton* affecte le couvain avant l'operculation, elle est ingérée par les jeunes larves avec la nourriture, puis se développe dans l'intestin moyen et provoque une infection puis la mort de la larve (Barbançon, 2003).

D'après Ballis (2014) la pathologie se manifeste par :

- ✓ Couvain mosaïque (Figure 27) ;
- ✓ Larves affaissées jaune puis gris puis brunes ;
- ✓ Operculés affaissés ;
- ✓ Désorganisation et affaiblissement de colonies.



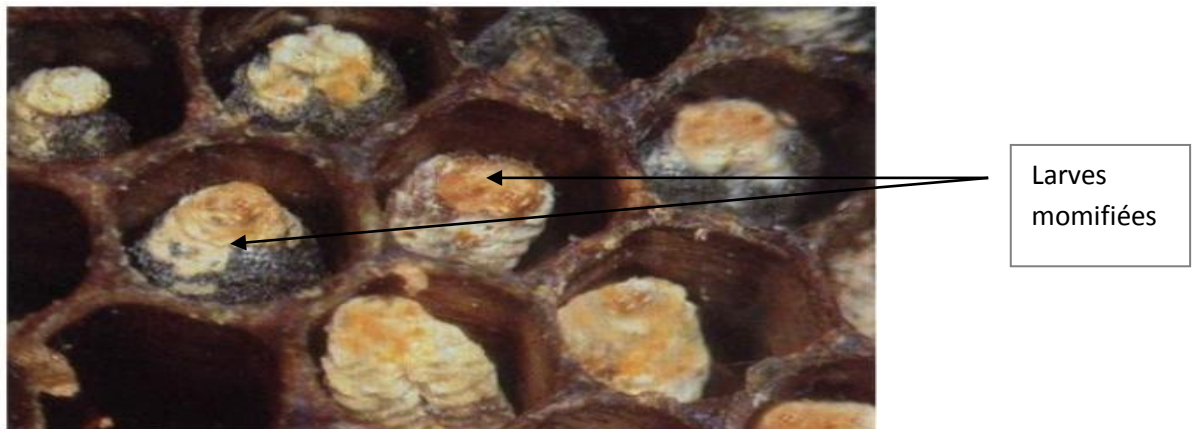
**Figure 27** : Larves infectées par la loque européenne (Adam, 2012).

Les mesures de lutte sont les mêmes que la loque américaine, la destruction de la colonie avec nettoyage obligatoire du matériel et des cadres par les apiculteurs (Belloy et *al.*, 2007).

### 1.2.3. Ascospherose ou couvain plâtré

L'Ascospherose est une maladie peu grave mais assez répandue et contagieuse du couvain. La maladie est appelée couramment « couvain plâtré » à cause de l'aspect particulier des larves atteintes qui offrent la consistance du plâtre (Figure 28) (Fernandez et Coinneau, 2007).

Elle est due à un champignon *Ascospheera apis* qui infecte le couvain de moins de cinq jours (Adam, 2012), dont les spores sont ingérées par les larves avec la nourriture. Une fois parvenues dans l'intestin, ces spores germent et produisant un mycélium qui grandit et finit par transpercer les larves (Guiliford, 1994).



**Figure 28 :** Larves atteintes de l'Ascospherose (Fernandez et Coinneau, 2007).

Selon Ballis (2016), les symptômes typiques à la pathologie sont :

- ✓ Momies blanches ou noires dans le couvain operculé ;
- ✓ Couvain operculé en mosaïque ;
- ✓ Larves droites dans les alvéoles désoperculées ;
- ✓ Colonies faibles, plus ou moins dépeuplées.

La prévention est importante car il n'existe pas de médicament très efficace pour lutter contre cette maladie. L'apiculteur doit désinfecter les plateaux à la sortie de l'hiver et éviter les emplacements humides et peu ensoleillés (Barbançon, 2003).

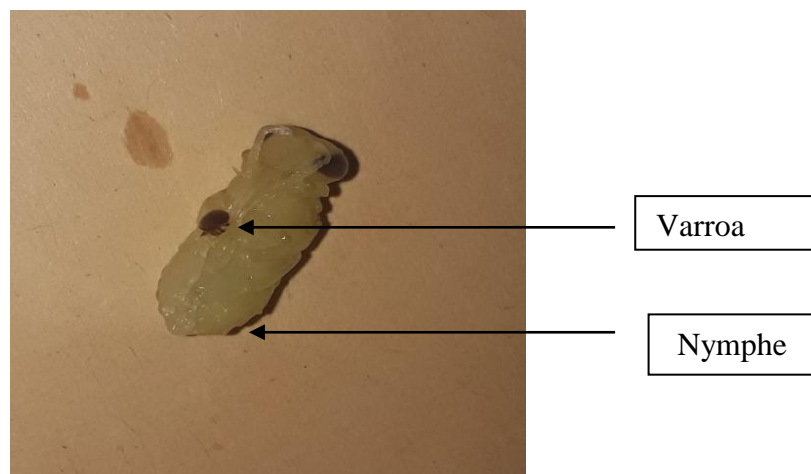
### 1.3. Maladies d'abeilles adultes et du couvain

Divers pathologies parasitaire et virales menacent la santé de l'abeille adulte et son couvain, on peut citer : la varroase, le virus des ailes déformés (DWV) et le couvain sacciforme (SBV).

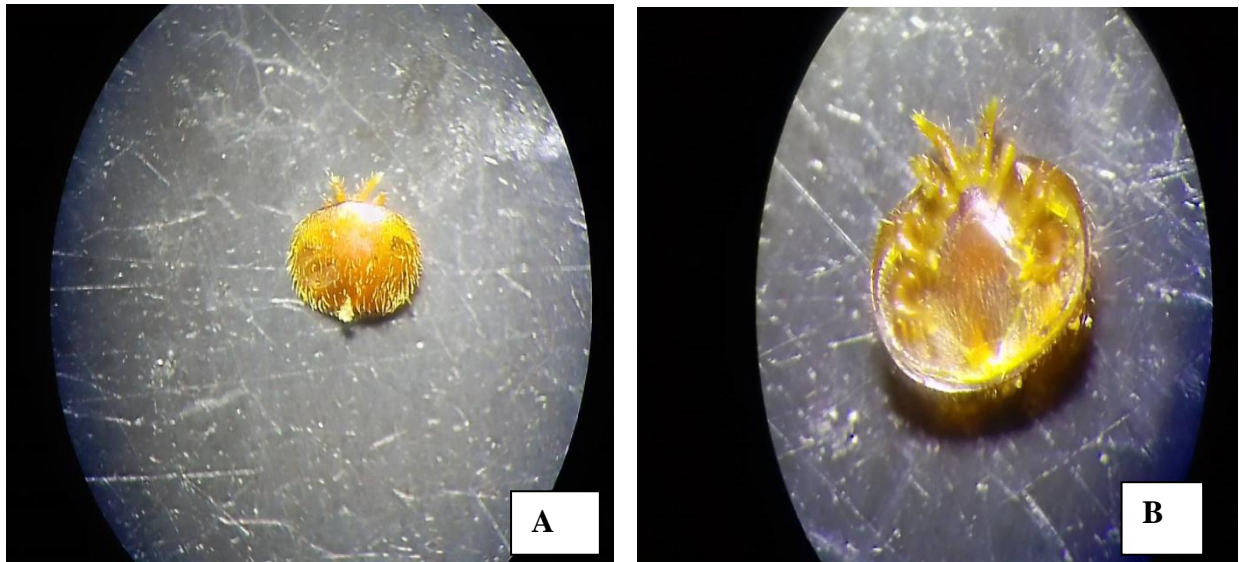
#### 1.3.1. Varroase

La varroase est une pathologie parasitaire de l'abeille adulte et de son couvain, due à un parasite externe hématophage *varroa destructor* (Figure 29 ; 30) (Naquet, 2011), de la famille des varroïdae, visible à l'œil nu.

La femelle du varroa est de couleur marron clair à marron foncé et mesure 1,1 à 1,2 mm de longueur sur 1,5 à 1,6 mm de largeur, son corps est de forme ellipsoïdale avec une face ventrale aplatie et une face dorsale bombé. Le mâle n'est jamais visible hors du couvain, il est plus petit que la femelle, avec 0,75 à 0,92 mm de longueur sur 0,70 à 0,91 mm de largeur. Son corps est de forme arrondie et de couleur jaune clair à blanche (Fernandez et Coinneau, 2007).



**Figure 29 :** *Varroa destructor* retrouvés sur une nymphe d'abeille (Originale, 2022).



**Figure 30 :** *Varroa destructor* observé sous une loupe binoculaire : A : vue dorsale ; B : vue ventrale (Originale, 2022).

Le *varroa destructor* s'attaque à l'hémolymphe et aux tissus adipeux de l'abeille, il parasite les abeilles adultes et le couvain selon trois actions pathogènes (Poncet, 2009) qui sont :

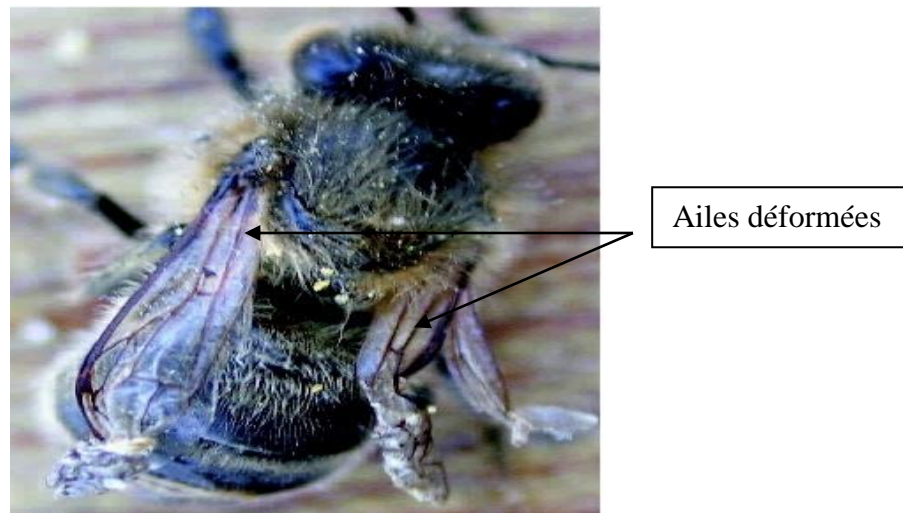
- L'action mécanique : les abeilles parasitées par un ou plusieurs varroas se trouvent gênées dans l'accomplissement de leurs tâches, ce qui entraîne la réduction de leurs durées de vie (Fernandez et Coinneau, 2007).
- L'action prédatrice : la prise répétée de l'hémolymphe au cours de développement de l'abeille affaiblit celle-ci, perturbe son métabolisme et provoque une diminution du taux de protéine (Faries et Rosenkarz, 1996).
- L'action vectrices : les lésions de la cuticule occasionnées par les piqûres de *V.destructor* constituent une porte d'entrée pour l'invasion d'autres agents pathogènes et la transmission de plusieurs virus comme le virus des ailes déformés (DWV) (Bowen et *al.*, 1999).

La lutte contre la varroase vise à maintenir l'infestation en dessous du seuil dommageable, en utilisant plusieurs moyennes de lutte chimique, biotechnique et naturelle (Adjlan, 2012).

### 1.3.2. Virus des ailes déformés (DWV)

Le virus des ailes déformés (DWV) est le virus le plus dangereux actuellement, car il persiste dans les colonies grâce à une infection latente, sans signe clinique. Il se transmet via

la nourriture et provoque des malformations morphologiques nettement visible sur les abeilles naissantes, plus particulièrement au niveau des ailes (Figure 31) (Barbançon, 2003 ; Ball, 1987), comme il peut être détecté dans toutes les parties du corps de l'abeille (Chen et al., 2004).



**Figure 31** : Abeille aux ailes déformées (Faucon et Chauzat, 2008).

### 1.3.3. Virus du couvain sacciforme (SBV)

Le couvain sacciforme est une maladie infectieuse et contagieuse de l'abeille causant des pertes énormes pour la colonie. Il doit son nom à l'aspect particulier des larves mortes qui se présentent sous forme d'un petit sac rempli de liquide qui deviennent jaunes puis brunes dans leur partie céphalique (Figure 32). Le couvain apparaît en mosaïque avec mortalité de larves avant et après operculation (Barbançon, 2003).



**Figure 32** : Larve atteinte de virus SBV (Faucon, 1992).

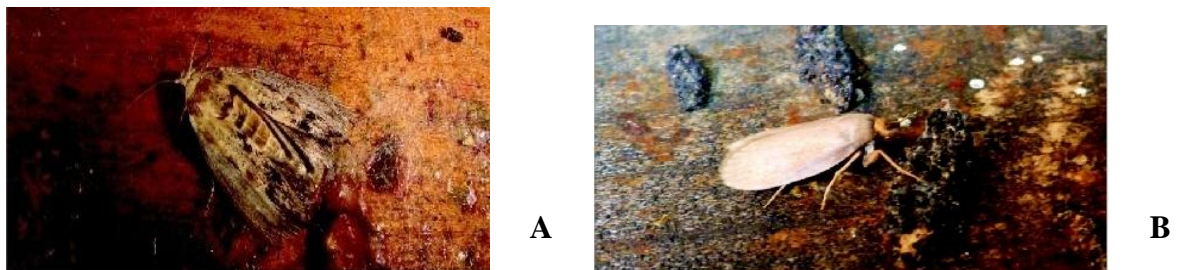
Bien qu'il soit principalement une maladie des larves, le virus du couvain sacciforme (SBV) contamine aussi les ouvrières qui nettoyant les cellules et se débarrassent des larves mortes (Bailey, 1969), il se multiplie dans les glandes hypopharyngiennes des abeilles et provoque leurs dégénérescences ce qui empêche le développement des jeune abeilles (Bailey, 1991). Il n'existe aucun traitement contre ce virus et le plus souvent disparaît spontanément durant le miellé sans aucune intervention (Barbançon, 2003).

## 2. Ennemie et prédateurs des abeilles

Les ennemis des abeilles causent aux adultes, aux larves, au miel ou à la cire des dommages et parmi eux ont a : la fausse-teigne, pou des abeilles, le petit coléoptère de la ruche, le sphinx tête de mort, les oiseaux.

### 2.1. Fausse-teigne

La fausse-teigne est une espèce voisine des papillons, capable de parasiter les ruches, il existe deux espèces : *Galleria mellonella* ou « grande fausse-teigne » et *Achroea grissella* ou « petite fausse-teigne » (Figure 33), les larves de la fausse-teigne peuvent infester les ruches et causer des pertes économiques importantes, qui sont surtout dans les colonies faibles, malades, ou orphelines (Boucher, 2016).

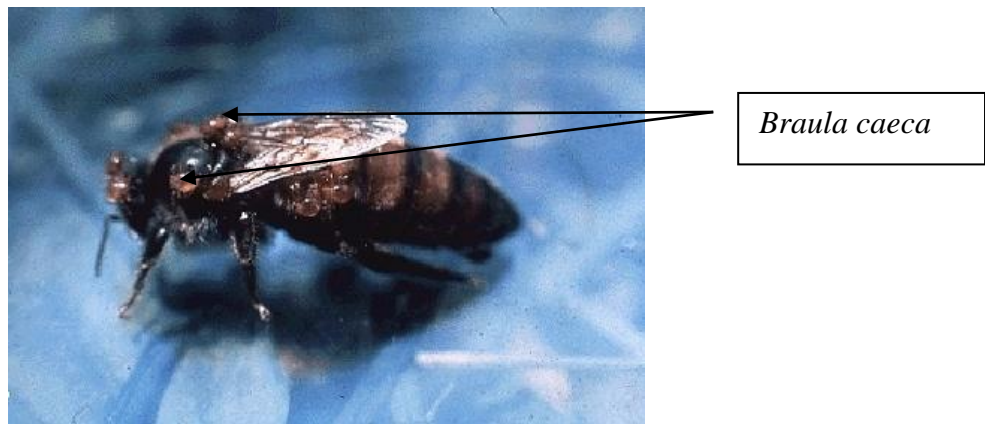


**Figure 33** : A : *Galleria mellonella*. B : *Achroea grissella*. (Boucher, 2016).

La femelle adulte dépose ces œufs sur les cadre de pollen, ou dans les fissures à l'intérieure des hausse. Après éclosion les larves se nourrissent de pollen, de cire et de cocons en creusent des galeries qu'elles tapissent de soie, ce qui les protège des abeilles (Charrière et Imdorf, 1999). De plus, lorsque les larves croissent, elles commencent à établir des ponts de soie entre les rayons, ce qui entrave fortement la circulation des abeilles à l'intérieure de la ruche. La meilleur défense contre la fassse-teigne consiste à maintenir les colonies fortes et saines (car elles se défendent ainsi très bien contre ce mite), et placer les cadres dans un endroit ventilé, frais et éclairé (Samson, 2014).

## 2.2. Pou des abeilles : *Braula caeca*

*Braula caeca* est un diptère (insecte), globuleux, beige ou brun plus ou moins foncé, d'un millimètre de diamètre (Figure 34). Il se teint généralement sur le thorax et la tête des ouvrières, des mâles mais beaucoup plus sur les reines (Jeane et Le Conte, 2005). La préférence du diptère pour les reines est en relation avec son comportement alimentaire et la longévité de la reine, il se nourrit du miel qu'il prélève directement en suçant l'appareil buccal de ces dernières (Ravazzi, 2003). Dans la lutte *Braula caeca* est sensible aux traitements antiparasitaires utilisés pour la varroase (Adam, 2012).



**Figure 34** : Pou sur une reine d'abeille (Mareec et *al.*, 2007).

## 2.3. Petit coléoptère de la ruche

Le petit coléoptère de la ruche *Aethina tumida*, est originaire d'Afrique du sud où il est l'hôte de l'abeille du cap. Il est responsable d'énormes pertes économique au niveau des colonies, sur les cadres et sur le miel (Adam, 2012).

Les adultes ont une couleur brun-jaunâtre à noir (Figure 35), une taille moyenne de 5,7mm de longueur sur 3,2mm de largeur (Lundie, 1940).



**Figure 35 :** *Aethina tumida*, adulte en vue dorsale (Fernandez et Coineau, 2007).

Les principaux dommages causés à la ruche sont dus à la présence de grandes quantités de larves qui creusent des tunnels dans les rayons de miel et de couvain tout en se nourrissant. La présence des excréments des larves dans le miel cause une fermentation, provoquant alors l'apparition d'une odeur particulière d'oranges pourries et l'écoulement du miel hors des rayons, la colonie ainsi affectée se verra abandonnée par les abeilles (Charrière et Imdorf, 1999).

#### 2.4. Sphinx tête de mort

Chez les lépidoptères nuisibles aux abeilles, outre la fausse teigne, un magnifique et gros papillon nocturne très friand de miel : le sphinx tête de mort (Figure 36) qui pénètre dans les ruches et ingurgite de grosse quantité de miel lorsque les abeilles n'arrivent pas à le neutraliser (Barbançon, 2003).



**Figure 36 :** Sphinx tête de mort (Benjamin Bonlien et al, 2016).

### 2.5. Oiseaux

De nombreux oiseaux peuvent se comporter en prédateurs vis-à-vis des abeilles, ce sont surtout le guêpier, la mésange et le pic vert. Le plus redoutable entre eux est le guêpier qui chasse les abeilles en vol. La mésange frappe avec son bec les parois de la ruche et fait sortir les abeilles dont elle se nourrit. Le pic vert arrive à détruire les ruches en bois et à manger le miel dans les rayons, et il fait plus de mal par les coups de bec qu'il donne à la ruche et le bruit met les abeilles en bruissement (Barbançon, 2003).

### 3. Syndrome d'effondrement des colonies d'abeilles (CCD)

Le syndrome d'effondrement des colonies d'abeilles se caractérise par une perte rapide et massive de la population d'abeille adulte dans une colonie, sans que des abeilles mortes ne soient retrouvées, ni dans la colonie ni à proximité (Sharma, 2014). Dans la phase terminale de ce phénomène la reine se retrouve entourée de quelque ouvrière, avec la ruche qui contient des réserves de nourriture et du couvain operculé. Certains chercheurs soulignent le rôle joué par *V.destructor* dans ce phénomène, les analyses initiales menées sur ce syndrome avaient révélé la présence de nombreux agents pathogènes mais sans déterminer de cause spécifique (Pettis et al., 2007).

### 4. Facteurs environnementaux favorisant les pathologies

D'après Fernandez et Coineau (2007), les apports en pollen doivent être suffisants et variés pour satisfaire les besoins de la colonie, mais les conditions météorologiques conditionnent la période de floraison, la quantité et la qualité de nectar produit. Ainsi un climat humide peuvent confiner les abeilles dans la ruche et favoriser le développement des maladies, un hiver trop long et de mauvaises conditions prolongées en période de miellée peuvent empêcher les butineuses de sortir et donc réduire les réserves et provoque des mortalités hivernales. Le réchauffement climatique provoque aussi une évolution de la flore et par conséquent une évolution, voire la disparition de la faune pollinisatrice Associée (Haubruge et al., 2006) . L'extension des monocultures et l'affaiblissement de la biodiversité peuvent avoir pour conséquences une carence des abeilles en acides aminés, préjudiciable à leur santé, au développement du couvain et à la santé de la colonie (Vidal-Naquet, 2012).

## 5. Règles de prophylaxie

La prophylaxie est l'ensemble des mesures propres à prévenir l'apparition et le développement des maladies contagieuses, est le meilleur moyen d'avoir des colonies fortes et en bonne santé. Selon Ballis, (2013) les mesures indispensables à mettre en place sont :

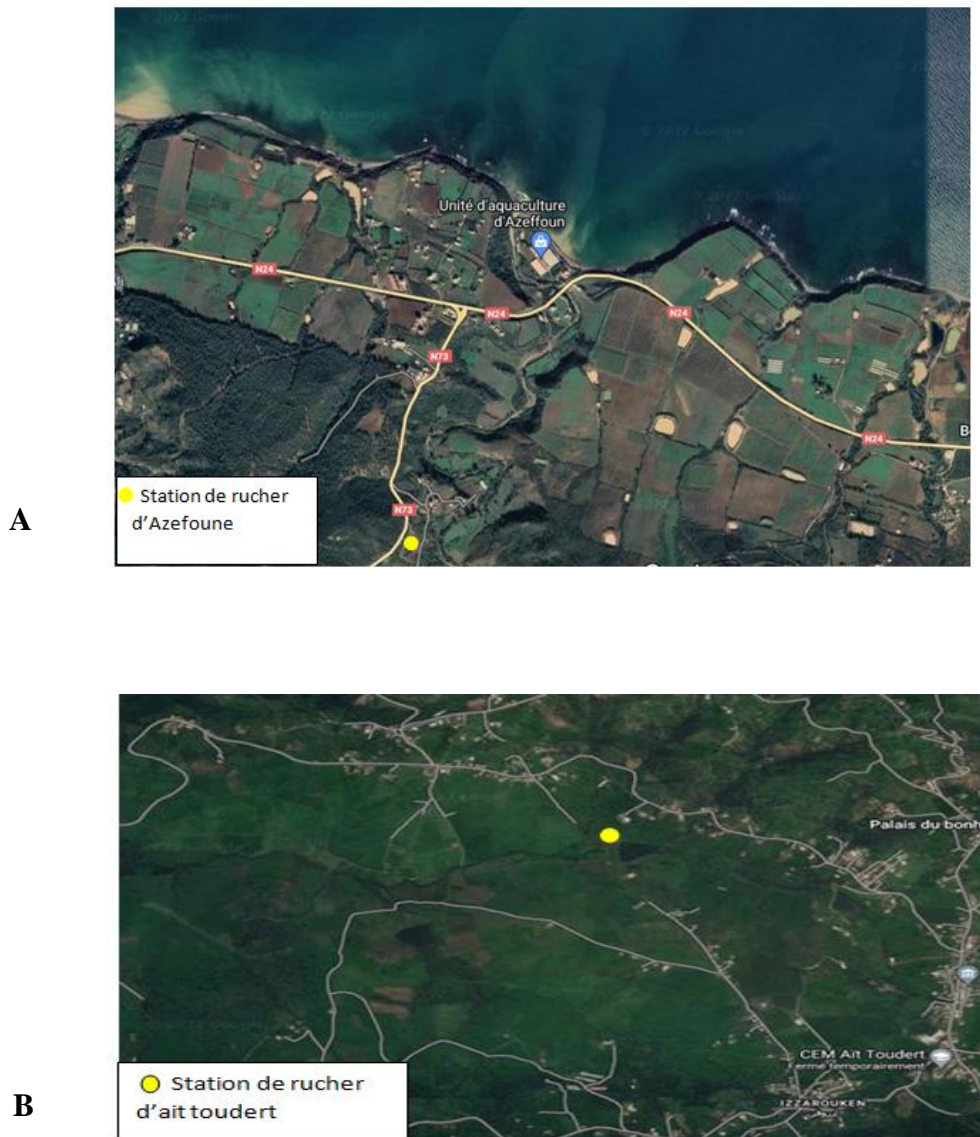
- Choisir un endroit riche en ressources alimentaires (plantes à pollens et mellifères) ;
- Placer les ruches dans un endroit bien exposé au soleil pour éviter l'humidité, et à l'abri des courants d'air ;
- Propreté du matériel apicole, du rucher et de la tenue de l'apiculture, surtout les désinfecter lors de passage d'une ruche malade à une autre saine ;
- Désinfecter une fois par an : le plateau, le corps de la ruche après avoir gratté la cire et la propolis et passer les éléments à la flamme ;
- Renouveler chaque année environ trois cadres sur dix constitue une excellente mesure d'hygiène ;
- Changer la reine tous les deux ans, et sélectionner les colonies résistantes ;
- Traitement régulier des ruches contre le varroa car un affaiblissement des abeilles suite à l'infection du varroa entraîne des maladies ;
- Lors de transfert des cadres, il faudra veiller à l'absence de toutes maladies pour éviter les risques de contamination ;
- Les jeunes colonies sont fragiles, il faut leur apporter plus d'entretien car il sont sujettes aux attaques des prédateurs tel que la fausse-teigne. Effectuer les visites des colonies quand elles s'imposent, pour contrôler l'état des provisions et la qualité du couvain ;
- Nourrir les ruches pour but d'apporter les provisions qu'il faut dans certaines périodes de l'année (nourrissement massif (lourds) pendant l'hiver, nourrissement stimulant (léger) au début de printemps ou à la fin de l'été) ;
- Éviter le nourrissement dans la journée pour réduire les risques de pillage ;
- Réduire le trou de vol en fonction de la force de la colonie ;
- Avoir une bonne connaissance des maladies et être vigilant.

**Chapitre III :**  
**Matériel et méthodes**

Le but de cette étude est de déterminer les différences morphologiques et les structures histologiques des différentes espèces d'abeilles domestiques au niveau de deux stations dans la wilaya de tizi ousou.

### 1. Zone d'étude

Cette étude a été réalisée dans la wilaya de Tizi-Ouzou se situe au nord de l'Algérie a une altitude de 200m, distance d'une trentaine de Km de la méditerranée au niveau de deux stations a altitude différent : Azeffoune (Issoumatèn) et Ouacif (Ait toudert) (Figure 37).



**Figure 37** : Stations d'échantillonnage A : Azeffoune ; B : Ouacif (Ait toudert) (Google earth, 2022).

## 2. Stations d'échantillonnage

### 2.1 Station du premier rucher

Le premier rucher est localisé dans la daïra d'Azeffoune situé près de la mer (environ 1 km à vol d'oiseaux) avec une altitude de 100m, et un climat humide. Le rucher d'expérimentation est composé de 35 ruches posées dans un endroit incliné vers le nord-est, à côté d'un fleuve d'eau douce entourées d'une végétation dense dont la *cassia gandis* et la lavande sont les plus abondants (Figure 38).



**Figure 38** : Rucher d'Azeffoune (Originale, 2022).

### 2.2. Station du deuxième rucher

Le deuxième rucher est localisé dans la daïra d'Ouacif à 500m d'altitude, caractérisé par un climat semi aride. Le rucher d'expérimentation est composé de 6 ruches posées dans un endroit plat près d'un petit barrage d'eau douce, entourées d'une végétation importante (arbres d'eucalyptus et de chêne, de plantes mellifères comme le chardon, sainfoin et des petites fleurs ....) (Figure 39).

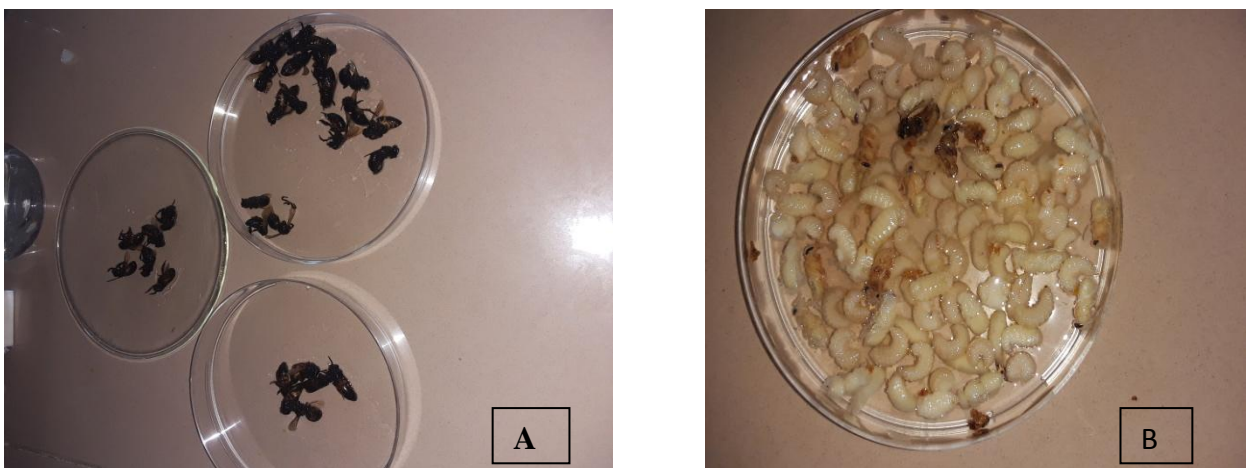


**Figure 39** : Rucher de Ouacif (Ait toudert) (Originale, 2022).

### 3. Matériels

#### 3.1. Matériel biologique

Cette étude est portée sur 7 échantillons d'abeilles comprenant des abeilles adultes, de nymphes, et de larves d'*Apis mellifera* de différentes régions dans la wilaya de Tizi-Ouzou : Azeffoune et Ouacif (Ait toudert), provenant d'un élevage privé (Figure 40).



**Figure 40** : **A** : Echantillon d'abeilles adultes ; **B** : Echantillon de larves et nymphes d'abeilles (Originale, 2022).

### 3.2. Matériels de laboratoire

Alcool (50% ; 70% ; 90% ; 100%) ; xylène ; paraffine ; fixateur de Bouin Holland ; Hématoxyline ; Fushine acide panseau ; Orange G. ; Vert lumière ; eau acétifié ; eau gélatiné ; l'eukitt.

L'expérimentation à nécessiter l'utilisation d'autres équipement tel que : Etuve ; microtome ; microscope optique ; appareil photo ; plaque chauffante ; moules métallique ; pinces ; lame lamelles ; portes lames ; cassettes d'inclusion ; balance....

## 4. Expérimentation

L'expérimentation s'est effectuée entre le mois de janvier et mai 2022, les échantillons sont accueillis auprès des apiculteurs tandis que l'étude histologique s'est effectuée au niveau de laboratoire de recherche d'écologie des invertébrés terrestres au niveau de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

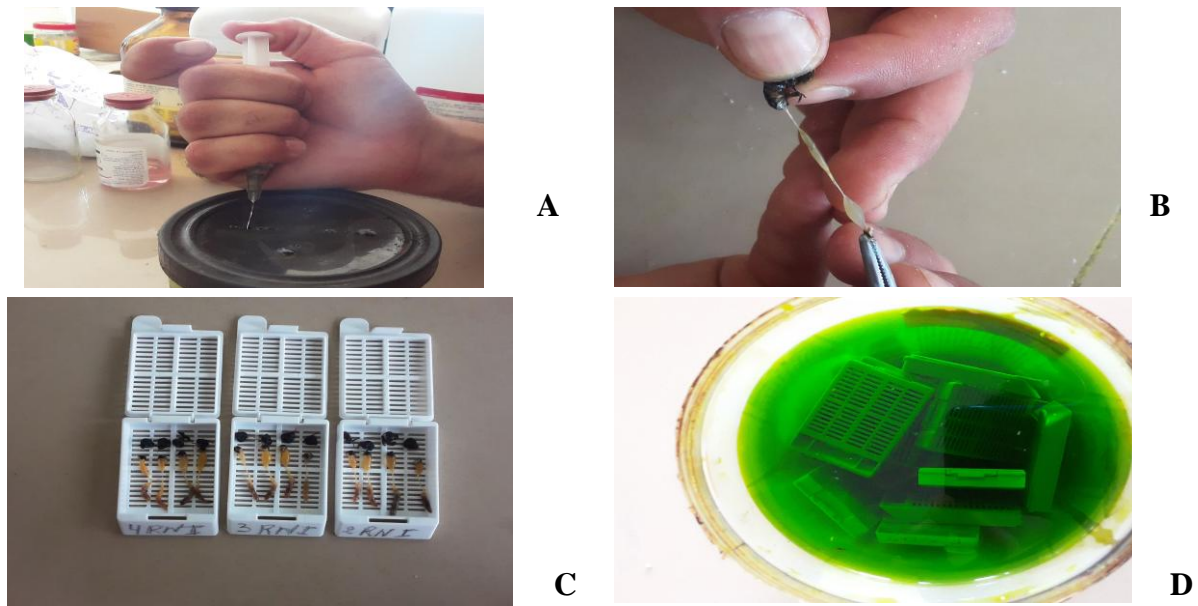
L'expérimentation a été réalisé en deux étapes, la première est la collecte des abeilles, la seconde est sacrifices des abeilles avec de l'éthanol et extraction du tube digestif et de la tête à l'aide d'une pince, puis l'étaler sur des cassettes d'inclusion et les plongées dans le fixateur Bouin Hollande pendant 7 jours pour conserver les échantillons dans un état plus proche de l'état *in vivo*.

### 4.1. Collecte des échantillons

Les abeilles sont collecté vivantes, pour faciliter l'extraction des tubes digestifs et des têtes, puis placés dans des boites trouées pour les airés. Cependant les œufs, larves et nymphes sont extraites directement du couvain puis fixer en entier directement dans le fixateur.

#### 4.2. Sacrifice d'abeilles et extraction de tube digestif et la tête

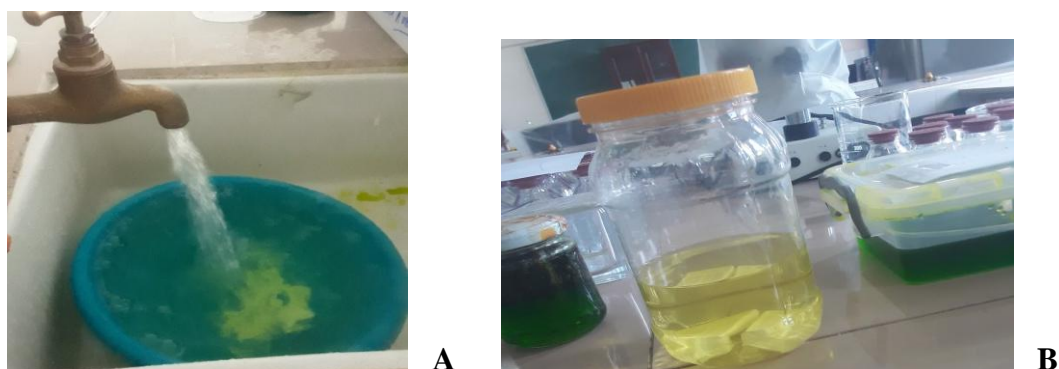
Après avoir collecté les échantillons nous les avons sacrifié pour extraire le tube digestif et la tête puis les étaler afin de les fixer (Figure 41).



**Figure 41** : A : Abeilles asphyxie avec de l'éthanol ; B : Extraction du tube digestif ; C : Etalement du tube digestif et la tête sur une cassette d'inclusion ; D : Fixation des échantillons dans le Bouin hollandaise (Originale, 2022).

#### 4.3. Rinçage et conservation

Après 7 jours dans le fixateur les cassettes ont été rincés avec de l'eau de robinet afin d'éliminer l'excès de fixation, puis les échantillons des échantillons sont placés dans l'alcool 50% pendant 24h ou plus (Figure 42).



**Figure 42** : A : Rinçage des échantillons ; B : Conservation dans l'alcool 50 (Originale, 2022).

#### 4.4. Etude histologique

L'étude histologique des échantillons (le tube digestif, la tête, abeilles entières, larve et nymphes) se déroule en une série d'étapes successives obligatoire afin d'obtenir des coupes fines prêts à recevoir la coloration d'intérêt. Le protocole expérimental est résumé dans les étapes suivantes : Fixation des échantillons, déshydratation et éclaircissement, imprégnation, inclusion, confection des coupes et collage, déparaffinage et réhydratation, coloration, déshydratation et montage, observation des lames.

##### 4.4.1. Fixation des échantillons

La fixation est un traitement chimique ou physique effectué sur des cellules vivantes qui est indispensable pour préserver la morphologie des cellules et les structures en place lors des manipulations ultérieures. Elle permet notamment de les conserver dans un état aussi proche que possible de l'état vivant et d'éviter les raccourcissements et les distorsions possibles, mais aussi de protéger les cellules des attaques bactériennes ou encore enzymatiques.

Nous avons utilisé le fixateur Bouin Hollande sublimé (mélange de formol et d'acide picrique) qui appartient à la famille des fixateurs coagulants à base de métaux lourds (Figure 43). Les organes sont déposés dans des piluliers contenant un volume de Bouin Hollande trois fois supérieur à celui de l'organe, afin de l'immerger totalement. Les organes sont maintenus ainsi pendant 7 jours dans le fixateur, à température ambiante.



**Figure 43** : Bouin Hollande au cours de préparation (Original, 2022).

#### 4.4.2. Déshydratation et éclaircissement

Les échantillons (abeilles adultes, nymphes, larves, tube digestif et la tête) sont plongés dans des bains d'alcool à concentration croissant (50% ,70%,90% ,100%) pendant 15min chacun, dans le but d'éliminer l'eau contenue dans les tissus, puis dans des bains de xylène pendant 15min (Figure 44) pour préparer l'inclusion.



**Figure 44** : Bains d'alcool et de xylène (Originale, 2022).

#### 4.4.3. Imprégnation

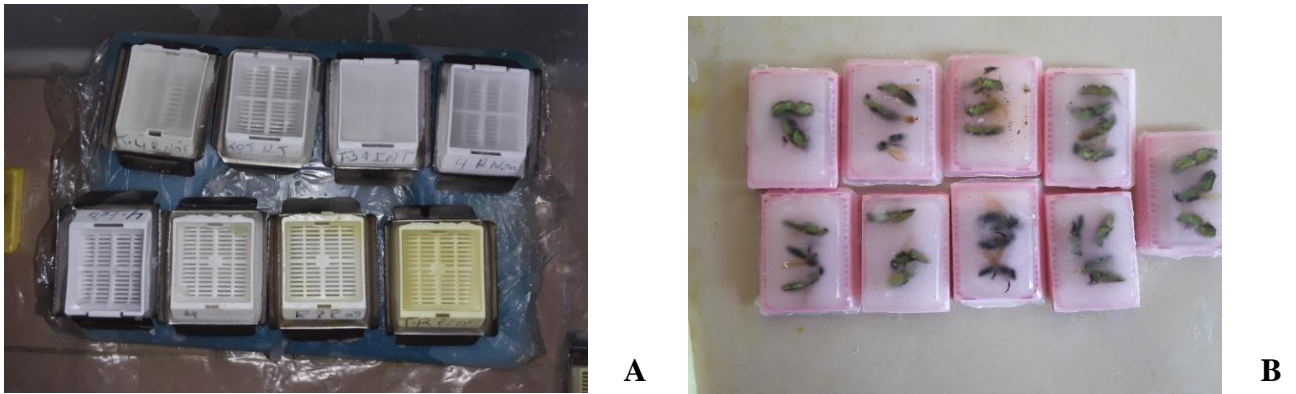
Dans cette étape on plonge les échantillons dans 3 bains successifs de paraffine fondu dans une étuve réglée à 60°C directement après les bains de xylène. Le première bain est constitué de moitié paraffine moitié xylène, tandis que le deuxième et le troisième renferment de la paraffine pure pendant 15min chacun (Figure 45).



**Figure 45** : Bains de paraffine placés dans l'étuve (Originale, 2022).

#### 4.4.4. Inclusion

L'inclusion consiste à faire pénétrer la paraffine dans les tissus et la formation des blocs de paraffine contenant l'échantillon. Ces dernières sont placées au centre des moules spécifiques dont on a versé un peu de paraffine fondue puis les couvrir avec la partie étiquetée de la cassette, enfin on coule de la paraffine jusqu'à immersion totale de l'échantillon. Les moules sont ensuite posés sur une plaque refroidissante pour durcir, afin de démouler facilement (Figure 46).



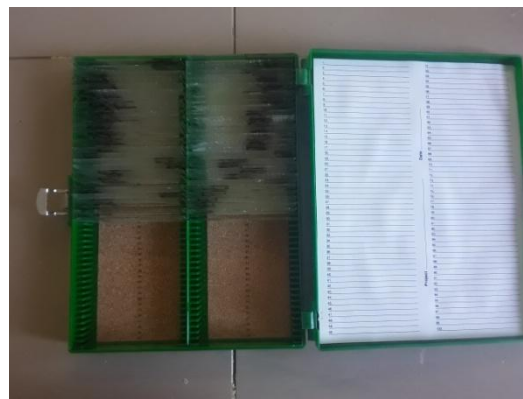
**Figure 46 :** **A :** Echantillons placés dans des moules qui recevront la paraffine ; **B :** Blocs formés (Originale, 2022).

#### 4.4.5. Confection des coupes et collage

Les coupes fine de 2 à 5 $\mu$ m d'épaisseur ont été réalisées à l'aide d'un microtome de type Smclab Quimica España, puis les rubans ont été étalées à la surface d'un bain marie (contient de l'eau gélatine chauffée à 50°C) afin de faciliter la récupération de la coupe sur des lames gravées (Figure 47), ces dernières sont placées sur des portes lames qui seront incubées toute une nuit dans une étuve à 38°C pour bien fixer l'échantillon à la lame (Figure.48).



**Figure 47 :** Dispositif permettant de faire des coupes : microtome à gauche et bain marie à droite (Originale, 2022).



**Figure 48 :** Lames résultantes (Originale, 2022).

#### 4.4.6. Déparaffinage et réhydratation

Avant la coloration, les lames doivent être déparaffinées et placées dans un milieu aqueux car les colorants les plus utilisés en histologie sont aqueux.

Le déparaffinage consiste à éliminer la paraffine, en placent les lames dans une étuve réglé a 60°C pendant 15min puis les passées dans deux bains de xylène, suivi par une réhydratation en immergeant les lames dans des bains d'alcool à des concentrations décroissantes (100°, 90°, 70°, 50°).

#### 4.4.7. Coloration

Les coupes ont été colorées au Trichrome de Masson dont le but de visualiser les différentes structures tissulaires (Figure 49). Cette coloration permet de mettre en évidence grâce aux colorants utilisés, le noyau en noir, le cytoplasme acidophile et le nucléole en rose, les sécrétions en rouge ou en vert en fonction de leur nature, les muscles en rouge et les fibres de collagènes en vert.



**Figure 49 :** Batterie de coloration de Trichrome de Masson (Originale, 2022).

#### 4.4.8. Déshydratation et montage

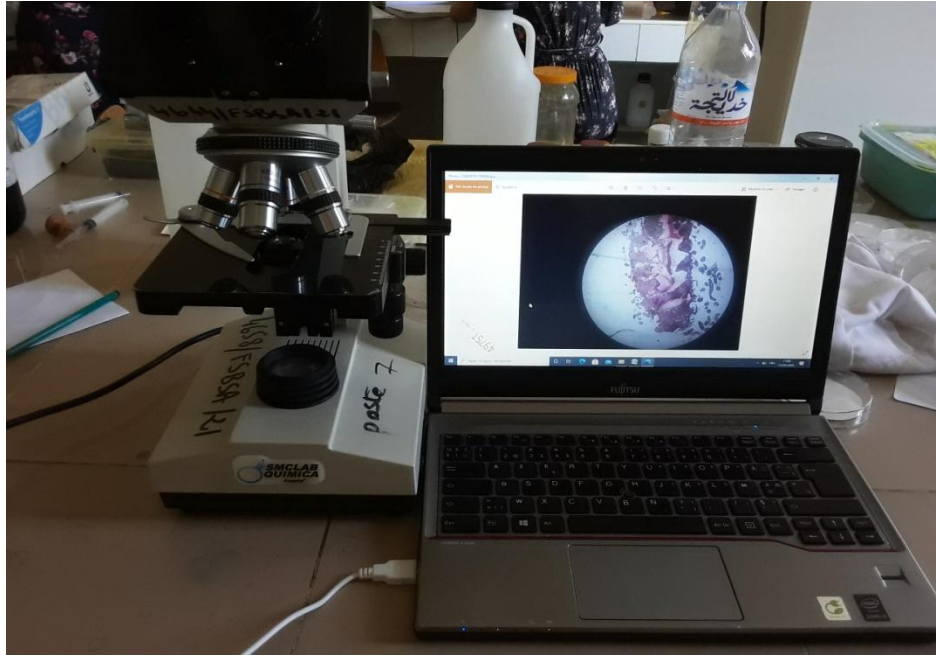
La déshydratation s'effectue par le passage des lames dans des bains d'alcool à degrés croissants (50°,70°,90°,100°), puis dans un bain de xylène ou toluène. Le montage est la dernière étape de la préparation des lames avant l'observation, les lames colorées sont monté entre lame et lamelle avec l'eukitt puis laissées sécher (Figure 50).



**Figure 50 :** **A :** Bains de déshydratation ; **B :** Lames résultantes du montage (Originale, 2022).

#### 4.4.9. Observation des lames

L'observation des lames s'est effectué à l'aide d'un microscope photonique de type Smclab Quimica Española équipé d'un appareil photo de type Industrial digitale camera (Figure 51), ce qui nous permet d'observer les différentes structures histologiques de nos échantillons.



**Figure 51 :** Observation des lames (Originale, 2022).

**Chapitre IV :**  
**Résultats et discussion**

### 1. Echantillonnage des abeilles

Au niveau des deux ruchers échantillonné (ait toudert contient 6 ruches, et azefoune contient 35 ruches), on a capté environs 100 individus d'abeille pour chacun, dont on a les différents castes (reine, ouvriers fou-bordons et couvains).

Dans le rucher ait-toudert on a trouvé une seule race d'abeille domestique *apis mellifera*, de couleur noire figure. Par contre dans le deuxième rucher, situé à azefoune on a trouvé deux races d'abeille domestiques *apis mellifera*, l'une couleur noire identique à celle trouvée dans le premier rucher et l'autre race est de couleur jaune (figure 52 ; 53).



**Figure 52 :** Deux races d'abeilles capturées à azefoune (Original, 2022). La race noire encerclée en bleu et la race jaune encerclée en jaune.



**Figure 53 :** Abeilles noires capturées à ait toudert (Original, 2022)

## 2 . Description morphologique des deux races étudiées

### 2.1. Race noire

La race noire caractérisé d'une taille moyenne, grosse elle possède un abdomen brun foncé avec quelques tâches jaunes et des poils bruns abondants sur le thorax mais plus rares sur l'abdomen, et présente une petite langue dans son appareil buccal (figure 54).



**Figure 54 :** Morphologie de l'abeille noir (Originale, 2022) .

### 2.2. Race jaune

La race jaune, nommée la belle jaune (saharienne) par les apiculteurs, de couleur jaune, possède un abdomen strié plus grande que la race noir, et une langue longue (figure 55).



**Figure 55 :** Morphologie de l'abeille jaune (Originale, 2022).

## 3. Les différents castes obtenue lors de lechantillonage

Des milliers d'individus interagissent et vivent ensemble dans la ruche d'abeilles, qui se compose de couvain et trois types d'abeilles adultes reine, ouvrières et faux-bourdon.

### 3.1. Reines

On a échantillonné une reine de chaque races, la reine des abeilles noire récupéré de rucher d'ait toudert et la reine de la race jaune récupérer de rucher d'azefoune.

La reine est le plus grand et le plus long individu de la colonie, avec un abdomen allongée très développé et volumineux qui dépasse largement ses ailes, elle présente des yeux plus petits que celle de l'ouvrières, une langue plus courte et les trois paires de pattes similaires (figure 56 ; 57).



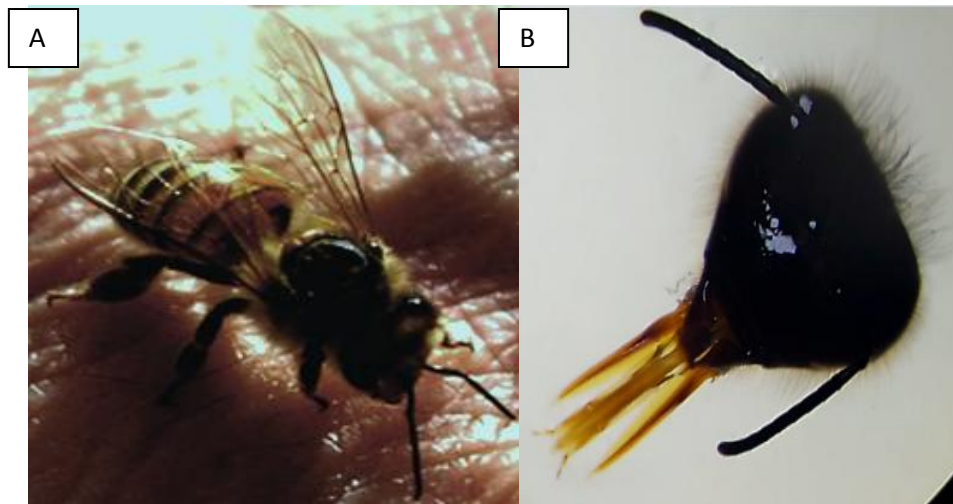
**Figure 56 :** Reine d'abeille dans la ruche (Originale, 2022).



**Figure 57 :** A : Reines d'abeilles jaunes ; B : Reine d'abeilles noires (Originale, 2022).

### 3.2. Ouvrières des deux races

Les ouvrières obtenus sont de petite de taille par rapport à la reine, leurs tête est triangulaire, avec une trompe bien développée (celle de la race jaune et plus long que celle de la race noire), contient un abdomen ovale et allongé composé de 6a 7 segments, des ailes développées, et des pattes postérieures présentant une corbeille destinée à ramasser le pollen figure (58 ; 59).



**Figure 58 :** Ouvriere de l'abeille jaune(A) et sa tête(B) ( Originale, 2022) .



**Figure 59 :** Ouvrières d'abeilles noire ( Originale, 2022).

### 3.3. Couvains des deux races

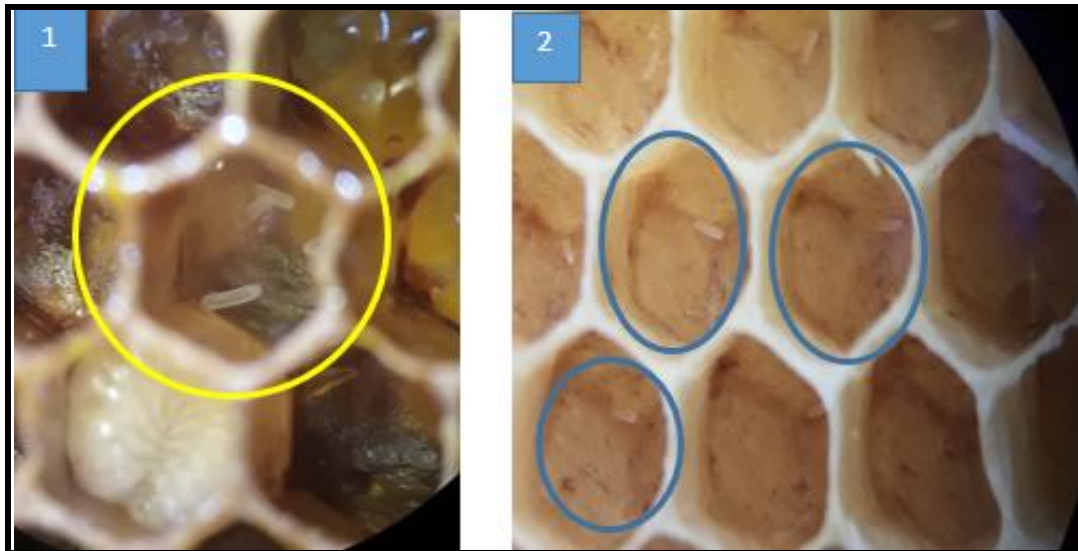
Chez les deux races étudiées, le couvain contient des œufs, larves et nymphes qui sont protégé, soigné et alimenté par les abeilles nourrices dans la colonie. Le Couvain situé au centre de la ruche entouré de rayons de miel et de pollen et comprend les œufs, larves et nymphes (figure 60).



**Figure 60 :** Couvain ouvert d'une ruche d'abeille *Apis mellifera* ( originale , 2022).

### 3.4. Les œufs

Les œufs sont les ovules déposés par la reine dans les alvéoles de cadre, chaque œuf occupera un seul alvéole, s'il est fécondé donnera naissance à une femelle, s'il n'est pas fécondé il donnera un mâle. Durant notre recherche des œufs dans l'une des ruches à azefoune nous avons remarqué que plusieurs œufs déposés dans un seul alvéole, cela indique l'absence de la reine mère, de ce fait suite à l'absence des phéromones de la reine, inhibiteurs de l'appareil reproducteur des ouvrières, le matériel génital des ouvrières est devenu fonctionnel, permettant ainsi à l'une des ouvrières de prendre la place de la reine (fausse reine) à sa place des œufs non fécondés qui donneront des faux-bourdon, transformant ainsi la ruche en une ruche bourdonneuse (Figure 61).

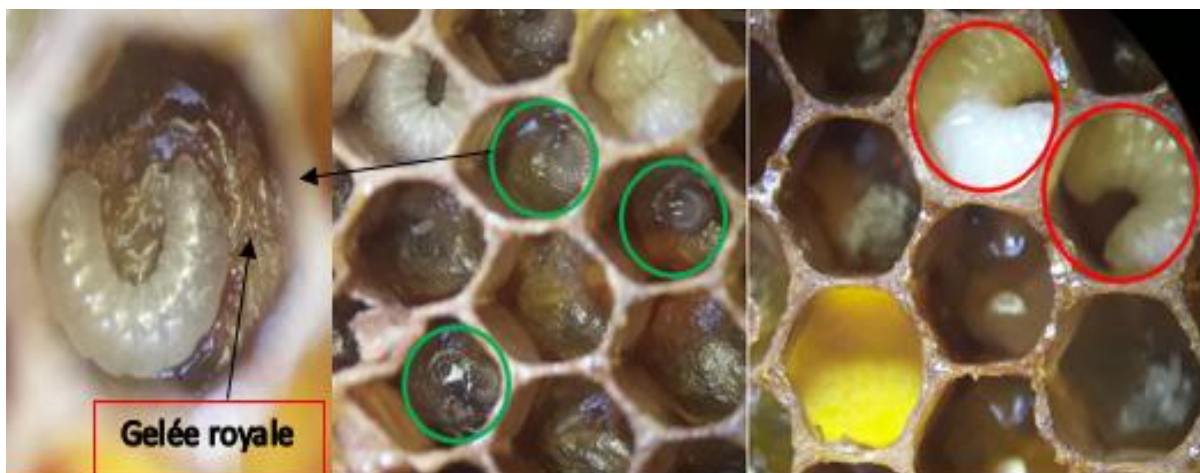


**Figure 61 :** Couvains ouverts contient des œufs (Originale 2022).

1) couvain d'une ruche orpheline, pendus d'une fausse reine, le cercle jaune montre plusieurs œufs dans un seul alvéole ; 2) couvain d'une vrai reine, le cercle bleu montre un seul œuf dans un alvéole.

### 3.5. Larves

Au bout de 3 jours les œufs deviennent des larves d'abeilles, elles se nourrissent de la gelée royale pendant 3 jours, puis le régime alimentaire change en fonction des castes selon le besoin de la colonie. Les larves alimentées de la gelée royale deviennent des reines et celles alimentés de pollen et de miel deviennent des ouvrières ou des faux-bourçons (Figure 62) .



**Figure 62 :** Couvain ouvert d'une ruche d'abeille (Originale, 2022). Les larves âgées de moins de 3 jour encerclée en vert, les larves âgées plus de 3 jours encerclées en rouge.

### 3.6. Nymphes

Après l'operculation des alvéoles les larves se développent et transformes en nymphes immobiles et sans nourriture jusqu'à la formation de tous les organes (Figure 63 ; 64 ).



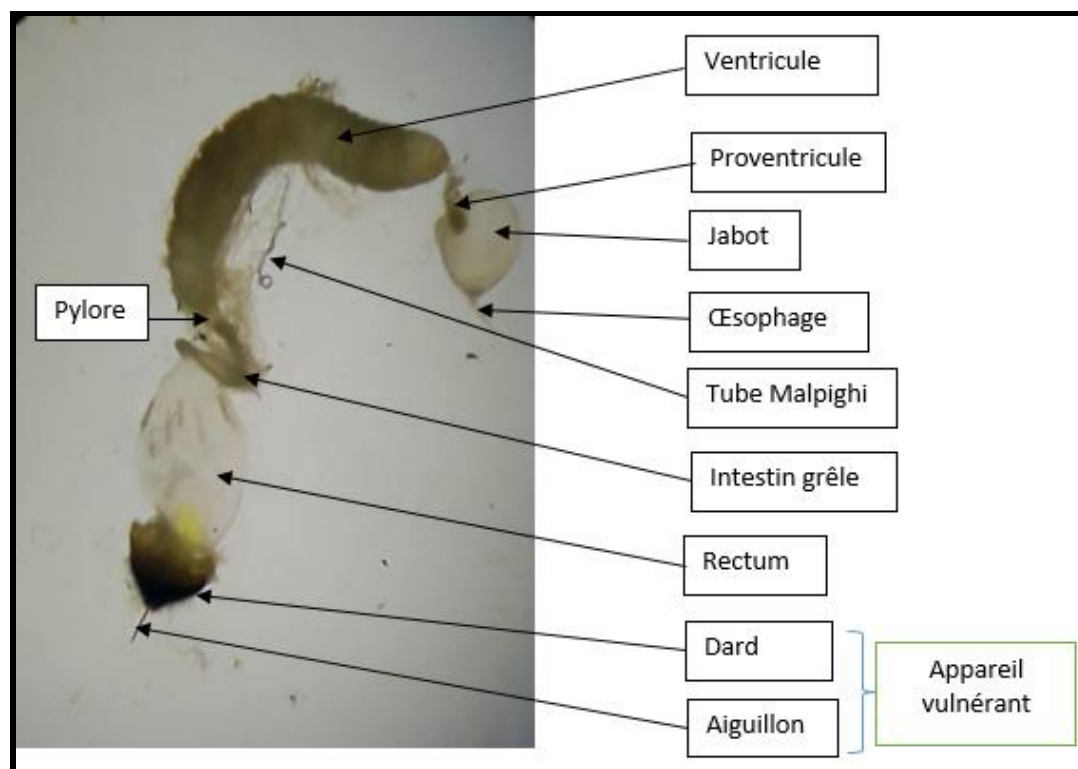
**Figure 63 :** Couvain ouvert d'une ruche d'abeille (Originale, 2022). La nymphe encerclée en bleu, les cellules operculées encerclées en jaune.



**Figure 64 :** Nymphes d'abeilles après fixation dans le Bouin hollandaise (Originale 2022).

#### 4. Morphologie de système digestif de l'ouvrière d'abeille *Apis mellifera*

La composition de tube digestif prélevé des abeilles domestiques contient de ventricule, proventricule, jabot, oesophage, tub malpighi, intestin grele, rectum (figure 65 ).



**Figure 65 :** Tube digestif De l'ouvrière observé avec la loupe (Originale, 2022).

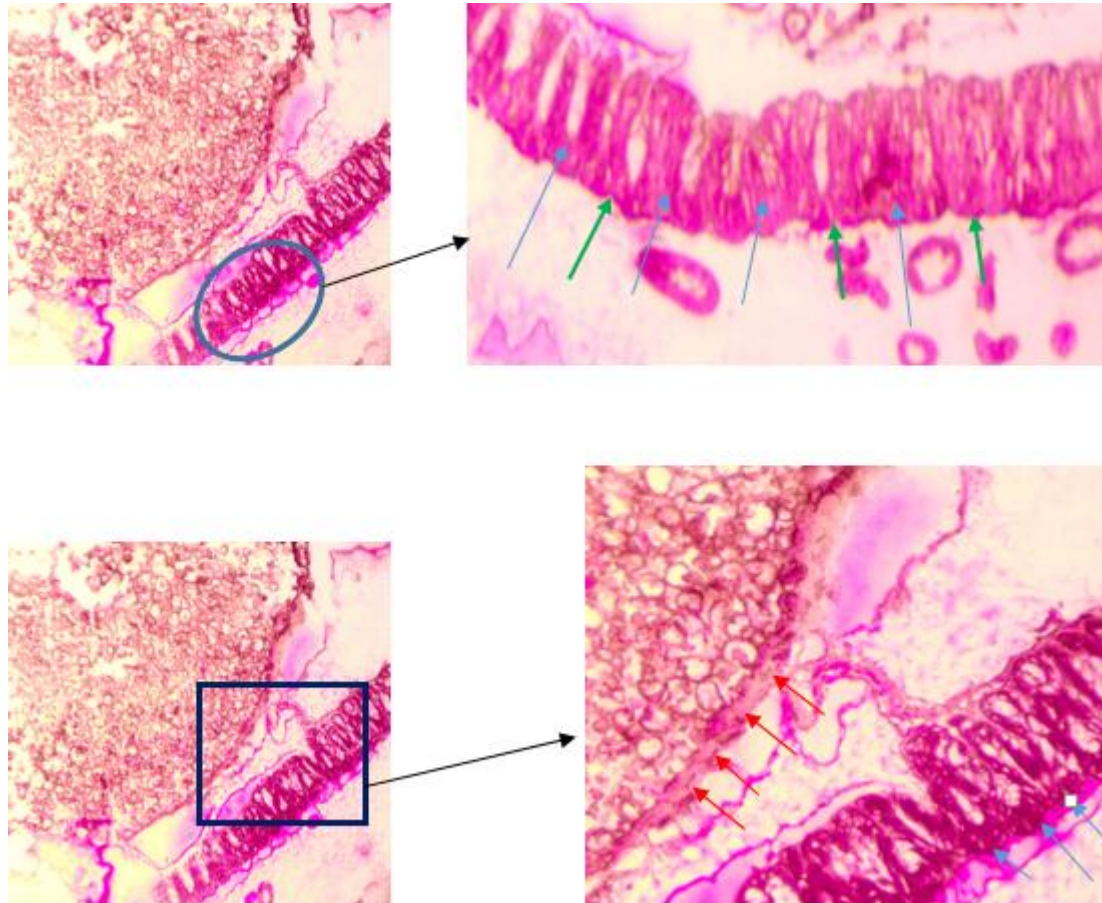
L'observation sous la loupe a montrer que l'intestin moyen est situé entre le proventricule et l'intestin grele , entouré avec des tubes de Malpighi , il est de couleur brun foncé, l'intestin grêle est le tube qui relié l'intestin moyen et le rectum , ce dernier est situé entre l'intestin grêle et l'appareil vulnérant.

#### 5. Histologie de système digestif de l'ouvrière d'abeille *Apis mellifera*

Après l'obsrvation mairoscopique de système digestif , revele la structure histologiaue des defferentes parties qui sont constituees par une couche epetheliale repose sur une lame basal et une lumiere et absence de toutes contaminations par les parasites et spors ce que on va voir dans Les figures prochaines.

### 5.1. Intestin Moyen

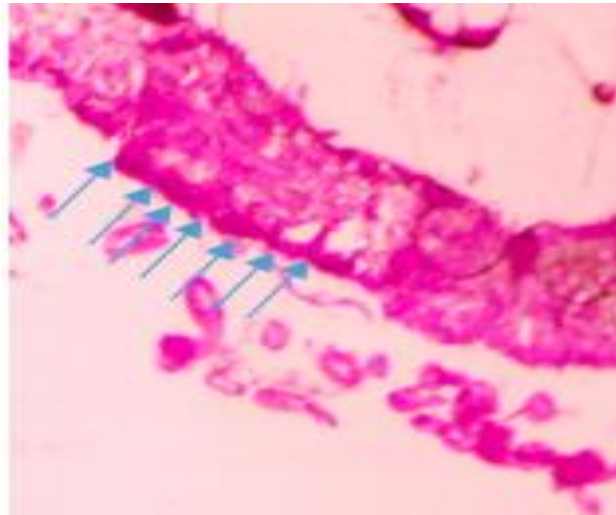
L'étude histologique de l'intestin moyen a révélé la présence de l'épithélium et une couche musculaire et une membrane péritrophique (figure 66).



**Figure 66 :** Coupe histologique de l'intestin moyen observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).L'épithélium (fleches bleus) ,couche musculaire (fleches verts), membrane péritrophique (fleches rouges).

### 5.2. Intestin grele

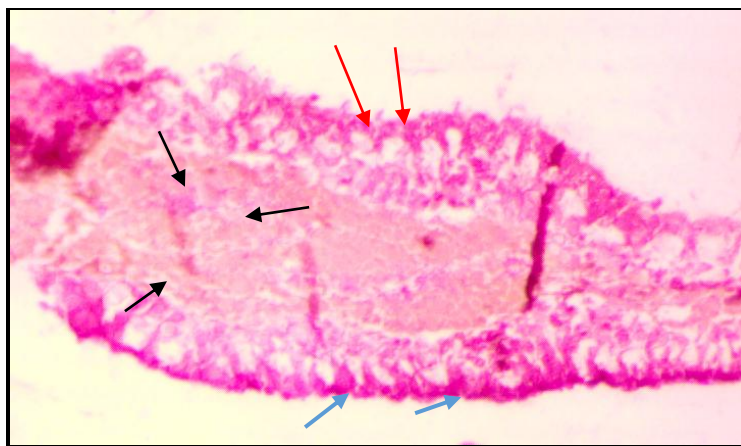
L'étude histologique de l'intestin grele montre qu'il présente des cellule épithéliales repose sur une lame basale (figure 67).



**Figure67 :** Coupe histologique de l'intestin grele observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).les flches bleus indique les cellules épithéliales.

### 5.3. Rectum

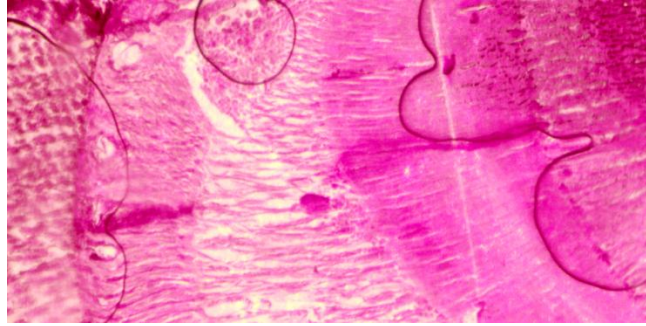
L'étude histologique de rectum montre qu'il présente un épithélium et lumière (figure 68).



**Figure 68 :** Coupe histologique de rectum observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022). Les cellules épithéliales (fleches rouges),couche musculaire ( fleches bleus), lumiere( fleches noires) .

### 6. Coupe histologique de la tête de faux-bourdon

A partir de coupe histologique de la tête de faux-bourdon on a pu observer une partie de son cerveau (figure 69).



**Figure 69** : Partie de cerveau de faux-bordon observé au microscope optique ,G400 ,coloration trichrome de masson (Originale, 2022).

## 7. Discussion

Notre étude sur la morphologie et l'histologie d'abeilles domestiques *Apis mellifera* nous a permis de déterminer les ressemblances et les différences entre les races d'abeille qui occupent les deux stations de notre échantillonnage, la région d'Ait toudert et d'azefoune .

Après l'observation des deux espèces dans les sites, nous avons échantillonné des spécimens des différentes castes des deux races, puis on a commencé l'étude de la majorité des critères morphologique. Nos résultats ont montré que les races abeilles '*Apis mellifera* qui vivent dans les deux régions étudiées, présentent des différences morphologique légers en fonction de l'espèce, Nos résultats sont en accord avec ceux rapportés par Phillippe (1994) qui a signalé la Présence de deux races d'abeille *Apis mellifera* en Algérie ; *Apis mellifère intermissa* et *Apis mellifère sahariensis*( Antinellie *et al.* 2003), différences morphologique chez les abeilles domestiques au nord de l'Algérie et qu'elle est une population hétérogène domestique au fait qu'il y ait plusieurs écotypes géographiques distincts.

L'étude histologique de système digestif d'abeille *apis mellifera* (ouvrière), a montré que toute les parties de se système présentent une couche épithéliale repose sur une lame basale .Nos resultas sont en accord a ceux revélé Serrao *et al* (2004) et Ceylan *et al* (2019).

Durant toute la période d'échantillonnage, aucun signe des parasites ou maladies soit au niveau des adultes soit au niveau du couvain. Nos résultats ne corroborent avec ceux de Habbi (2015) dans la région de Tizi-ouzou qui a reporté que le développement de parasite (*Varroa*) est en relation étroite avec les différentes phases du développement de l'abeille. Nous avons constaté que la race noire de la région d'azefoune résiste aux fortes chaleurs estivales, mais supporte mal les hivers rigoureux ce qui corrobore avec les résultats de (Jacobs

et *al* (1999) et (Ravazzi, 2003), rapportent que durant l'hiver l'activité de la ruche est quasiment nulle, les abeilles se retrouvent dépourvues des provisions nécessaires pour reprendre leur cycle de développement.

Durant notre expérimentation nous avons constaté qu'une ruche ne présente pas de reine à l'intérieur et la présence de nombreux faux-bourdon, et l'appareil reproducteur d'une ouvrière est activé senti à l'absence des phéromones de la reine, cette fausse reine pondra plusieurs œufs dans le même alvéole du Couvain, cet résultat est en accord à ce que Linnaeus, (1758) a révélé que dans le cas de la mort de la reine, les ovaires de certaines ouvrières (appelées ouvrières pondeuses), dont les phéromones de la reine empêchaient jusque-là le développement, par «castration chimique», vont commencer à produire des œufs; mais, comme ce sont des femelles non fécondées, leurs œufs ne donneront que des mâles (c'est un cas particulier de parthénogenèse) .

## **Conclusion**

### Conclusion

L'objectif principal de la présente étude est physiopathologie des déférentes sous espèces d'abeilles domestiques *Apis mellifera* au niveau de deux ruchers différents dans la région de Tizi-Ouzou, et l'histologie de leurs système digestif. À l'issus de l'ensemble des sorties effectuées sur le terrain, on a capté environs 100 individus d'abeille pour chacun des deux ruchers (ait toudert contient 6 ruches, et azefoune contient 35 ruches). L'étude effectuée avec deux observations ; macroscopiques et microscopiques.

Chez les deux races étudiées, le couvain contient des œufs, larves et nymphes qui sont protégé, soigné et alimenté par les abeilles nourrices dans la colonie. Il est situé au centre de la ruche entouré de rayons de miel et de pollen et comprit les œufs, larves et nymphes.

Les déférences morphologique des deux espèces (ouvrières adultes) sont observable à l' œil nue, par la taille, la couleur et la longueur des parties extérieures. Après le prélèvement de système digestif et l'observé sous la loupe nous avons déterminé la succession et la position des déférentes parties qui le compose, le résultat est le même chez les deux sous espèces.

L'observation microscopique de tube digestif, revele la structure histologique des différentes parties qui sont constitués par une couche épetheliale repose sur une lame basal et une lumirèe et absence de toutes contaminations par les parasites et spors.

Les résultats de cette étude ont montré les déférences et les ressemblances morphologique et histologique des deux espèces étudiés, et montrent aussi la bonne santé des ruchers et l'absence de toutes contaminations des parasites et maladies. Les abeilles sont adaptés aux climats, résistantes aux maladies, essaimese et agressive.

## **Références bibliographiques**

### A

- Adam G. (2012). Pathologie apicole-Ecole d'apiculture des ruchers du sud-Luxembourg, 24p.
- Adjlan, N (2012). Etude des principales maladies bactériennes et virales de l'abeille locale *Apis mellifera intermissa* dans la région médio-septentrionale de l'Algérie.
- Ahmet Ceylan<sup>1</sup>, Sedat Sevin<sup>2</sup>, Özge Özgenç<sup>1</sup> *turk j vet animsci* (2019). Histomorphological and histochemical structure of the midgut and hindgut of the Caucasian honey bee (*apis mellifera caucasia*) 43: 747-753.
- Albouy V. 2012. Des abeilles au jardin : petit traité d'apiculture atypique a l'usage des amis des abeilles .Ed édisud .paris .p147.
- Allipi A.M., (1999), Disinfecting with hot paraffin. *Am. Bee. J.*, 139 (9): 657.
- Apiacta, 2011 Corso Vittorio Emanuele II, 10100186 Rome, Italie.

### B

- Bacher R et Merle C., (2016), *J'installe une ruche dans mon jardin*. Ed. Ferre vivante. France. 118p.
- Bailey L., Gibbs A.J. and Woods R.D., 1963 - Two viruses from adult honey bees (*Apis mellifera* Linnaeus). *Virology*, 213: 390 - 395.
- Ballis A. (2014). *Maladie des abeilles « connaissance de base »*.Chambre d'agriculture Régional d'Alsace, 46p.
- Ballis. A, (2013). *Mémeto de l'apiculture, Un guide sanitaire et régulière*. Chambre d'agriculture d'Alsace, 64p.
- Barbançon J.M. (2003). *Soigner et protéger les abeilles. Le Traité Rustica de l'apiculture*. Ed Rustica, Paris: 86-118.
- Bdelguerfi et al., 2003, Sensory and physic-chemical properties of commercial samples of honey. *Food Research International*, 63; 183.1991
- Belloy L., Imdorf A., Fries I., Forsgren E., Berthroud H., Kuhn R. and Charriere J.D., 2007- Spatial distribution of *Melissococcus plutonius* in adult honey bees collected

from apiaries and colonies with and without symptoms of European foulbrood. *Apidologie*, 38: 136 - 140.

- Biri M. (2010). *Tout savoir sur les abeilles et apiculture* (7<sup>ème</sup> Ed) Paris de Vecchi, 302p.
- Biri M. (2011) .*Tout savoir sur les abeilles et l'apiculture* (7<sup>ème</sup> édition). Paris: DE VECCHI 302p.
- Boucher S. (2016). *Maladies des abeilles*, Édition France agricole, France : 259p.
- Buttel.Reepen, 1906 Position of the Red Honey bee, *Apis koschevnikovi* (Buttel.Reepen 1906), within the Genus *Apis* .39p.
- Buttel.Reepen, H.V. (1906). *Apistica Beitrage zur Systematik, der Honigbiene (Apis mellifeca L), ihrer Variet Atenund der ilbrigen .Veroff. Zool. Museum Berlin, 117. 201p. 5p.*
- Buttel-Reepen H von (1906) *Apistica Beitrage zur Systematik, Biologie, sowie zurgeschichtlichen und geographischen Verbreitung der Honigbiene (Apis mellijica L.), ihrer Varietaten und der ilbrigen Apis-Arten. MitteilWigen aus dem Zoologischen Museum im Berlin 3: 121-196.*

### C

- Charrière, J-D. et A. Imdorf. « Protection of Honey Combs From Wax Moth Damage », *American Bee Journal*, 1999, vol.139, numéro 8, p. 627-630
- Chauzat M.P., Faucon J.P. (2008). *Varroas et autres maladies des abeilles : causes majeures de mortalité des colonies en France. Communication à l'académie vétérinaire de France, 263p.*
- Clément H (2011). *Le traité Rustica de l'apiculture. Editions Rustica Paris. 528.*
- Cousin M, Silva-Zacarin E ,Kretzschmar A, El Maataoui M, Brunet JL, Belzunces Lp. 2013. *Size Changes in Honey Bee Larvae Oenocytes Induced by Exposure to Paraquat at Very Low Concentration. Effects of Paraquat on Honey Bee Larvae Oenocytes 8:17.*
- Cousin M, Silva-Zacarin E ,Kretzschmar A, El Maataoui M, Brunet JL, BelzuncesNLp. 2013. *Size Changes in Honey Bee Larvae Oenocytes Induced by Exposure to Paraquat at Very Low Concentration. Effects of Paraquat on Honey Bee Larvae Oenocytes. 8:1-7.*

- Cruz-Landim C .1985. Oenocytes of honey bee workers, structural modifications during their adult life. Rev Biol. 78:107–122.
- Cruz-Landim C. 1983. O corpo gorduroso da larva de *Melipona quadrifasciata anthidioides* Lep. (Apidae: Meliponinae). Naturalia .8: 7–23.

### D

- Dade H.A., Anatomy and physiology of the honeybee, International Bee Research Association, 1977.
- Dawicke B.L., Ottis G.W., Scott-Dupreec.and NASRM.1992- HOST preference of the honey bee tracheal mite (*Acarapis Woodi Rennie*).Exp.Appl.Acaral.,15: 83-98.
- Dean RL, Locke M, Collins JV. 1985. Structure of fat body. In: Kerkut, G.A. Gilbert.L.I. (Eds.), *Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology*, Pergamon Press, Oxford. 3: 155–210.
- Dean RL, Locke M, Collins JV. 1985. Structure of fat body. In: Kerkut, G.A. Gilbert.L.I. (Eds.), *Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology*, Pergamon Press, Oxford. 3: 155–210.
- Delfinado-Baker M. and Baker E.W., 1982 - Notes on honey bee mites of the genus *Acarapis Hirst* (Acari: Tarsonemidae). Int. J. Acarol., 8 : 211-226.

### E

- Evans JJT. 1967. Development and ultrastructure of the fat body cells and oenocytes of the Queensland fruit fly *Dacus tryoni* (Frogg). Z. Zellforsch. Mikrosk. Anat. 81: 49–61.

### F

- Faucon J.P., (1992).Précis de pathologie, connaitre et traiter les maladies des abeilles. Ed.Fnosad, Riez, 512p.
- Faucon, J.P, & Chauzat, M.P. (2008). Varroase et autres maladies des abeilles cause majeurs de mortalité des colonies en France. Bulletin de *l'académie Vétérinaire de France*.

- Fernandez N., Et Coineau Y., (2007), Maladies, parasites et autres ennemis de l'abeille mellifère. Ed. Atlantica, Paris, 427 p.
- Fonty Roč. 20, Čís. 4 (1984), pp. 441-445 (5 pages) Published By: Institute of Sociology of the Czech Academy of Sciences.
- Frère Adam, 1953. A la recherche des meilleures lignées d'abeilles (Second Voyage). Publié en français dans La Belgique Apicole, Vol. 19(4), 72- 80; avec leur permission. Original in Bee World, Vol. 35(10), 193-203.
- Fries I. et Rosenkranz P., 1996.- Number of reproductive cycles of *Varroa jacobsoni* in honey-bee (*Apis mellifera*) colonies. *Experimental & Applied Acarology*, 20: 103-112.
- Fries I., (2005), Economic threshold for *Varroa jacobsoni* Oud. In the southeastern USA. *Microbial. Ecology*. 50: 369-374p.

### G

- Gajger I, Kozaric Z, Berta D, Nejedli S, Petrincic Z. Effect of the herbal preparation Nozevict on the mid-gut structure of honeybees (*Apis mellifera*) infected with *Nosema* sp. spores. *Veterinarni Medicina* 2011; 56 (1): 344-351.
- Gençer HV, Fıratlı Ç. Central Anatolia ecotypes (*A. m. anatoliaca*) and Caucasian race (*A. m. caucasica*) morphological features of honey bees. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences* 1999; 23 (1): 107-113.
- Gilliam, M. et H. Shimanuki. Cellule sanguine de l'abeille ouvrière. *Journal de recherche apicole*. 10(2): 79-85, 1971).
- Guerriat H, 2017 : Etre performant en apiculture : Comprendre ses abeilles et les élever en harmonie avec la nature.Hozro Editions. 480p.
- Guiliford R.D., 1994- chalkbrood disease in Victoria-the Australasian Beekeeper, 96: 254.

### H

- Haddad et al., 2008. "Association of *Cryptophagus hexagonalis* (Coleoptera: Cryptophagidae) with honey bee colonies (*Apis mellifera*)." *Journal of apicultural research* 47(3): 190p.

- Haddad N, 2015, Effect of Some Honeybee Diseases on Seasonal Mortality of *Apis mellifera intermissa* in Algeria Apiaries. Proc Zool Soc DOI 10.1007/s12595-016-0188-5.

### J

- Jeane F. (1998). Physiologie de l'abeille. L'alimentation. Bulletin Technique Apicole, 134p.
- Jean-Prost P et Le Conte Y. (2008). Apiculture –Connaitre l'abeille conduire le rucher- Lavoisier tec & doc. Paris.698p.

### K

- Klowden, M. J. (2013) ; Mark L.Winston, La biologie de l'abeille, First Harvard University Press, 1991.

### L

- Le Conte Y .2011.Mieux connaitre l'abeille. In : Clément. Le Traité Rustica de l'Apiculture. Éd Rustica .Paris . p528.
- Le Conte Y. (2002). La vie sociale de la colonie Dans Le traité Rustica de l'apiculture Editions Rustica. 54-58.
- Le Conte Y. (2004). Le Vol Chez L'abeille « *Apis mellifera* ». Abeilles et Fleurs, (648) :20-21.
- Louveaux J. (1985). Les abeilles et leur élevage. 2eme édition O.P.I.D.A, Paris, p 36 50.
- Lundie, A.E.1940.- The small hive beetle, *Aethina tumida*. Science Bull.Union South Africa. Dep. Agric. And Forestry. Entomol. Ser-3: 30 pp.

### M

- Marchenay et Laurence 2007, L'homme l'abeille et le miel, 221p.
- Martins GF, Ramalho-Ortigao JM. 2012. Oenocytes in insects. *Inver Surv J.* 9:139–152.
- Martins GF, Ramalho-Ortigao JM. 2012. Oenocytes in insects. *Inver Surv J.* 9:139–152. Mass. 281 p.
- Mémoire de Fin d'Etudes Détermination de quelques caractéristiques histomorphométriques de larves d'abeille chez *Apis mellifera intermissa* Année universitaire : 2016/2017 Présenté par : Melle Hafsaoui Zahia Melle Hafsaoui Souria Université Djilali Bounaama de Khemis-Miliana.
- Miyagi ., Peng c.y.s., Chuang R.Y., Mussen E.C., Spivak M.s and Doi R.H., 1999- Verification of oxytetracycline- resistant American Foulbrood pathogen *paenibacillus* larvae in the United states. *J.Invertebr.Pathol.*, 75: 95-96.

### N

- Naquet N.V. (2011). Les maladies de l'abeille domestique d'élevage, *Apis mellifera*. Communication à l'académie vétérinaire de France, 316p.

### P

- Paes de Oliviera VT, Da Cruz-Landim C. 2003. Morphology and function of insect fat
- Paes de Oliviera VT, Da Cruz-Landim C. 2003. Morphology and function of insect fat
- Pettis, J., Vanengelsdorp, D. et Cox-Foster, D. (2007) Colony collapse disorder working group pathogen subgroup progress report. *American Bee Journal* 147, (7), 595-597.
- Philipe JM. (1994). Le guide de l'apiculteur. 2 éd Révisée Aix-en-provence Edisud cop. 347 P.
- Philippe Bule analyse de l'immunoprotéome de l'abeille en réponse à différents stress environnementaux, thèse soutenue publiquement le « 12 octobre 2020 », thèse dirigée par t, phd, hdr, dr cnrs université grenoble alpes, iab inserm 1209, cnrs umr5309 (grenoble) plateforme biopark d'archamps (archamps, france).

- Piroux M. (2014). Ressources poulinières et mellifères de l'Abeille domestique *Apis Poitiers* 100.
- Prost J.P. Et Le Conte Y., 2005 - Apiculture : connaître l'abeille, conduire le rucher. Ed. Lavoisier, Tec & Doc, Paris, 698 p.
- Prost, 1990 ; MEIXNER et *al.*, 2011 *Nosema ceranae* and queen age influence the reproduction and productivity of the honey bee colony *Nosema ceranae* y la edad de la reina influyen en la reproducción y la productividad de las colonias de abejas de la miel. P 545.554.

### R

- Ravazzi G.2007. abeilles et apiculture. Éd de vecchi. Paris .p159.
- RUTTER 1975 Die instrumentelle besamung der bienenkoenigin Bucarest [ROM] Apimondia, 1975 121p. = Allemand.
- Ruttner F. (1988). Biogeography and taxonomy of honeybees. Springer Verlag Berlin. 292.
- Rybak, J., & Menzel, R. (2010). Honey Bee, IBRA, 2003. Flanagan, D., & Mercer, A. R. (1989).
- Rybak, J., & Menzel, R. (2010). Mushroom body of the honeybee. Handbook of Brain Microcircuits, 433-438.

### S

- Salame, 2017, Les castes d'une société d'abeilles mellifères, <http://acces.ens.lyon.fr/acces/thematiques/evolution/dossiers.thematiques/epigenetique/epigenetique.de.la.beille/les.castes.dune.societe.dabeilles.melliferes>.
- Samson S, (2014).Some species of arthropods in hives of *Apis mellifera intermissa* (Van, Buttel.Reepen, 1906) (Hymenoptera, Apidae) in the Metidja, Algeria. International Journal of Zoologie and Recherche, 4, 15-22p.
- Santos CG, Serrão JE. Histology of the ileum in bees (Hymenoptera, Apoidea). Brazilian Journal of Morphological Sciences 2006; (23): 405-413.

- Serrao JE, Marques-Silva S, Martins GF. The rectum of *Oxaea flavescens* (Andrenidae) has a specialized structure among bees. *Micron* 2004; 35 (4): 245-253.
- Sharma NS. (2014). Study of impact of insecticides on declining honeybee colonies at Jamner district: Jalgaon (Maharashtra) India *J ScriRes.* 9: 111-16.
- Snodgrass. R.E, *Anatomy of the honey bee*, Cornell University Press, 1984.

### T

- Techer Maéva Master 2 best – Biodiversité et Écosystèmes Tropicaux Université de La Réunion (2011-2012) Diversité et structure génétique de l'abeille *Apis mellifera*.

### V

- Vaissiere. (2006), Pollinisation, apiculture et environnement. *Traite Rustica de l'apiculture*. Volume 15 numéros 2. Fédération des Apiculteurs du Québec .service de zootechnie. 122p.
- Vidal-Naquet, N, 2015.Parasitic diseases in: *Honeybee veterinary Medicine: Apis mellifera L.* First Edition, Sheffield, nublising, pp 109-150.

### W

- Waring C, Waring A. *Abeilles tout savoir sur l'apiculture*. Artemis éditions. 2012 (179p.).
- Winston M. (1993). *La biologie de l'abeille*. Editions Nauwelaerts et Frison-Roche. 276.
- Winston ML. 1987. *The biology of the honey bee*. Harvard Univ. Press, Cambridge,
- Winston.L, *the Biology of the Honey Bee*, First Harvard University Press, 1991.
- Winston.L, *the Biology of the Honey Bee*, Harvard University Press, 1987.

# **Annexe**

## Fiches technique d'histologie

### Fiche technique N°1 :

**Bouin hollandaise** : fixateur (GABE, 1968)

Broyer à froid dans un mortier :

Acétate de cuivre..... 2,5g  
Eau distillée .....100 ml

Agiter puis ajouter peu à peu :

Acide picrique.....4 g

Le liquide se conserve indéfiniment.

Filtrer après complète dissolution et ajouter :

Formaldéhyde 36-40% (en solution saturée)..... 10 ml

Acide acétique cristallisable.....1 ml

### Fiche technique N°2 :

**Eau gélatinée de Masson** (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

Gélatine en poudre..... 0,1 à 0,5g

Eau distillée .....100 ml

Verser la poudre dans l'eau distillée et laisser gonfler pendant un moment puis tiédir sur une platine chauffante.

Conservation limitée.

### Fiche technique N°3 :

**Trichrome de Masson** (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

#### Mode opératoire :

Les coupes déparaffinées hydratée passent successivement dans :

L'hématoxyline de Groat.....3 minutes

Lavage à l'eau courante.....5 minutes

Mélange fuchsineponceau.....5 minutes

Eau acétifiée à 1%.....Rinçage

Orange G .....5 minutes

Eau acétifiée à 1%.....Rinçage

Vert lumière .....5 minutes

Eau acétifiée à 1%.....Rinçage

Ensuite les coupes sont déshydratées et montées au baume de canada

#### Résultats

Les noyaux sont colorés en brun noir.

Les cytoplasmes en rouge vif ou bleu.

**Hématoxyline de Groat (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :****Préparation à froid :**

Première solution :

Acide sulfurique concentré.....	0,8 ml
Alun de fer.....	1g
Eau distillée.....	50 ml

Deuxième solution :

Hématoxyline.....	0,5g
Alcool à 95°.....	50 ml

Après dissolution, mélanger les deux solutions, laisser reposer pendant une heure et filtrer. Se conserve pendant trois mois environ.

**Mélange fuchsine acide ponceau (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :****Préparation à froid :**

Fuchsine acide.....	0,1g
Ponceau.....	0,2g
Eau distillée.....	300 ml

Après dissolution ajouter :

Acide acétique.....	0,6 ml
---------------------	--------

Conservation illimitée.

**Orange G (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :**

Acide phosphomolybdique ou phosphotungstique.....	3 à 5g
Eau distillée.....	100 ml
Orange G.....	2g

Conservation illimitée.

**Vert lumière (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :**

Vert lumière.....	1g
Eau distillée.....	100 ml
Acide acétique.....	0,2ml

Conservation illimitée.

La présente étude a été menée au département de biologie à l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. L'objectif principal a été de déterminer les différences morphologiques des deux espèces d'abeilles *Apis mellifera* et l'histologie de leur système digestif, dans la région de Tizi-Ouzou dans deux ruchers (ait toudert contient 6 ruches, et azefoune contient 35 ruches), on a capté environ 100 individus d'abeille pour chacun. Cela nous a permis d'identifier deux races différentes, l'une race noire caractérisée d'une taille moyenne, grosse elle possède un abdomen brun foncé avec quelques taches jaunes et des poils bruns abondants sur le thorax mais plus rares sur l'abdomen, et l'autre jaune possède un abdomen strié plus grande que la race noire, et une langue longue présente une petite langue dans son appareil buccal.

Chez les deux races étudiées, le couvain contient des œufs, larves et nymphes qui sont protégés, soignés et alimentés par les abeilles nourrices dans la colonie. Il est situé au centre de la ruche entouré de rayons de miel et de pollen et comprend les œufs, larves et nymphes.

L'observation macroscopique de tube digestif prélevé des abeilles domestiques contient de ventricule, proventricule, jabot, oesophage, tub malpighi, intestin grêle, rectum. Et l'observation microscopique montre la structure histologique des différentes parties qui sont constituées par une couche épithéliale repose sur une lame basale et une lumière et absence de toutes contaminations par les parasites et spores. Les résultats obtenus sont les mêmes chez les deux races.

**Mots clés :** *Apis mellifera*, histologie, système digestif.