



Institut des Sciences  
Vétérinaires- Blida

Université Saad  
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du  
**Diplôme de Master**

**La varroase chez les abeilles**

Présenté par

**Souna Bilal**

**Devant le jury :**

<b>Président:</b>	SAIDANI K.	MCA	ISV Blida 1
<b>Examineur:</b>	ZIAM H.	MCA	ISV Blida 1
<b>Promotrice:</b>	KHELIFI N A.	MCA	ISV Blida 1
<b>Co-promoteur:</b>	DAHMANI H.	MCA	ISV Blida 1

**Année : 2021/2022**

## REMERCIEMENTS

En premier, ALHAMDOULILLAH, avant tout et après tout ; ALHAMDOULILLAH, pour m'avoir donné toute cette force et ce courage pour faire aboutir ce travail. Ensuite, Mme KHELIFI N A, M DAHMANI H, qui a encadré ce projet de fin d'études. J'exprime toute ma gratitude à l'égard mon directeur de recherche pour avoir accepté de diriger ce mémoire ainsi que ses avis, ses conseils et son soutien. Je remercie les honorables membres du jury d'avoir accepté d'examiner ce travail ; M SAIDANI K, qui nous a fait l'honneur de présider ce jury. M ZIAM H, qui a accepté d'examiner ce travail. Je remercie également l'ensemble des enseignants qui nous ont accompagnés le long de notre parcours d'étude. Je tiens enfin à remercier également toute personne m'ayant apporté soutien d'une manière ou d'une autre durant l'élaboration de ce travail.

## **Dédicace**

A mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études,

A mes chères sœurs (Meriem, Om Keltoume, Ikram) pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral,

A mes chers frères, (Abdelmoumen, Sohaib, Abdelbasset, yaakoub), pour leur appui et leur encouragement,

A toute ma famille (SOUNA) pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire,

A mes amis : Sidali, Sofiane, Younes, Mohamed, Imed et Abdellah

A tous mes collègues de la promotion : Imed, Reda, Khalil, Samir et Mohand

Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infailible,

Merci d'être toujours là pour moi.

## Résumé

L'abeille mellifère, *Apis mellifera*, est élevée pour la production de miel et surtout pour son rôle le plus crucial est en tant que pollinisatrice. Elle participe dans la pollinisation des fleurs sauvages et au maintien de la biodiversité. Toutefois, les apiculteurs sont confrontés chaque année à des pertes dépassant des fois les limites optimales. Plusieurs facteurs peuvent être incriminés, essentiellement la varroase. Dans cette étude nous nous sommes intéressés à l'estimation du niveau d'infestation et comptage de varroas dans 05 ruches d'abeille à la Wilaya de Médéa, avant, durant et après le traitement par l'Amitraze.

Notre résultat a montré que Le taux d'infestation moyenne des 5 ruches avant le traitement est 7,6 % par contre, Le taux d'infestation moyenne des 5 ruches après le suivi de traitement sont 2,9 %, en plus, La comparaison entre les deux taux d'infestations s'avère très claire ,il y a une diminution jusqu' 50 % de l'infestation .Enfin l'efficacité de l'utilisation de l'Amitraz pour lutter contre la varroase est meilleur.

Mots clés : *Apis mellifera* ; varroase, prévalence, Algérie.

## ملخص

يتم تربية نحلة العسل، لإنتاج العسل وخاصة لدورها الأكثر أهمية الا وهو التلقيح. حيث تشارك في تلقيح الزهور البرية وفي الحفاظ على التنوع البيولوجي. ومع ذلك، يواجه مربو النحل خسائر سنوية تتجاوز الحدود المثلى. تتدخل العديد من العوامل في الخسائر، خاصة الفاروا. في هذه الأطروحة اهتمنا بحساب نسبة الإصابة وبإحصاء الفاروا التي تموت في خمس خلايا للنحل في ولاية المدية، قبل واثناء وبعد المعالجة ب apivar.

أظهرت نتيجتنا أن متوسط معدل الإصابة في 5 خلايا قبل العلاج هو 7.6٪، ومن ناحية أخرى، فإن متوسط معدل الإصابة في 5 خلايا بعد متابعة العلاج هو 2.9٪، بالإضافة إلى المقارنة بين الاثنين. معدلات الإصابة واضحة للغاية، هناك انخفاض بنسبة تصل إلى 50٪ في الإصابة، وأخيراً، فإن فعالية استخدام Amitraz لمحاربة داء الفاروا أفضل.

الكلمات الرئيسية: النحل الأسود؛ فارو النحل؛ الانتشار؛ الجزائر.

## **Abstract**

The honeybee, *Apis mellifera*, is bred to produce honey and especially for its most crucial role is as a pollinator. It participates in the pollination of wildflowers and the maintenance of biodiversity. However, beekeepers are confronted every year with losses exceeding the optimal limits. Several factors can be incriminated, mainly parasitic diseases. In this study, we are interested in the study of Varroasis of bees. In this study we were interested in the estimation of the level of infestation and the counting of varroa mites in 05 beehives in the Wilaya of Médéa, before, during and after treatment with Amitraz.

Our result showed that the average infestation rate of the 5 hives before the treatment is 7.6%, on the other hand, the average infestation rate of the 5 hives after the treatment follow-up is 2.9%, in addition, the comparison between the two rates of infestations is very clear, there is a reduction of up to 50% in the infestation. Finally, the effectiveness of the use of Amitraz to fight against varroasis is better.

**Key words:** *Apis mellifera*; Varroasise, prevalence, Algeria.

# SOMMAIRE

Introduction.....	1
<b>CHAPITRE1 : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE.....</b>	<b>3</b>
I. Généralité sur les abeilles .....	4
1 Présentation de la société d'abeille .....	4
1 Les races d'abeilles algériennes .....	5
2 Morphologie De L'abeille .....	5
2.1 Morphologie générale.....	5
2.1.1 La tête.....	5
2.1.2 Le thorax.....	8
2.1.3 L'abdomen.....	9
2.2 Anatomie interne .....	10
2.2.1 L'appareille digestif .....	10
2.2.2 L'appareil excréteur.....	11
2.2.3 L'appareil circulatoire.....	11
2.2.4 L'appareil respiratoire .....	12
2.2.5 Le système nerveux.....	12
2.2.6 Le système musculaire .....	13
2.2.7 Les glandes indépendantes .....	13
2.2.8 L'appareil vulnérant.....	14
2.2.9 L'appareil reproducteur .....	15
II. Le parasite : varroa destructor .....	17
1 Généralité.....	17
2 Historique de la maladie .....	17
3 Importance de la maladie.....	18
4 Systématique.....	18
5 Morphologie et anatomie du varroa.....	18
5.1 Morphologie externe .....	18
5.1.1 Varroa femelle.....	18
5.1.2 Varroa male .....	20
5.2 Anatomie interne .....	20
5.2.1 Le tégument.....	20
5.2.2 Le système nerveux.....	20
5.2.3 Le système circulatoire.....	21
5.2.4 Le système respiratoire .....	22
5.2.5 Le système reproducteur .....	22
5.2.6 L'appareil digestif .....	23
5.2.7 Le système excréteur.....	24

6	Biologie du varroa .....	24
6.1	Cycle parasitaire .....	24
6.2	Nutrition .....	25
7	Symptôme .....	26
8	Sources de contamination.....	26
9	Transmission de la maladie .....	27
10	Pathogénie.....	27
11	Diagnostic.....	29
12	Prévention .....	30
12.1	Piégeage dans le couvain mâle.....	30
12.2	Constitution d'essaims artificiels.....	31
12.3	Encagement de la reine.....	31
12.4	Sélection d'abeilles tolérantes .....	31
13	Pronostic.....	32
14	Traitement.....	33
14.1	Le tau-fluvalinate.....	33
14.2	L'amitraze .....	34
14.3	Le thymol.....	34
14.4	L'acide oxalique .....	35
14.5	L'acide formique.....	36
14.6	Lutte raisonnée.....	37
	<b>CHAPITRE 2 : ETUDE EXPERIMENTAL .....</b>	<b>39</b>
1	Zone d'étude .....	40
1.1	Présentation de la région d'étude.....	40
1.1.1	Situation géographique .....	40
1.1.2	Relief.....	40
1.1.3	Climat.....	40
1.1.4	Température.....	40
2	Objectif de l'étude.....	41
3	Matériel .....	41
4	Méthode.....	44
4.1	Détermination du taux d'infestation.....	44
4.2	Traitements des ruches : .....	47
5	Résultats.....	49
5.1	Résultats des questionnaires.....	49
5.2	Résultat du suivi .....	50
6	Discussion.....	54
7	Recommandation .....	55
	Conclusion .....	57



## Liste des tableaux

Tableau 1: Tableau indicatif des seuils considérés pour différents niveaux d'infestation. ....	47
Tableau 2: Résultats des questionnaires.....	50
Tableau 3 : comptage des varroas dans les 5 ruches .....	51

## Liste des figures :

Figure 1:la reine - faux bourdons- Les ouvrières (Ialo, 2017).....	4
Figure 2:Détail de la tête de l'abeille (Benoît, 2013).....	6
Figure 3:Pièces buccales chez l'abeille (Benoît, 2013). ....	7
Figure 4:Structure de l'antenne et vue des organes sensoriels (Benoît, 2013). ....	7
Figure 5:Détail des pattes de l'ouvrière (Benoît, 2013). ....	9
Figure 6: Les principaux organes du corps de l'abeille (Benoît, 2013).....	10
Figure 7: Le système circulatoire avec le trajet de l'hémolymphe (Benoît, 2013). ....	11
Figure 8:Le système respiratoire (à gauche) et nerveux (à droite) chez l'abeille ouvrière (Benoît, 2013). 12	
Figure 9:Appareil vulnérant (Benoît, 2013).....	14
Figure 10:L'appareil reproducteur de la reine (Benoît, 2013).....	15
Figure 11:L'appareil reproducteur chez le mâle (Benoît, 2013).....	16
Figure 12: abeilles parasitées par un acarien phorétique ( <i>V. destructor</i> ) (Samuel, 2016). ....	19
Figure 13: femelle de <i>Varroa destructor</i> A gauche : vue dorsale / A droite : vue ventrale (Fernandez et Coineau, 2002). ....	19
Figure 14: morphologie d'un <i>varroa</i> male (Jacopo, 2010) .....	20
Figure 15: système nerveux de <i>Varroa destructor</i> (Fernandez et Coineau, 2002). ....	21
Figure 16: systèmes génitaux mâle et femelle de <i>Varroa destructor</i> à gauche mâle à droite femelle (Fernandez et Coineau, 2002). ....	23
Figure 17: l'appareil digestif femelle de <i>Varroa destructor</i> (Fernandez et Coineau, 2002).....	23
Figure 18: cycle de reproduction de <i>V. destructor</i> (Samuel, 2016). ....	25
Figure 19: développement de <i>V. destructor</i> au sein du couvain (Samuel, 2016). ....	29
Figure 20: infestation d'une larve de faux-bourdon (Samuel, 2016). ....	30
Figure 21: lanière entre deux cadres à enfoncez encore un peu (Samuel, 2016). ....	35
Figure 22: cycle de traitement anti-varroa (Samuel, 2016). ....	37
Figure 23: photo représenté le médicament de traitement apivar (L'amitraz) (photo personnelle, 2022). ....	43
Figure 24: Ajouter le sucre glace 2 cuillères à soupe dans le pot shaker jusqu'à la première ligne (photo personnelle, 2022).....	44
Figure 25: Sortir un cadre de couvain ouvert de préférence et Vérifier l'absence de reine (photo personnelle, 2022).....	45
Figure 26:Prélever un échantillon d'environ 42g (300 abeilles) dans le pot « shaker » (photo personnelle, 2022).....	45
Figure 27:Saupoudrer énergiquement le sucre glace sur une surface blanche (photo personnelle, 2022). ....	46
Figure 28:Relâcher les abeilles sur les têtes de cadre ou dans le nourrisseur et fermer la ruche (photo personnelle, 2022).....	47
Figure 29: placements des lanières entre les cadres des ruches (photo personnelle, 2022). ....	48
Figure 30: récupéré le plateau anti-varroa et nylon au niveau du fond des ruches (photo personnelle, 2022).....	48
Figure 31: plateau anti-varroa et nylon contient une chute de varroa (photo personnelle, 2022).....	49
Figure 32:photo de la ruche n1, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).....	52
Figure 33:photo de la ruche N2, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).....	52
Figure 34:photo de la ruche N3, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).....	53
Figure 35:photo de la ruche N4, nylon de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).....	53
Figure 36: photo de la ruche N5, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).....	54

## Introduction

L'abeille *Apis spp* est un insecte le plus social jouant un rôle dans la pollinisation d'une importance majeure pour l'agriculture mondiale. En 2005, il a été révélé qu'un tiers de la nourriture consommée dans le monde dépendait de cette activité (Gallai et al. 2009).

Suite aux mortalités des colonies, notamment en hiver, la maîtrise de la santé de l'abeille est devenue un véritable défi. Plusieurs étiologies peuvent être en cause, comme : les facteurs environnementaux, des agents pathogènes chimiques et biologiques qui peuvent altérer la santé de l'abeille et des colonies (Colin 1999).

Le climat peut influencer sur les colonies d'abeilles, suite à une diminution de la température, les périodes de pluies ou de vents violents entraînent des confinements et ont des influences directes néfastes sur le couvain (Dustmann & Von Der Ohe, 1988)

Une alimentation de bonne qualité doit assurer le développement du couvain (Sommerville, 2001). Par contre, les monocultures peuvent conduire à une carence des abeilles en acides aminés, préjudiciable à leur santé, au développement du couvain et à la santé de la colonie.

Les abeilles sont connues par leur rôle de pollinisateurs et de ce fait, sont sensibles aux pesticides utilisés sur les cultures ou dans les ruches. La toxicité des pesticides est un sujet réel mais malheureusement très controversé. Les maladies infectieuses de l'abeille domestique, *Apis mellifera*, peuvent être classées en quatre grandes catégories : parasitaires (acariens, insectes, protozoaires et fongiques), bactériennes et virales.

Plusieurs parasites peuvent infester les abeilles et leurs colonies. Ils appartiennent aux acariens, les insectes, les protozoaires et des Fungi. Les deux principaux parasites rencontrés sont *Varroa destructor* et *Nosema spp*. D'autres parasites peuvent être incriminés comme l'amibiase des tubes de Malpighi. Elle provoquerait une dépopulation sans mortalité apparente. L'acariose des trachées due à un acarien, *Acarapis woodi* qui se localise dans les trachées de l'abeille (Fernandez, 1999). *Braula caeca* qui est un diptère également dénommé « pou » de l'abeille (Sommerville, 2007). Cette mouche affecte la ponte, a essentiellement une action sur des reines âgées. *Ascosphaera apis* qui est responsable de la mycose du couvain (chalkbrood). Ce champignon peut entraîner un affaiblissement des colonies, mais rarement leur mort (Puerta et al. 1999).

L'objectif de notre étude est de calculer le nombre des Varroa au niveau des ruches d'abeille, avant, durant et après le traitement par l'amitraze, de ce fait nous avons réaliser un travail devisé en deux grandes parties, une partie bibliographique contenant deux chapitres et une partie expérimentale qui a fait l'objet d'une expérimentation sur 05 ruches d'abeilles à la wilaya de Médéa.

---

# **CHAPITRE1 : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE**

---

## I. Généralité sur les abeilles

### 1 Présentation de la société d'abeille

L'abeille est un insecte appartenant à l'ordre des hyménoptères et vivant en société, celle-ci étant caractérisée par la division et la spécialisation du travail. Dans les colonies d'abeilles, une seule, la reine, est capable de pondre des œufs ; les mâles, appelés aussi faux bourdons, ont pour principal rôle social celui de féconder la reine, rôle qui d'ailleurs n'est joué que par quelques mâles, bien que les faux bourdons soient nombreux au sein d'une même famille. Les ouvrières accomplissent des tâches plus diverses, entre autres la récolte de l'aliment, l'organisation du nid, l'entretien des larves, la défense de la ruche contre les attaques d'ennemis éventuels. Leur rôle est donc de veiller à la sécurité et à la prospérité de la famille (Biri, 2010).

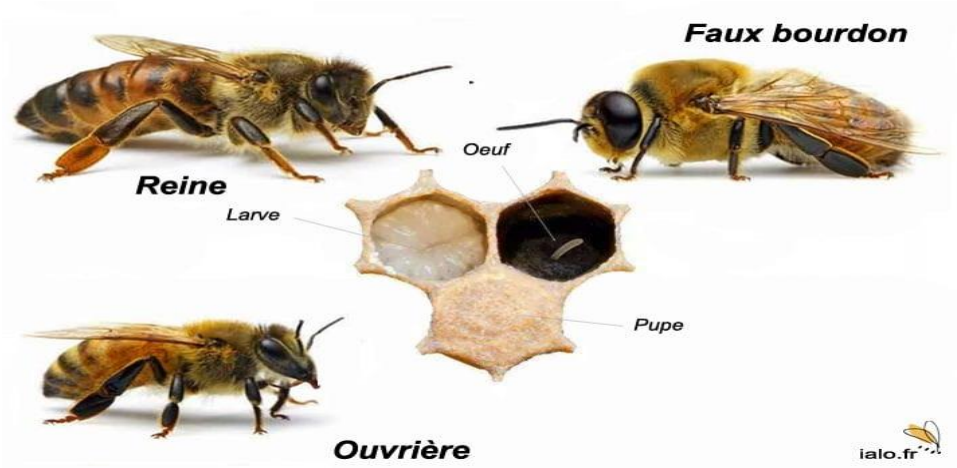


Figure 1: la reine - faux bourdons- Les ouvrières (Ialo, 2017).

### Classification de l'abeille :

Règne : *Animalia*

Embranchement : *Arthropoda*

Sous-Embranchement : *Hexapoda*

Classe : *Insecta*

Sous-Classe : *pterygota*

Infra-Classe : *Neoptera*

Super-Ordre : *Endopterygota*

**Ordre :** *Hymenoptera* (Hyménoptères)

**Sous-ordre :** *Apocrites Aculéates* (abdomen distinct du thorax avec aiguillon non visible au repos)

**Genre :** *Apis*

**Sous-genre :** *Mellifera* (Ravazzi, 2003).

## 1 Les races d'abeilles algériennes

En Algérie : il existe deux races, selon la répartition géographique des abeilles mellifères :

**-*Apis Mellifera intermissa* « abeille tellienne » :** c'est une abeille algérienne appartenant à la race Nord-africaine. L'aire de distribution se confond avec l'atlas tellien d'où vient la nomination « abeille tellienne » (Buttel Reepen, 1906).

**-*Apis Mellifera sahariensis* « abeille saharienne » :** se trouve dans le Sud-Ouest algérien, les abeilles sont dotées d'une résistance aux conditions climatiques extrêmes notamment des températures allant de -8°C à 50°C (Baldensperger, 1922).

## 2 Morphologie De L'abeille

### 2.1 Morphologie générale

Tous les Insectes ont le corps divisé en trois parties (ou tagmes) :

- La tête qui porte les pièces buccales, les yeux, les antennes.
- Le thorax, formé de 3 segments portant les organes locomoteurs que sont les pattes (au nombre de 6) et (le plus souvent mais pas toujours) les ailes.
- L'abdomen constitué également de segments, est le siège de l'appareil reproducteur et d'appendices spéciaux (comme l'appareil vulnérant, différentes glandes...) (Jeanne, 1998).

#### 2.1.1 La tête

La tête de l'abeille est une région hautement spécialisée, siège de différentes structures sensorielles. Outre deux grands yeux de taille imposante, il faut ajouter trois yeux simples placés en triangle au sommet de la tête. Les ocelles (nom masculin) consistent en une lentille provenant de l'épaississement de l'exosquelette surmontant des cellules rétinienne. Ils ne rendent pas d'image vraie, mais permettent d'apprécier les variations d'intensité lumineuse, ce qui jouerait un rôle dans la régulation des activités diurnes ou dans l'orientation (Benoît, 2013).

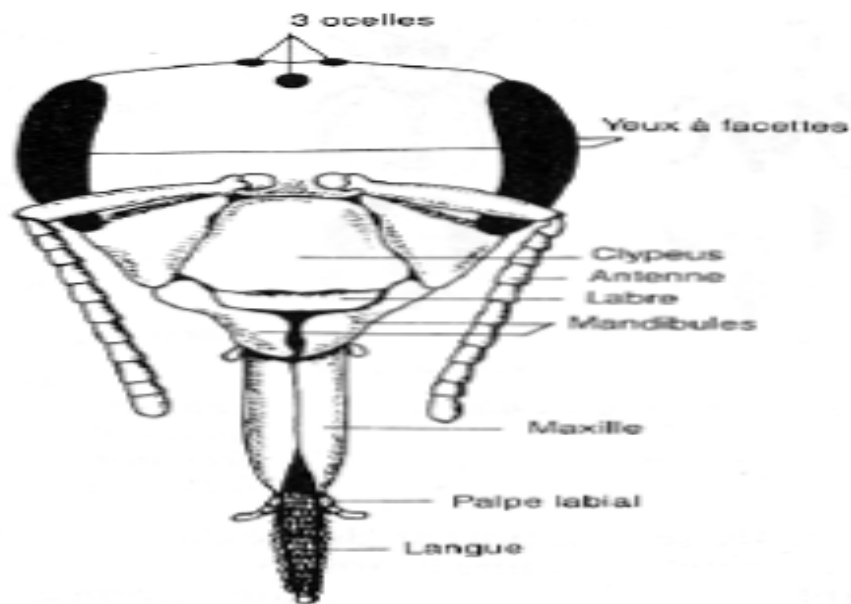


Figure 2:Détail de la tête de l'abeille (Benoît, 2013).

## A. Les yeux

Les yeux simples : sont au nombre de trois et se répartissent en triangle sur le front, entre les longs Poils du sommet de la tête. Ils semblent avoir pour fonction de voir les objets très rapprochés ou placés dans des endroits assez mal éclairés, voire complètement obscurs. Très sensibles à la lumière, ils subissent certaines modifications suivant l'intensité lumineuse (Biri 2010).

Les yeux composés : sont au nombre de deux. De grande taille, ils sont situés sur les côtés de la tête. Ils sont recouverts de nombreux poils et composés de facettes. Chaque œil est constitué par l'union de plusieurs milliers de ces éléments lenticulaires de forme hexagonale.

Il en résulte une image entière bien que, à l'origine, l'image soit perçue sous forme de mosaïque.

L'ouvrière, la reine et le faux bourdon ne possèdent pas le même nombre de ces lentilles hexagonales, appelées ommatidies, cette différence étant due à leur fonction spécifique : le mâle possède deux fois plus d'ommatidies que l'ouvrière (Biri 2010, Quendolo and Vezinet 2016).

## B. Les pièces buccales

L'appareil buccal comprend :

- Le labre, sorte de lèvre supérieure qui ferme la cavité buccale vers l'avant, sous le clypéus.
- Les mandibules (ou mâchoires) qui ferment la cavité buccale sur les côtés ;



- Le proboscis (ou langue) qui ferme la cavité buccale vers l'arrière.

Les pièces buccales de l'abeille sont de type broyeur et lécheur, ce qui veut dire qu'elles peuvent manipuler des matières solides comme des matières liquides.

Le labre est mobile. Sa face interne est revêtue d'organes sensoriels gustatifs, pailles, soies, épines (Quendolo and Vezinet, 2016).

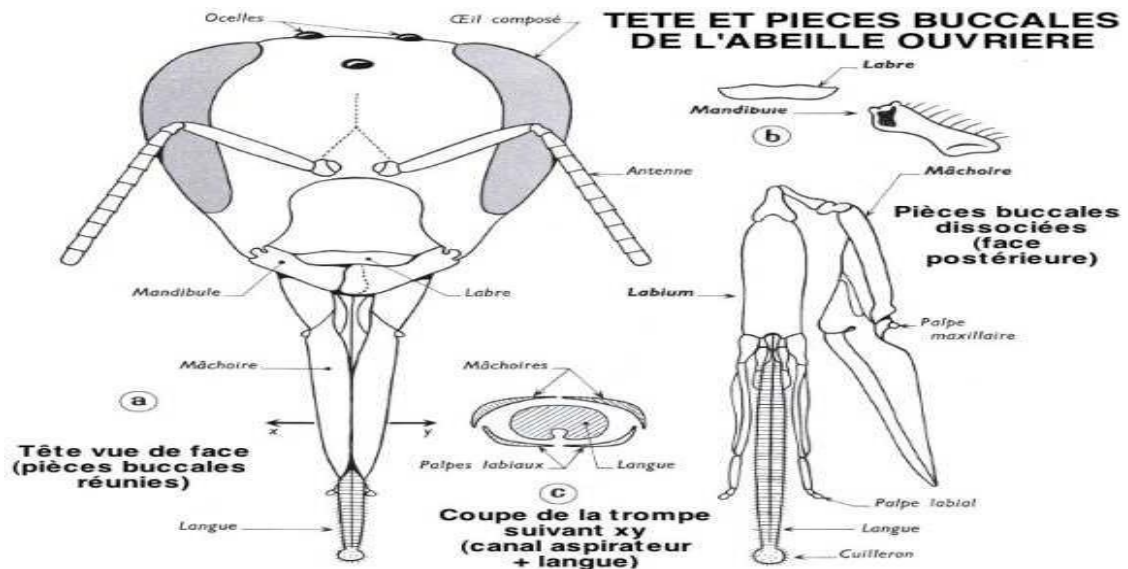


Figure 3: Pièces buccales chez l'abeille (Benoît, 2013).

### C. Les antennes

Les antennes sont constituées d'un flagelle (flagellum ou fouet) de 10 articles (11 chez le mâle) portés par le scape qui relie l'antenne à la tête de l'insecte par une rotule et le pédicelle qui articule flagelle et scape. Les 8 articles distaux sont pourvus de capteurs servant à détecter en particulier l'intensité des molécules odorantes et leur localisation (Quendolo and Vezinet, 2016).

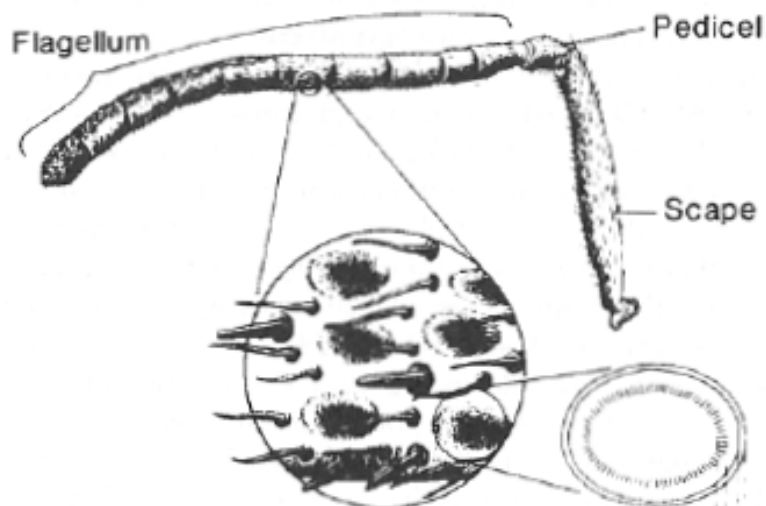


Figure 4: Structure de l'antenne et vue des organes sensoriels (Benoît, 2013).

### 2.1.2 Le thorax

Formé par la soudure de trois segments (pro-, méso-, métathorax), il porte les deux paires d'ailes et les trois paires de pattes.

Les six pattes sont réparties à raison d'une paire par segment thoracique. Les pattes ont toutes la même structure de base (hanche (coxa) – trochanter – fémur – tibia – tarse avec ses 5 parties), mais les antérieures et les postérieures portent des structures spécialisées. Les extrémités des pattes sont pourvues de coussinets (adhésion aux surfaces lisses) et de griffes (surfaces rugueuses). Ces dernières servent également pour s'accrocher aux autres abeilles dans la grappe, l'essaim ou la chaîne cirière, ainsi que pour manipuler le pollen, la cire et la propolis, et pour se nettoyer (Quendolo and Vezinet, 2016).

Les pattes antérieures portent le peigne à antennes (pince tibio-tarsiale). Les antennes y sont introduites pour être brossées et nettoyées.

Les pattes médianes ne se distinguent pas particulièrement ; elles sont utilisées pour débarrasser les poils du thorax du pollen piégé et pour faire passer le pollen des pattes avant vers les pattes postérieures. Lorsque la butineuse chargée de pollen rentre à la ruche, les pattes médianes servent à décrocher les pelotes de pollen.

Les pattes postérieures portent les outils servant à la récolte du pollen et de la propolis : peigne, râteau et corbeille à pollen (=corbicule). Cette région légèrement concave est garnie de poils sur les bords et possède un poil raide central sur lequel la charge.

Les ailes sont des replis membraneux parcourus par les nervures, qui sont des vaisseaux renforçant l'aile et où circule l'hémolymphe (= le sang de l'abeille). Les ailes antérieures sont plus grandes que les postérieures. Elles sont munies d'un repli où peuvent venir s'ancrer les 23 crochets (hamules ou hamuli) qui bordent l'aile postérieure, de telle sorte que les ailes ne forment qu'un seul plan pendant le vol, assurant la synchronisation du mouvement (Benoît, 2013).

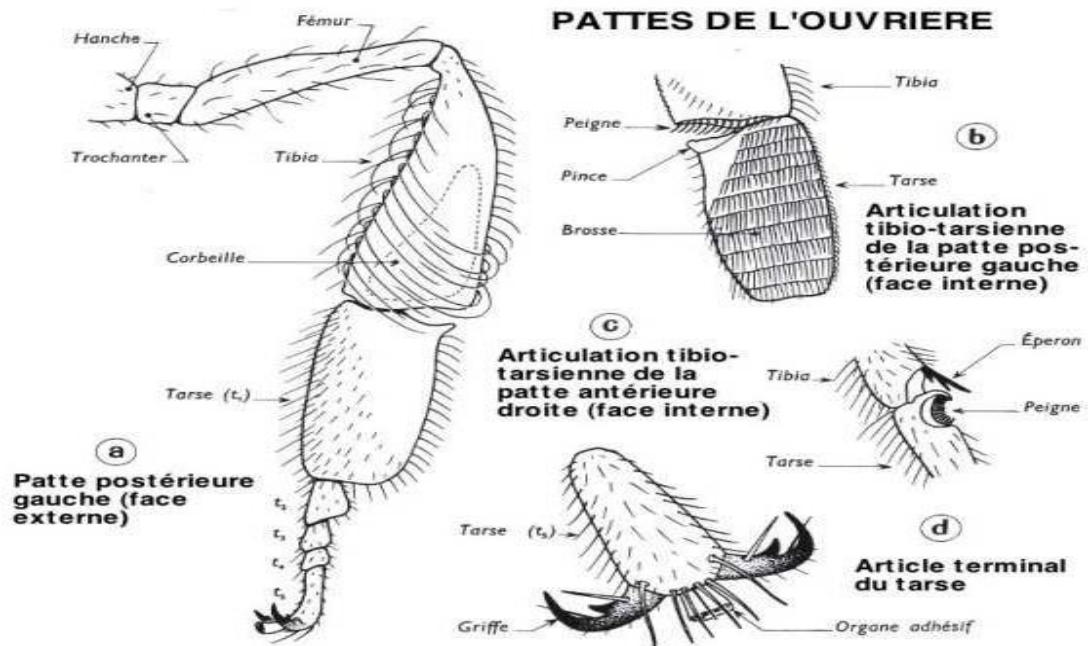


Figure 5: Détail des pattes de l'ouvrière (Benoît, 2013).

### 2.1.3 L'abdomen

Il est formé de 7 segments ou anneaux chez la femelle, de 8 chez le mâle. Il est séparé du thorax par le pédoncule qui est son premier segment (propendium) et est caractéristique des Hyménoptères.

Chaque segment est formé d'un tergite dorsal et d'un sternite ventral. Le tergite recouvre en partie le sternite. Les différentes parties sont réunies par des membranes permettant l'extension de l'abdomen. Les 4 derniers sternites (4 à 7) portent chacun les orifices d'une paire de glandes cirières. Entre l'avant-dernier et le dernier tergite (sur la membrane des tergites 6 et 7), se trouve la glande de Nassanov, visible quand l'abeille bat le rappel (cfr. Pheromones) (Quendolo and Vezinet, 2016).

L'aiguillon (ou dard) se situe à l'extrémité de l'abdomen. Uniquement présent chez les femelles, il a la forme d'un harpon chez l'ouvrière.

Le dernier segment s'ouvre également vers l'appareil reproducteur et le rectum.

L'intérieur de l'abdomen contient une grande partie du système respiratoire trachéen, le système digestif, le système reproducteur et le système vulnérant (Ravazzi, 2003).

## 2.2 Anatomie interne

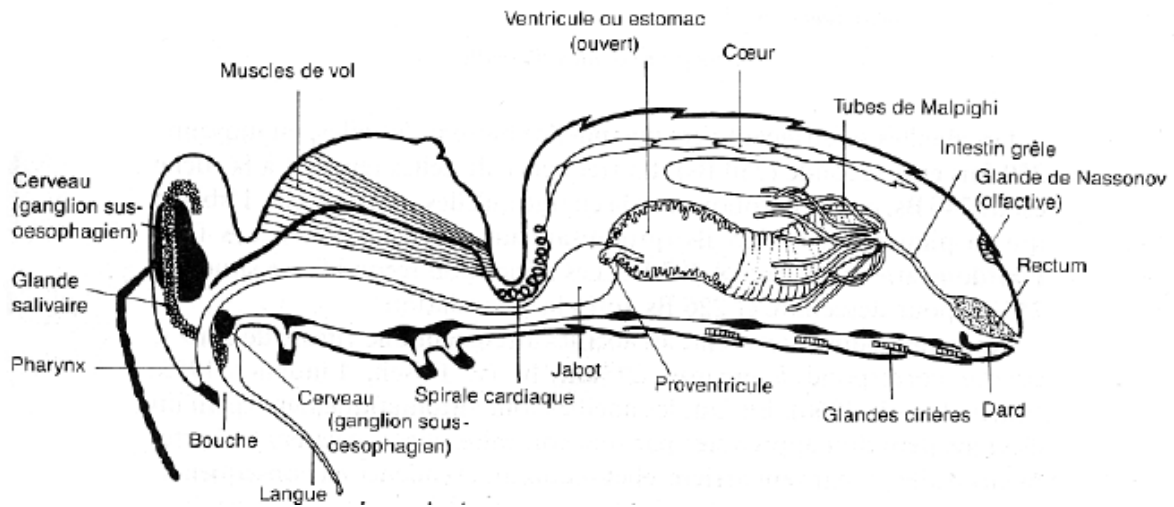


Figure 6: Les principaux organes du corps de l'abeille (Benoît, 2013).

### 2.2.1 L'appareille digestif

Il comprend :

- La bouche où débouchent les glandes cervicales ou hypopharyngiennes, et les glandes salivaires ;
- Un hypopharynx puis un pharynx qui permet de pomper le nectar ;
- Un long œsophage qui traverse le thorax et le pédoncule ;
- Un jabot, de 40 microlitres de contenance, qui a surtout une fonction de stockage : son contenu peut être régurgité. C'est là qu'agit l'invertase, enzyme qui transforme le nectar en miel. Il sert à stocker puis à régurgiter le nectar et l'eau récoltés, ainsi que le miel et le pollen dilués de salive lors des transferts de nourriture par trophallaxie.
- Le ventricule ou estomac moyen, séparé du jabot par le proventricule, valve qui évite les reflux, et retient dans le jabot son contenu, ne laissant passer vers le ventricule que les grains de pollen et un peu de nectar servant à couvrir les besoins de l'abeille. Musculeux, le ventricule est le siège de l'essentiel de la digestion (action enzymatique et absorption des produits de la digestion vers l'hémolymphe).
- L'intestin grêle
- Suivi par l'ampoule rectale et l'anus (Quendolo and Vezinet, 2016).

### 2.2.2 L'appareil excréteur

L'appareil excréteur est représenté par les tubes de Malpighi, rattachés à l'appareil digestif, mais dont les fonctions sont excrétoires. Ces canaux plongent librement dans le sang, ils sont fermés à l'une de leurs extrémités et libres à l'autre. Par cette dernière extrémité, ils aboutissent au tube digestif au passage de l'intestin moyen à l'intestin grêle. Les déchets contenus dans le sang passent, par osmose, dans ces tubes et sont rejetés dans l'intestin d'où ils sont expulsés avec les excréments (Biri, 2010).

### 2.2.3 L'appareil circulatoire

L'hémolymphe (le « sang » de l'abeille) baigne tout l'organisme ; il n'y a pas un réseau de vaisseaux comme chez les mammifères. C'est un système ouvert. L'hémolymphe ne véhicule pas l'oxygène et ne contient donc pas d'hémoglobine ; elle est incolore. Elle contient par contre outre de l'eau (plus de 85%) et du glucose, de nombreux constituants minéraux et organiques, ainsi que des protéines, des enzymes et des acides aminés. Les échanges gazeux sont assurés par le système respiratoire, qui amène l'air directement aux cellules.

Le rôle du système circulatoire est de transporter les éléments nutritifs, les produits issus des dégradations cellulaires, les différentes hormones ainsi que les cellules qui assurent l'immunité, les œnocytes. Le cœur est placé dorsalement. Il est composé de 5 ventricules munis chacun de deux valves en fente, les ostioles, et correspondant à des anneaux abdominaux ; il se prolonge vers la tête par l'aorte qui est spiralée à hauteur du pédoncule pour permettre l'étirement du corps. Des muscles abdominaux, attachés aux diaphragmes dorsal et ventral activent la circulation. Les vésicules facilitent le mouvement de l'hémolymphe (Benoît, 2013).

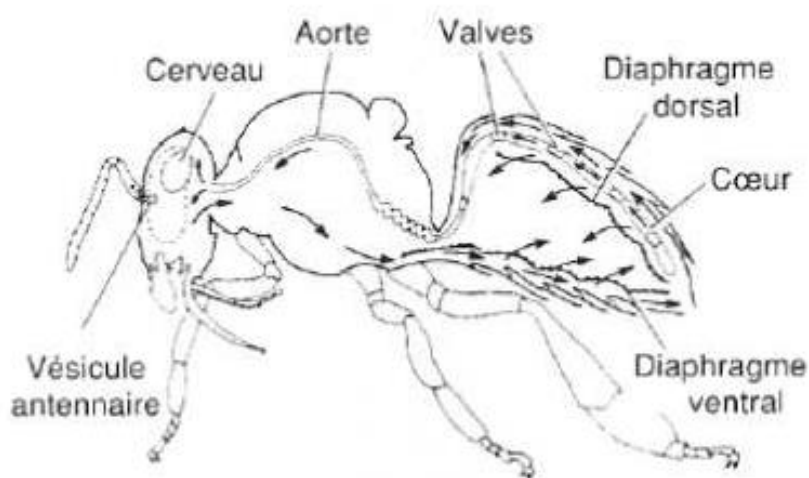


Figure 7: Le système circulatoire avec le trajet de l'hémolymphe (Benoît, 2013).

## 2.2.4 L'appareil respiratoire

Il assure les échanges gazeux par l'apport d'oxygène jusqu'au niveau des cellules et l'expulsion du gaz carbonique. La plupart des segments du corps de l'abeille portent une paire de stigmates (2 paires thoraciques - 8 paires abdominales, soit  $n=20$ ) qui ouvrent sur des trachées débouchant dans des sacs aériens ou des trachéoles. Les trachées sont des tubes qui maintiennent ouverts des renforcements hélicoïdaux qui leur assurent rigidité et souplesse.

Quinze sacs aériens (par paires ou uniques) allègent le corps de l'abeille et surtout permettent les échanges gazeux ; l'oxygène parvient aux tissus par simple diffusion.

Les stigmates de la première paire s'ouvrent sur une loge protégée par des poils : c'est là que peut se développer l'acarien parasite responsable de l'acariose.

La respiration de l'abeille au repos peut se faire par simple diffusion, mais l'abeille active « pompe de l'abdomen » pour augmenter l'échange gazeux (Ravazzi, 2003).

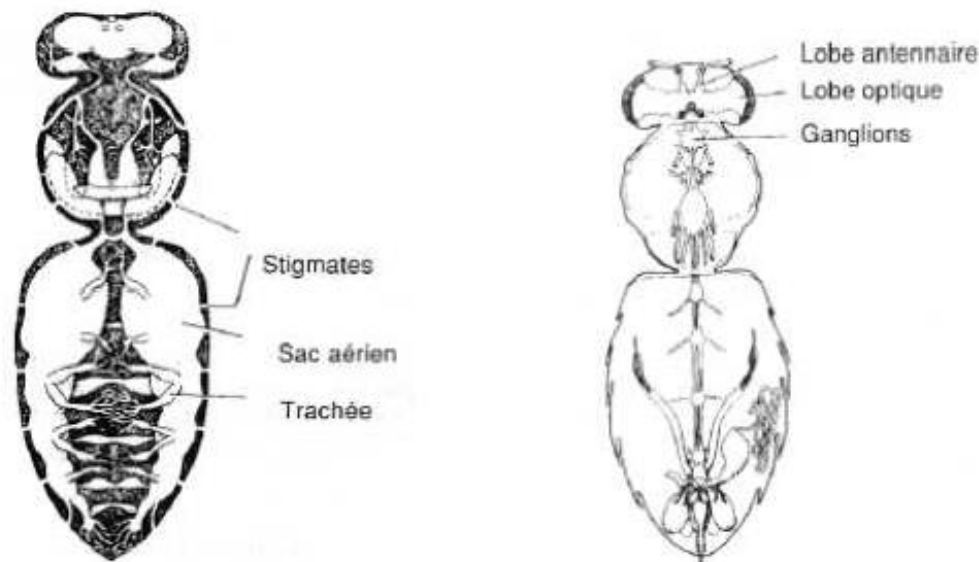


Figure 8: Le système respiratoire (à gauche) et nerveux (à droite) chez l'abeille ouvrière (Benoît, 2013).

## 2.2.5 Le système nerveux

Le système nerveux de l'abeille est le siège de l'intégration des signaux des 5 sens, au niveau des différents récepteurs sensoriels que sont les antennes, les yeux et la langue

Il est constitué de 2 ensembles complémentaires :

- Le système nerveux central, avec le cerveau et la chaîne nerveuse ventrale ;
- Le système nerveux stomo-gastrique, lié à l'activité et au fonctionnement des organes internes.

Le cerveau n'est pas le seul centre de commande ; la chaîne nerveuse qui parcourt

ventralement tout le corps comporte des ganglions (2 thoraciques - 5 abdominaux) relativement autonomes.

Le cerveau comporte une masse sus-œsophagienne (lobes optiques, nerfs antennaires, nerfs du labre, ...) et un ganglion sous-œsophagien (innervation de l'appareil buccal). On y trouve le siège des glandes productrices d'hormones, notamment les glandes endocrines situées à la base du cerveau et dont les sécrétions passent dans l'hémolymphe (Benoît, 2013).

### 2.2.6 Le système musculaire

L'appareil musculaire de l'abeille est constitué par des fibres musculaires striées, entourées par une membrane transparente et élastique appelée sarcolemme. Ces muscles sont particulièrement développés au niveau du thorax, car les muscles des ailes et des pattes sont logés exactement à cet endroit. Les deux paires de muscles des ailes (les uns longitudinaux, les autres verticaux), ne sont pas directement fixés aux ailes, mais aux petites plaques de chitine qui constituent le squelette du corselet de l'abeille. Grâce à ce puissant système de propulsion, l'abeille peut parcourir 500 m par minute (Biri, 2010).

### 2.2.7 Les glandes indépendantes

- Les glandes salivaires sont constituées des glandes labiales de la tête et du thorax. Les premières produisent une substance huileuse liée à la signature chimique de la colonie. Les secondes sécrètent une salive capable de dissoudre les sucres. Les sécrétions débouchent à la base de la langue.
- Les glandes hypopharyngiennes débouchent dans un canal collecteur, produisent la gelée royale servant à la nourriture des larves. Leur état de développement est lié à la fonction de nourrice que l'abeille exerce au début de sa vie ; elles régressent chez la butineuse, produisant alors l'invertase qui contribue à transformer le nectar en miel.
- Les deux glandes mandibulaires débouchent à la base des mandibules. Elles produisent un lipide entrant dans la composition de la nourriture larvaire. Leur sécrétion servirait aussi à ramollir la propolis et la cire.
- La glande de Nassanov débouche sur le dernier tergite, l'orifice du canal étant caché sous l'avant-dernier tergite. Elle produit une odeur (phéromone) qui induit le rassemblement des abeilles de la colonie.
- Les glandes cirières sont au nombre de 4 paires situées en partie ventrale des 4 derniers segments de l'abdomen de l'ouvrière, elles sont cachées par des plaques de recouvrement, les miroirs. La cire liquide durcit sur le miroir pour former une écaille qui est ramenée par

les pattes postérieures vers les mandibules et triturée pour aller contribuer à la construction du rayon.

- Les glandes d'Arnhart produisent vraisemblablement une odeur (l'empreinte du pied) qui guide les butineuses suivantes par exemple. Chez la reine, l'empreinte du pied est l'une des phéromones qui, laissée sur le rayon, inhibe le comportement d'élevage de cellules royales chez l'ouvrière.
- La glande sétose de l'aiguillon est située dans la membrane sétose, à la base de l'aiguillon. Elle libère une série de substances lorsque le dard est sorti ou arraché de l'abdomen de la gardienne dont l'acétate isoamyl qui amplifie le comportement d'attaque (Ravazzi, 2003).

### 2.2.8 L'appareil vulnérant

Présent chez la reine et l'ouvrière, mais non chez le mâle, il comprend :

- Un appareil glandulaire (glande acide) produisant le venin, fait d'une glande à venin débouchant dans la poche à venin, et d'une glande alcaline débouchant à la sortie de la poche à venin.
- Un appareil moteur comprenant une musculature, et des plaques et pièces permettant la projection du dard hors de la chambre
- Un appareil vulnérant proprement dit, le dard, formé du bulbe prolongé par le gorgeret creusé de rainures où peuvent glisser deux stylets terminés par des barbelés, et percé de canalicules par où s'écoule le venin. L'aiguillon de la reine n'est pas barbelée (Benoît, 2013).

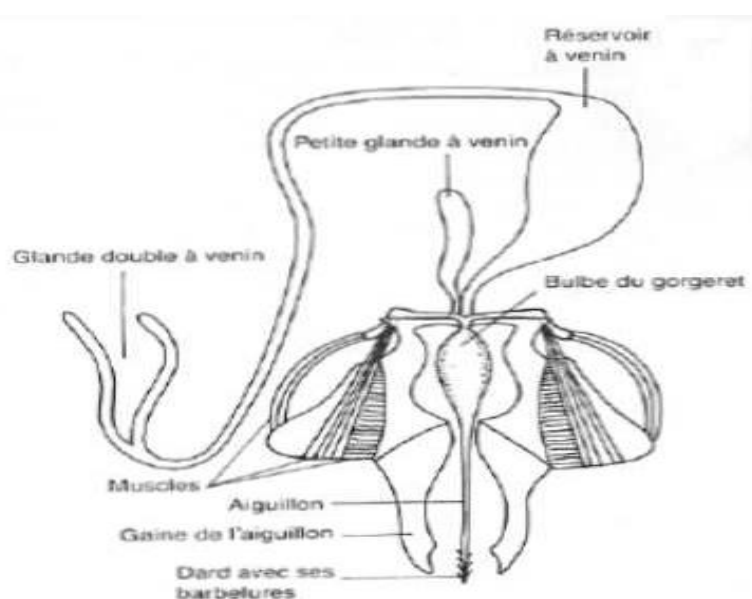


Figure 9:Appareil vulnérant (Benoît, 2013).



## 2.2.9 L'appareil reproducteur

### a. La reine

Chacun de ses deux gros ovaires (150 à 180 ovarioles) se prolongent par un oviducte acheminant les œufs jusqu'à la cavité vaginale où débouche la spermathèque, réserve de sperme, surmontée d'une glande en Y dont la sécrétion assure la survie aux spermatozoïdes pendant plusieurs années.

L'orifice vaginal se trouve entre sternite et tergite du segment 7 ; de part et d'autre se trouvent deux cavités, les bourses copulatrices.

L'œuf sortant de l'oviducte est pressé contre l'orifice de la spermathèque. Une petite valve permet à la reine de laisser passer une petite quantité de sperme pour la fécondation (qui n'est pas systématique, les mâles étant issus d'œufs non fécondés).

La ponte de la seule reine doit permettre le renouvellement des abeilles et la spectaculaire croissance de la colonie au printemps ; en forte saison de ponte (mai-juin), la reine déposera entre 1000 et 1500 œufs par jour dans le nid à couvain (jusque 200.000 par an). Le nombre d'œufs produits est illimité, un million ou plus durant la vie de la reine (Ravazzi, 2003).

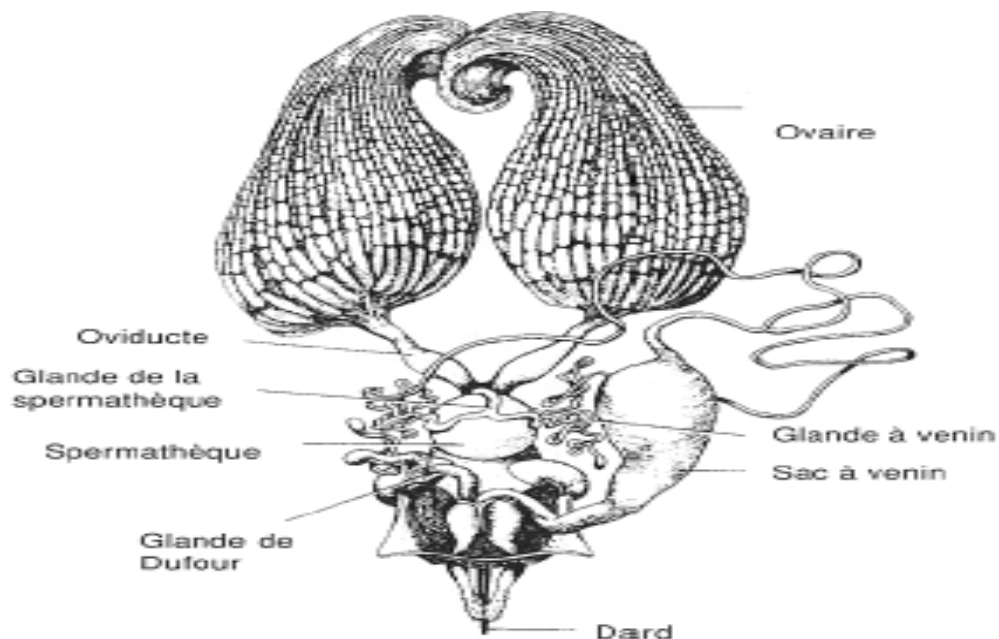


Figure 10:L'appareil reproducteur de la reine (Benoît, 2013).

### b. Les ouvrières

Les ouvrières ont de petits ovaires (2 à 12 ovarioles) mais ne peuvent s'accoupler. Les ouvrières pondeuses apparaissent dans des ruches privées de reine depuis un certain temps et qui n'ont pu se rémérer. On reconnaît la ponte des ouvrières à ce qu'elle est irrégulière (œufs

déposés sur le bord de la cellule et non au fond ; parfois deux ou plusieurs œufs par cellule). La ruche devient alors bourdonneuse : elle n'élève plus que des mâles (œufs non fécondés). Il est rare qu'une telle ruche puisse être récupérée : le mieux est de la disperser complètement (Benoît, 2013).

### c. Les mâles (ou faux-bourdons)

Son appareil reproducteur occupe une grande partie de son abdomen. Deux testicules, composés de 200 tubes séminifères, produisent les spermatozoïdes qui sont conduits par les canaux déférents jusqu'aux vésicules séminales où ils sont emmagasinés. Un long canal éjaculateur les conduit au pénis qui est invaginé. Des glandes à mucus produisent un mucus protecteur coagulant qui lors de l'accouplement empêchera la semence de s'écouler hors des voies génitales de la reine. Lors de l'accouplement, le pénis se dévagine et est décalotté ; le mâle introduit le pénis érecté dans la chambre de l'aiguillon ouverte de la reine. Le pénis consiste en un endophallus et d'une paire de crochets copulatifs (cornues) pour agripper la reine.

Paralysé, il se penche en arrière et, sous la contraction de son abdomen, libère le sperme. Le bulbe de l'endophallus éclate et la semence est projetée au travers du canal éjaculateur dans les voies génitales de la reine. Le bulbe accompagné des plaques chitineuses se déchire et reste accolé à la reine. L'accouplement dure moins de 5 secondes. Le couple reine/mâle tombe au sol et se détache. Le mâle meurt peu après. Il abandonne ses organes dévaginés. Il ne peut s'accoupler qu'une seule fois (Benoît, 2013).

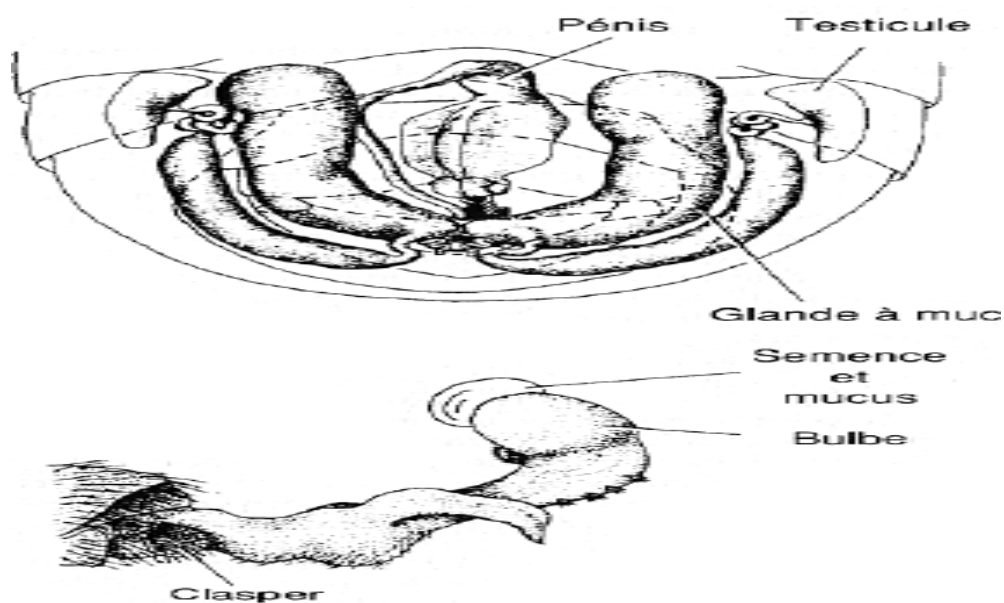


Figure 11: L'appareil reproducteur chez le mâle (Benoît, 2013).

## II. Le parasite : *varroa destructor*

### 1 Généralité

*Varroa destructor* c'est longtemps appelé *Varroa jacobsoni*, du nom de l'entomologiste Edward Jacobson, qui l'a récolté pour la première fois sur l'île de Java. Ce n'est que depuis 2000 que le parasite de l'abeille domestique s'appelle *Varroa destructor*. Anderson et Trueman ont en effet mené des travaux de caractérisation des « souches » de *Varroa*. Ils ont distingué les haplotypes appartenant à *V. jacobsoni* des haplotypes appartenant à *V. destructor*, qui a un corps plus large. Les deux séries d'haplotypes se différencient aussi par des variations de la séquence des gènes d'ADN mitochondrial codant pour le cytochrome oxydase 1 (Samuel, 2016).

### 2 Historique de la maladie

*Varroa destructor* dérive génétiquement de *Varroa jacobsoni*, décrit par Oudemans en 1904 sur l'abeille *Apis cerana*, une espèce asiatique chez laquelle le parasite semble bien adapté car sans gêne au développement des colonies (BERTRAND, 2003). A l'origine séparées par 600 km, les aires de répartition des abeilles *Apis mellifera* et *Apis cerana* ont été superposées en Asie par l'importation massive, après la Première Guerre Mondiale, d'*Apis mellifera*, jugée plus productive (NOIRETERRE, 2011). Le changement d'hôte s'accompagna d'une forte pathogénicité. Le parasite s'est étendu rapidement vers l'Ouest au gré des transhumances et des importations de reines et atteint la Tunisie en 1975 (TREILLES, 2002). A la même époque, l'importation de colonies en provenance du Pakistan par un institut de recherche allemand entraîne une explosion de la maladie en Europe occidentale (NOIRETERRE, 2011). La France est officiellement touchée le 1<sup>er</sup> novembre 1982 à Wissenbourg (Bas-Rhin), probablement par contamination allemande. Un deuxième foyer est découvert dans le Var la même année. Six ans plus tard, l'ensemble du territoire français est déclaré infesté, excepté la petite île d'Ouessant en Bretagne, encore exempte du parasite aujourd'hui (TREILLES, 2002 ; NOIRETERRE, 2011).

En moins de vingt ans, à la faveur des échanges commerciaux, les Amériques, puis le monde entier, ont été envahis par *Varroa destructor*. Seule l'Australie est actuellement encore indemne grâce à des protocoles de quarantaine stricts dans les cas d'importation (Australia government, 2012).

### 3 Importance de la maladie

La varroose est l'un des grands fléaux de l'apiculture mondiale. C'est une maladie causée par l'acarien *V. destructor*. Elle touche les larves, les nymphes et les abeilles adultes.

Les femelles adultes *V. destructor* ont une espérance de vie allant de 2 mois et demi à trois mois et demi pendant l'été. Les mâles adultes sont incapables d'accéder à une source de nourriture et sont très sensibles à la déshydratation. Ils meurent peu de temps après l'émergence de la jeune abeille adulte parasitée. Un corps déprimé dorso-ventralement et la présence de huit pattes terminées par une ventouse et positionnées latéralement font que la femelle de varroa est adaptée à la fois au parasitisme et à la phorésie (Samuel, 2016).

### 4 Systématique

**Règne** : Animal.

**Sous règne** : Métazoaires.

**Embranchement** : Arthropodes.

**Sous embranchement** : Chélicérates.

**Classe** : Arachnides.

**Ordre** : Gamazidas.

**Famille** : Varroadaes.

**Genre** : Varroa.

**Espèce** : *Varroa jacobsoni* (Andreson et Truman, 2000)

### 5 Morphologie et anatomie du varroa

#### 5.1 Morphologie externe

*Varroa destructor* présente un dimorphisme sexuel très marqué à l'état adulte ; la femelle étant presque deux fois plus grande que le mâle. Cette dernière, forme de résistance et de dissémination, est facilement observable sur le corps des abeilles adultes tandis que le mâle et les formes immatures (formes larvaires et nymphales) sont cachés dans le couvain operculé (Lhomme, 1990).

##### 5.1.1 Varroa femelle

La femelle adulte de *V. destructor* ne se retrouve que sur les abeilles adultes. Elle seule est capable de phorésie. Elle pèse 325  $\mu\text{g}$  (+/- 26  $\mu\text{g}$ ) en phase de phoresie, et ce poids augmente

en phase de reproduction (environ 480 µg deux jours après l'operculation de la cellule de couvain) (Samuel, 2016).

Visible à l'œil nu, la femelle a un corps de forme ellipsoïdale, plus large que long : en moyenne 1,1 mm de longueur pour 1,6 mm de largeur. Brun clair à l'éclosion, sa couleur fonce et prend un teint rougeâtre chez les individus les plus âgés. Sa cuticule, durcie par une protéine, la sclérotine, est divisée en plaques appelées sclérites. Souvent couverts de poils, ces sclérites sont unis par un tégument souple nommé membrane interscutellaire, qui permet l'articulation des sclérites entre eux (fernandez et coineau, 2002).



Figure 12: abeilles parasitées par un acarien phorétique (*V. destructor*) (Samuel, 2016).

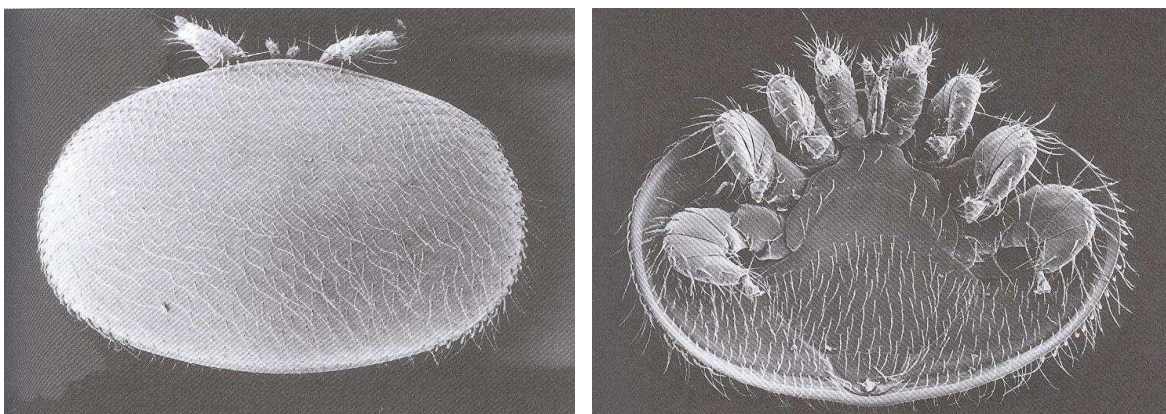


Figure 13: femelle de *Varroa destructor* A gauche : vue dorsale / A droite : vue ventrale (Fernandez et Coineau, 2002).

### 5.1.2 Varroa male

Le corps du mâle est jaune verdâtre, presque sphérique. Il mesure 750 à 980  $\mu\text{m}$  de long, et 700 à 880  $\mu\text{m}$  de large. Les membres sont longs et fins. Son corps est peu sclérotisé, excepté au niveau des membres. Le bouclier dorsal est finement couvert de soies (Samuel, 2016).



Figure 14: morphologie d'un varroa male (Jacopo, 2010)

## 5.2 Anatomie interne

### 5.2.1 Le tégument

Le tégument est formé d'une couche cellulaire, l'épiderme, et d'une couche non cellulaire, la cuticule, sécrétée par la première. Il présente un nombre important de fonctions : exosquelette, support pour l'insertion des muscles, rôle dans l'imperméabilité et le bilan d'eau. La sclérotisation (durcissement cuticulaire) et la mélanisation (coloration cuticulaire) sont concomitantes car elles dérivent de réactions chimiques faisant intervenir parallèlement un même composant, une quinone. L'ancienne cuticule se fend selon une ligne préétablie, la ligne de déhiscence, présente sur le sclérite dorsal. Dans les couvains operculés parasités, on trouve au fond des alvéoles un mélange des morceaux de cuticule (les exuvies) provenant des mues successives des parasites et de l'abeille. (fernandez et coineau, 2002).

### 5.2.2 Le système nerveux

Le cerveau, ou synganglion, est traversé par l'œsophage. Il est composé de plusieurs ganglions indissociables formant deux masses, une sous-œsophagienne et une sus-œsophagienne plus

petite, reliées entre elles par un anneau périoesophagien. La masse sous-œsophagienne est composée de la paire de ganglions des palpes, des quatre paires de ganglions des pattes- et des deux paires de ganglions de l'opisthosome (ces derniers ne formant qu'une seule masse fusionnée, difficilement individualisable).

Un important réseau de trachées et trachéoles assure l'apport en oxygène au cortex en traversant le neurilème. (fernandez et coineau, 2002).

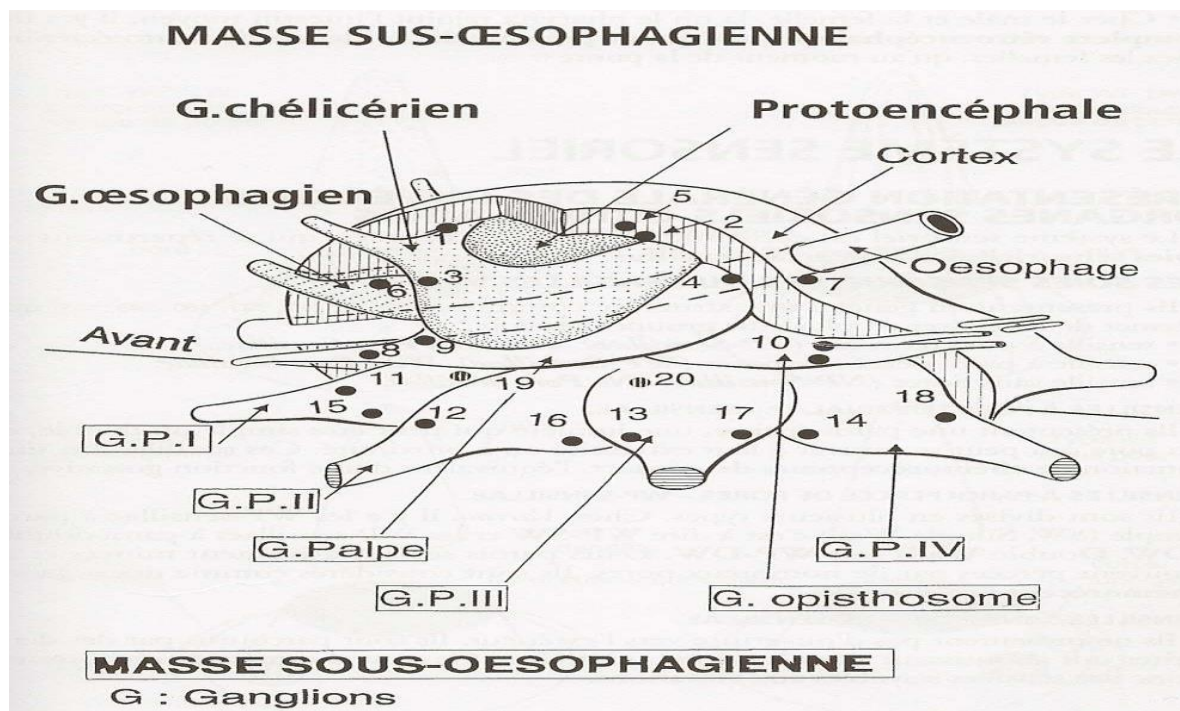


Figure 15: système nerveux de *Varroa destructor* (Fernandez et Coineau, 2002).

### 5.2.3 Le système circulatoire

Le système circulatoire est de type lacunaire, il contient peu de vaisseaux. Les organes de la cavité générale du corps (appelée hémocœle) baignent dans un liquide, l'hémolymphe, qui contient les hémocytes et constitue en quelque sorte le sang de l'animal. L'hémocœle est également en continuité avec les cavités des appendices. La circulation est assurée par une dynamique interne créée par les mouvements des différents organes et des muscles qui se contractent régulièrement. L'hémolymphe ne sert pas aux échanges gazeux, mais elle assure le transport des hormones, des nutriments et des déchets. Elle maintient également la pression hydrostatique et soutient les organes et tissus (L'HOMME, 1990 ; fernandez et coineau, 2002).

#### 5.2.4 Le système respiratoire

Le système respiratoire est constitué d'un réseau de trachées qui, d'un côté se ramifient en trachéoles, et de l'autre, s'abouchent à l'extérieur par deux stigmates, prolongés par un péritrème, situés ventro-latéralement aux coxae des pattes III et IV (fernandez et coineau, 2002).

#### 5.2.5 Le système reproducteur

L'appareil génital mâle comprend un testicule unique d'où partent deux vasa deferentia qui se réunissent en un ductus ejaculatorius. Ce dernier est en communication avec la glande génitale accessoire, une glande de taille importante capable d'encapsuler les spermatozoïdes dans un spermatophore. Huit stades de maturation sont décrits pour les spermatozoïdes : les six premiers ont lieu dans l'appareil génital mâle et les deux derniers se déroulent dans le corps de la femelle. Les chélicères, transformés en spermiodyctyles, permettent au mâle de prélever les spermatophores auprès de son ouverture génitale (face ventrale) et de les injecter dans l'appareil génital de la femelle.

L'appareil génital de la femelle est plus complexe et divisé en deux systèmes. Le premier permet la réception, la maturation et le stockage des spermatozoïdes. Ces derniers, à leur sixième stade de développement et enfermés dans un spermatophore, sont injectés par le mâle au niveau des solenostomes, deux ports situés entre chaque coxae III et IV de la femelle. Différents conduits (tubulus, ramus et spermiducte) amènent à la spermathèque. Celle-ci est en contact avec l'ovaire au niveau de la camera spermatis. Le deuxième système ne comprend que des organes impairs et permet le développement de l'œuf jusqu'à la ponte : l'oocyte issu de l'ovaire est fécondé par un spermatozoïde. Il poursuit sa maturation dans l'utérus (ou oviducte I), puis le vagin (ou oviducte II) qui conduit jusqu'à l'ouverture génitale, lieu de ponte situé sur la face ventrale de l'acarien. L'ovaire comprend deux parties : l'ovaire au sens strict du terme, et l'organe lyriforme, à fonction nutritive. L'utérus ne peut contenir qu'un seul œuf à la fois (fernandez et coineau, 2002).



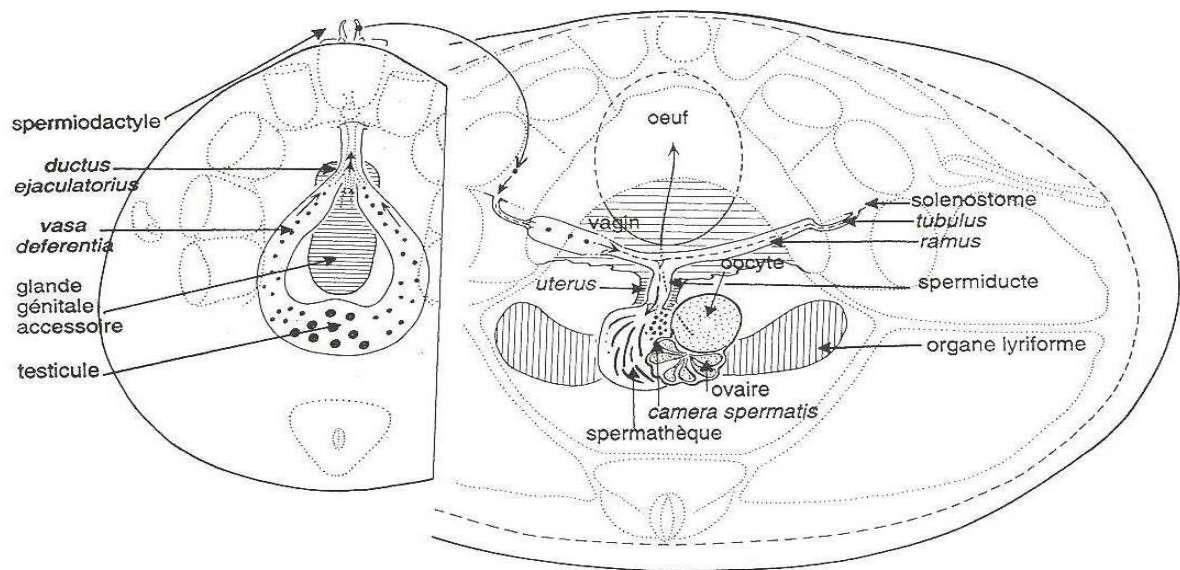


Figure 16: systèmes génitaux mâle et femelle de *Varroa destructor* à gauche male adroit femelle (Fernandez et Coineau, 2002).

### 5.2.6 L'appareil digestif

La première phase digestive est extra-orale par injection de la salive à l'intérieur de la plaie. Le système salivaire est composé de deux paires de glandes salivaires, une antéro- dorsale et une qui s'étend des pattes II à IV. Le système post-oral qui prend le relai est divisé en trois segments du fait d'origines embryologiques différentes : l'intestin antérieur (pharynx et œsophage), l'intestin moyen (ventricule, colon et post-colon) et l'intestin postérieur (atrium anal) (Lhomme, 1990 ; fernandez et coineau, 2002).

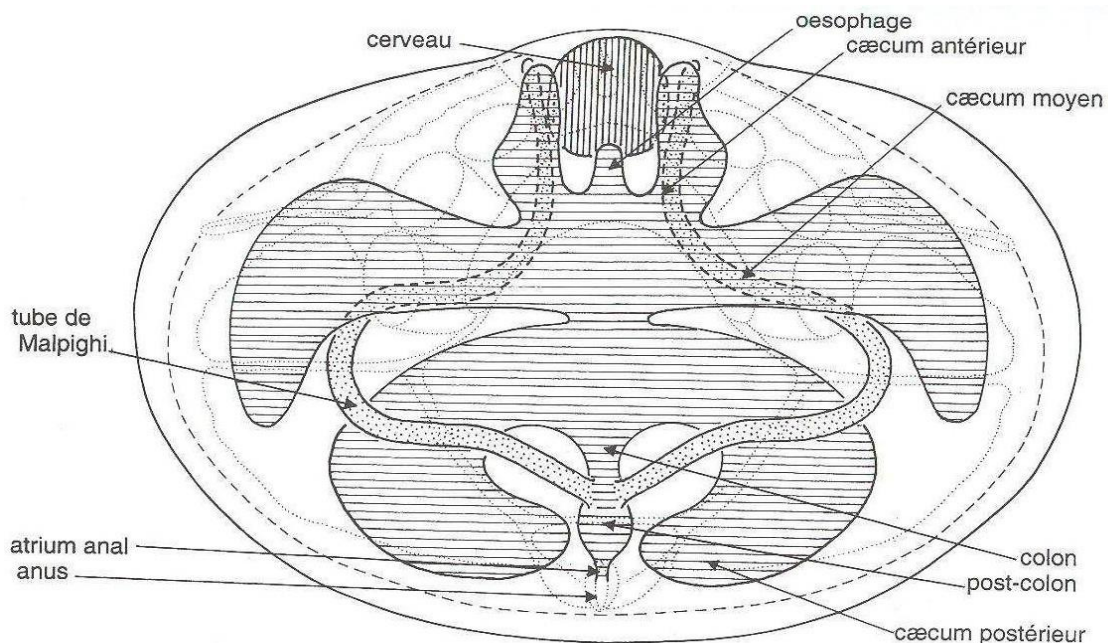


Figure 17: l'appareil digestif femelle de *Varroa destructor* (Fernandez et Coineau, 2002).

### 5.2.7 Le système excréteur

Il est constitué d'une paire de tubes de Malpighi s'étendant sur toute la longueur du corps. Prenant naissance entre le synganglion et les caecums antérieurs, les tubes de Malpighi restent en position ventrale par rapport aux caecums moyens et passent dorsalement aux caecums postérieurs pour finalement s'ouvrir au niveau du post-colon. Les produits d'excrétion, sous forme de granules de guanine, sont présents tout au long des tubes (Lhomme, 1990 ; Fernandez et Coineau, 2002).

## 6 Biologie du varroa

### 6.1 Cycle parasitaire

L'œuf est blanc. Il présente une consistance élastique et une forme ovoïde. Il mesure Environ 300 µm de long et 230 µm de large. Le premier œuf de *V. destructor* est pondu environ 60 à 70 heures après l'operculation de l'alvéole. Ce premier œuf, non fécondé donnera un mâle (haploïde  $n = 7$ ). Les œufs fécondés, diploïdes ( $2n = 14$ ), donneront des femelles. La durée du stade « œuf » est de 20 à 28 heures pour les femelles, et de 26 à 30 heures pour les mâles.

La femelle pond 18 à 30 œufs dans sa vie. Elle pond 5 œufs (1 mâle et 4 femelles) dans le couvain d'ouvrières, et 6 dans le couvain *de mâles*. Ils se développent si la température est de 31 à 37 °C.

La protonympe sort de l'œuf. C'est le premier stade mobile. Elle a quatre paires de pattes et son corps est clair, non sclérotisé. On distingue mal le mâle de la femelle. La durée du stade protonymphal est de 52 à 68 heures pour le mâle, et de 26 à 40 heures pour la femelle.

Après la mue, une phase deutonymphe apparaît. On distingue quatre paires de pattes. Le gnathosome est identique à celui trouvé chez l'adulte. La taille de la femelle varie entre 750 et 1 000 µm de long, et entre 800 et 1 600 µm de large. Le corps est clair, non sclérotisé. Le mâle est plus petit que la femelle : il mesure de 750 à 770 µm de long, et de 750 à 800 µm de large. Mâles et femelles immatures peuvent être différenciés des adultes par l'absence d'orifice génital. La durée du stade deutonymphal est de 54 à 72 heures pour les mâles, et de 68 à 86 heures pour la femelle. Ensuite, une nouvelle mue donne un adulte mâle ou femelle.

Une fois sortie de l'alvéole, la femelle *Varroa* se fixe sur une abeille (essentiellement sur le thorax, la partie crâniale de l'abdomen ou entre les stergites et les sternites, pour échapper au nettoyage par les pattes). On nomme cette phase la phase « phorétique » (phorésie). C'est durant cette phase qu'elle se nourrit d'hémolymphe, qu'affaiblit l'abeille et qu'elle sert de

vecteur à de nombreux virus. Elle ingère assez de nutriments pour permettre à son système reproducteur de mûrir et de devenir fonctionnel. Ensuite, elle réalise des cycles de reproduction successifs. Elle cherche à gagner une alvéole de couvain contenant une larve d'abeille au stade L5 pour se reproduire : c'est la phase de reproduction.

La reproduction de *Varroa* se fait dans le couvain operculé (la durée d'operculation est d'environ 270 à 280 heures dans le couvain d'ouvrières, et de 330 à 360 heures dans le couvain de faux-bourdon). Le mâle de *Varroa* ne peut survivre à l'extérieur de l'alvéole. Le parasite se multiplie mieux dans le couvain de mâles que dans celui d'ouvrières (Samuel, 2016).

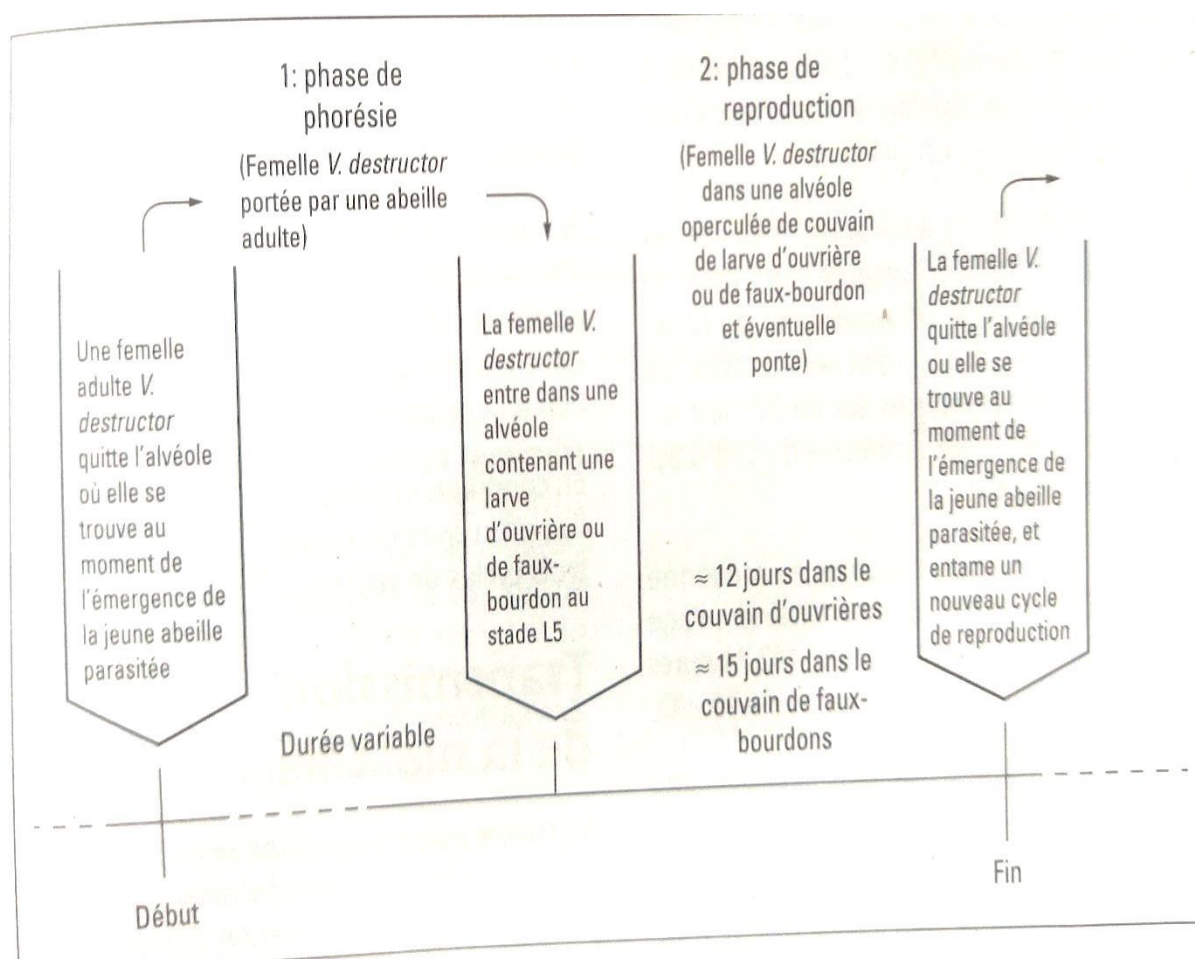


Figure 18: cycle de reproduction de *V. destructor* (Samuel, 2016).

## 6.2 Nutrition

Tous les stades de *Varroa* se nourrissent exclusivement à partir de l'hémolymphe de leur hôte. Seules les femelles adultes sont capables de survivre sur les abeilles adultes en se nourrissant entre les sternites de leurs hôtes. Les autres formes, mâles et immatures, vivent dans le couvain.

Au stade prénymphose de l'abeille, la femelle fondatrice monte sur elle et réalise de petits repas à peu de temps d'intervalle. Pendant le stade nymphose, elle se nourrit moins souvent mais effectue des repas plus longs. A ce stade, à l'aide de ces chélicères, elle perce la cuticule de la nymphe, généralement au niveau du cinquième segment du corps. Cet endroit devient la zone de nourriture qui sera utilisée par la fondatrice et ses descendants pour se nourrir. Ainsi, les mâles et immatures, dont les chélicères ne sont pas adaptées pour percer la cuticule de la nymphe, peuvent se nourrir. En cas de pluri-infestation par deux fondatrices, une seule zone de nourriture est mise en place. Cette zone étant unique, les acariens doivent patienter et attendre leur tour pour aller se nourrir, certains arrivent toutefois à évincer celui qui est en train de faire son repas et à lui prendre sa place (Fernandez et Coineau, 2002).

## **7 Symptôme**

Les symptômes de la maladie consistent en :

- Colonies avec peu d'activité
- Colonies avec peu de production
- Colonies affaiblies
- Colonies avec des abeilles adultes ayant des ailles déformées et atrophiées
- Colonies montrant en face de l'entrée, des abeilles adultes mortes et du couvain éliminé
- Abeilles trainantes sautillant comme des grenouilles
- Abeilles qui se tortillent de l'abdomen
- Abeilles groupées sur la planche de vol ou sur la ruche.
- Couvain en mosaïque
- Les abeilles avec des ailles déformées (Choucha et Bouzida, 2019).

## **8 Sources de contamination**

Les sources de contamination sont avant tout les autres colonies infestées. Notons que les produits de la ruche sont des milieux dysgénésiques pour le parasite, la source de contamination est donc bien la ruche infestée et non les produits de la ruche. Les colonies traitées représentent également une source de contamination lorsqu'elles possèdent du couvain operculé, couvain qui protège les parasites des traitements acaricides. Des traitements

mal effectués produisent des colonies potentiellement dangereuses pour le reste du rucher. Le milieu extérieur peut également, dans une moindre mesure, être une source de contamination : la femelle varroa peut survivre deux à dix jours dans le milieu extérieur selon la température et l'hygrométrie. Ainsi, on peut les trouver sur le matériel apicole (notamment lors de la récolte), sur une fleur, sur d'autres insectes (bourdons, guêpes) ou encore dans les ruches après effondrement de la colonie (Treilles, 2002).

## **9 Transmission de la maladie**

La transmission du parasite entre les colonies se fait soit par une transmission horizontale lors du pillage, de la dérive des ouvrières, ou encore de la visite de faux bourdons étrangers à la ruche, soit par une transmission verticale lors de l'essaimage.

La transmission horizontale des parasites entre colonies est faible au printemps, mais augmente en été, pour ensuite régresser en automne (Samuel, 2016).

## **10 Pathogénie**

*Varroa destructor*, pour arriver à se nourrir d'hémolymphe, doit d'abord percer la cuticule des abeilles (larves, nymphes ou adultes). La blessure ne fait pas mourir l'abeille parasitée, mais la ponction d'environ 0,25 µl à 0,67 µl d'hémolymphe par jour engendre chez elle un manque de protéines. Les abeilles parasitées naissent bien plus petites que les autres.

La concentration dans l'hémolymphe d'hémocytes participant à l'immunité de l'abeille apparaît réduite chez les abeilles parasitées. Ainsi, la sensibilité des colonies d'abeilles à différents agents pathogènes augmenterait dans le cas d'un parasitisme.

Les abeilles parasitées sont non seulement plus petites, mais elles sont également souvent déformées (ailes atrophiées, corps raccourci). Leur espérance de vie est moins longue, ce qui est grave pour des abeilles d'hiver qui doivent survivre jusqu'au printemps et qui ne le pourront parfois pas, mettant alors en danger la survie de la colonie.

L'infestation de nymphes d'abeilles engendre une réduction d'environ 15 % de la taille des glandes hypopharyngiennes qui synthétisent et sécrètent, à partir de la digestion partielle du pollen et du miel, la partie protéique de la gelée royale servant à nourrir les larves et la reine. Elles synthétisent aussi une enzyme, l'invertase, qui hydrolyse le saccharose en glucose et en fructose. Ces glandes sont relativement bien développées chez la jeune ouvrière produisant la

nourriture pour le couvain. En outre, les ouvrières parasitées durant leur développement voient leur stade « nourrice » raccourci et commencent à butiner plus tôt que les ouvrières témoins.

Les butineuses parasitées ont une capacité d'apprentissage moins élevée. Cela aurait comme effet d'influer sur le comportement de vol, l'orientation, ainsi que le bon retour à la ruche des butineuses. En effet, celles qui sont infestées mettent plus de temps à revenir à la ruche. La perte de butineuses lors de sorties à l'extérieur est plus importante dans les colonies fortement infestées. Certaines ouvrières ne meurent pas à l'extérieur, mais se trompent de ruche, participant ainsi au phénomène de dérive des ouvrières, plus important chez les abeilles parasitées.

Une forte infestation augmenterait le phénomène de supersédure (remplacement de la reine introduite par une nouvelle reine élevée par la colonie) lors de l'introduction d'une nouvelle reine fécondée.

Les faux-bourçons parasités voient leurs capacités de vol, et parfois leur production de spermatozoïdes, diminuer, les rendant ainsi moins actifs dans la reproduction.

Mais, surtout, *Varroa destructor* transmet différents agents pathogènes lorsqu'il ponctionne l'hémolymphe. On retrouve chez l'abeille parasitée et chez *Varroa destructor* les virus.

Cette transmission est d'autant plus inquiétante que l'abeille parasitée, du fait de l'affaiblissement de son système immunitaire, est plus sensible aux viroses qu'une abeille saine.

Enfin, *Varroa destructor* pourrait également être un vecteur de champignons. On retrouve en effet à sa surface des spores de différents agents fongiques dont certains, comme *Aspergillus flavus* ou *Ascosphaera apis*, sont connus comme étant de potentiels agents pathogènes de l'abeille mellifère. Ces spores sont cependant transmises en des quantités souvent inférieures à celles nécessaires pour déclencher une maladie.

On retrouve également des bactéries sur la cuticule de *Varroa destructor*, et notamment *Paenibacillus larvae*, agent de la loque américaine. Le parasite pourrait contribuer à la dissémination de la bactérie d'une colonie à l'autre (Samuel, 2016).

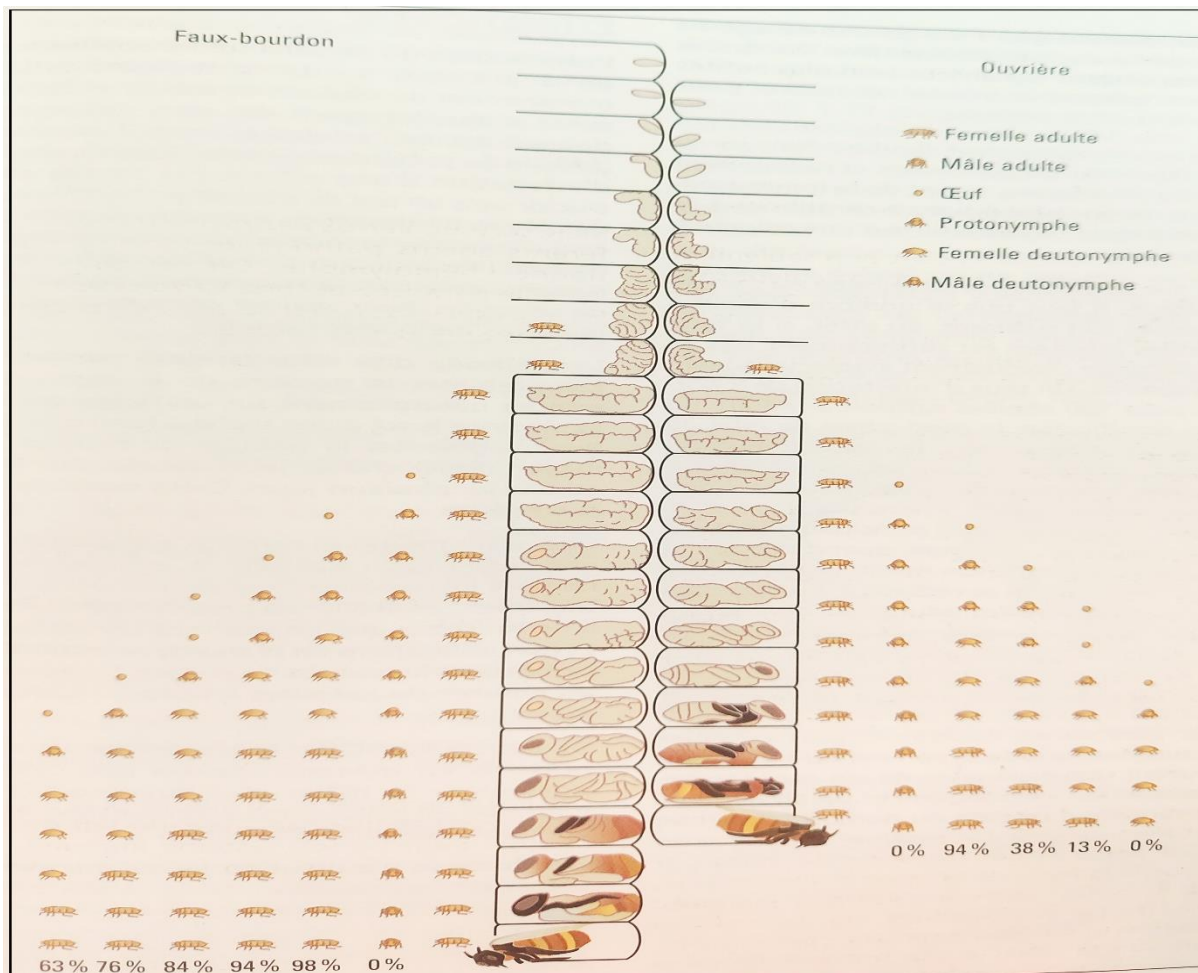


Figure 19: développement de *V. destructor* au sein du couvain (Samuel, 2016).

## 11 Diagnostic

L'observation du parasite sur les abeilles lors de la phorésie ou de la désoperculation (notamment du couvain de mâles) et la présence d'abeilles ayant des ailes déformées doivent attirer l'attention, mais il est assez difficile de se faire une bonne idée du degré d'infestation d'une colonie par *Varroa destructor* sans un test de dépistage. L'estimation du niveau d'infestation est déterminante en ce qui concerne la mise en place de stratégies de lutte, l'évaluation de l'efficacité des traitements et la mise en place de programmes de sélection. Pour réaliser cette estimation, plusieurs méthodes existent.

La méthode dite « des langes » consiste à comptabiliser le nombre de *V. destructor* tombés naturellement sur un linge gras et placé sur le sol d'une ruche à fond grillagé. Pour augmenter la fiabilité du résultat, la moyenne des chutes journalières doit être établie sur plusieurs jours. Cette méthode est peu précise.

Une autre méthode consiste à appliquer en une seule fois un acaricide, puis à compter le nombre de parasites tombés. Toutefois, si ce traitement est réalisé en présence de couvain, il

ne touchera que les acariens phorétiques, et non les acariens en phase de reproduction cachés dans le couvain. Là encore, l'estimation du nombre de parasites infestant la colonie est imprécise.

On peut aussi estimer le nombre de parasites présents en ouvrant environ 200 cellules operculées de mâles et d'ouvrières. Cette méthode est précise, mais destructrice, et on l'emploie surtout en sélection (Samuel, 2016).

## 12 Prévention

Certaines pratiques permettent en saison apicole de limiter la croissance parasitaire et d'améliorer l'efficacité d'un traitement (Samuel, 2016).

### 12.1 Piégeage dans le couvain mâle

Il s'agit d'éliminer de la colonie un maximum de femelles Varroa, ainsi que leurs potentiels descendants, afin de limiter la croissance de la population d'acariens au cours de la saison apicole (un acarien retiré de la colonie en avril, c'est plus de dix acariens de moins dans la colonie en juillet). Comme *V. destructor* se développe mieux dans le couvain mâle, il s'agit d'établir d'avril à juillet des rayons de couvain mâle, rayons qui accueilleront rapidement les œufs pondus par la reine, et de retirer le rayon piège 15 à 22 jours après. Il ne faut bien entendu pas laisser les mâles éclore, sous peine de voir la ruche encore plus parasitée par *V. destructor*. Les cadres faisant office de piège peuvent être des cadres entiers ou des demicadres, mais ils ne doivent pas être filés, afin de faciliter la découpe. Ils peuvent être cirés avec des feuilles de cire (avec empreintes de cellules de mâles) ou ne pas être cirés, les ouvrières construisant volontiers des alvéoles de mâles dans ces circonstances. Avec trois retraits d'un demi-cadre Dadant de couvain de faux-bourdon au printemps, on peut espérer réduire de moitié la charge parasitaire des colonies en août (Samuel, 2016).



Figure 20: infestation d'une larve de faux-bourdon (Samuel, 2016).



## **12.2 Constitution d'essaims artificiels**

La création artificielle d'essaims consiste à retirer quelques cadres de couvain de la colonie mère afin d'en constituer une nouvelle. Les cadres prélevés sont placés dans une ruchette pour former un nouveau nucléus. On laisse alors l'essaim obtenu se remérer naturellement, ou alors on introduit une cellule royale ou une reine. Les cadres retirés seront remplacés par de nouveaux cadres garnis de cire gaufrée. Après quelques semaines, la masse d'abeilles dans deux colonies est globalement plus importante que si une seule colonie avait été gardée, puisqu'il y a désormais deux reines en ponte. La quantité totale d'acariens n'est pas modifiée par la formation du nucléus, mais elle est répartie entre ces deux colonies. Au final, le taux d'infestation global de chaque ruche est diminué. Cette opération confère d'autres avantages : limitation de l'essaimage, ou encore renouvellement des cadres du corps de ruche. Un traitement peut être réalisé au moment de la constitution du nucléus ou, mieux encore, au bout de 24 jours, dans le cas où l'on a laissé le nucléus se remérer seul. Il n'y a alors plus de couvain operculé, et tous les acariens peuvent être atteints par les acaricides (Samuel, 2016).

## **12.3 Encagement de la reine**

L'encagement de la reine bloque sa ponte pour une durée d'au moins 24 jours, le temps que l'ensemble du couvain émerge. La reine est placée dans une cage maintenue au sein de la colonie. À l'issue des 24 jours, les traitements médicamenteux sont beaucoup plus efficaces, tous les acariens se trouvant en phase phorétique. Cette technique est plutôt utilisée en été, afin de laisser le temps à la colonie de reconstituer sa population pour l'hiver. Il est possible de mettre en œuvre cette méthode au début de la dernière miellée de l'année, afin de maximiser la récolte de miel, la colonie n'ayant rapidement plus de larves à nourrir. Le traitement acaricide sera effectué après la dernière récolte de miel, lorsqu'il n'y a plus de couvain dans la colonie (Samuel, 2016).

## **12.4 Sélection d'abeilles tolérantes**

On peut essayer de sélectionner des abeilles tolérantes au parasite, à l'instar d'*Apis cerana*, hôte d'origine de *V. destructor*. La tolérance correspond à la capacité qu'a une colonie d'abeilles à coexister avec *V. destructor* en l'absence de traitement. Les cas de tolérance observés sont liés à une meilleure capacité des abeilles à se débarrasser du parasite (élimination des larves et nymphes contaminées, épouillage) et à une moindre virulence de *V. destructor*, dont les souches n'ont pas toutes le même pouvoir infestant (Samuel, 2016).

### 13 Pronostic

Pour mettre en place une lutte raisonnée contre *Varroa destructor*, il est nécessaire de suivre le niveau d'infestation d'une colonie qui a une valeur pronostique par rapport à la survenue de varroose. On cherche donc à identifier un fort niveau de parasitisme au sein d'une colonie. Il existe plusieurs méthodes citées plus haut et détaillées ci-dessous. Chacune possède des seuils d'alerte qui dépendent de la période de l'année.

Le choix de la méthode doit tenir compte de plusieurs facteurs. Au final, chaque apiculteur peut se sentir plus à l'aise avec l'une ou l'autre de ces méthodes. Le coût de la technique, le temps à passer, la praticité et la faisabilité, le nombre de visites à effectuer, la sensibilité de la méthode, sa répétabilité sont autant critères qu'il faut prendre en compte.

Principe de la méthode :

- Suivi des mortalités naturelles : installer un plateau grillagé sur toute la surface du plancher de la ruche, placer dessous un lange graissé ou encollé. Compter les Varroas tombés sur tout le lange ou sur une portion si l'infestation est massive. On compte sur 1 semaine à 15 jours et on divise par le nombre de jours depuis la pose du lange.
- Désoperculation du couvain mâle : à l'aide d'une griffe à désoperculer, on « embroche » la valeur de 200 cellules de couvain male et on compte le nombre de cellules infestées sur les 200 prélevées.
- Lavage des abeilles au sucre glace : on place 300 abeilles ouvrières (30 à 40g selon les souches d'abeilles) dans un récipient d'environ 100 ml. On place un couvercle grillagé aux mailles de 2 mm (ou utiliser un pot transparent commercialisé à cet effet, beaucoup plus pratique). On ajoute une cuillerée à soupe de sucre glace et on fait rouler les abeilles dedans de manière à décoller les varroas. On retourne le pot et on le secoue pendant 1 mn pour faire tomber les parasites au travers de la grille. On libère les abeilles dans la ruche et on compte le nombre de Varroas.
- Lavage des abeilles à l'alcool ou au détergent : On place 200 ou 300 abeilles ouvrières (20 à 40 g selon les souches) dans un récipient d'environ 100 ml (ou utiliser un pot destiné à cet effet, beaucoup plus pratique, comme le *Varroa Easy check* de Vétopharma). Si on le peut, on congèle rapidement les abeilles pour les sacrifier sans trop les faire souffrir (pas facile au rucher). On ajoute de l'eau savonneuse et/ou de l'éthanol (le lave glace du commerce contient entre autres de l'éthanol et parfois un détergent qu'on ajoutera donc pas) ou

simplement de l'alcool à brûler et on secoue pendant au moins 30 secondes (60 conseillées). On verse le contenu dans une passoire et on compte les varroas recueillis. Si on utilise le dispositif *Easy check*, il suffit de compter les Varroas dans le fond du pot. Le liquide est réutilisable mais il faut éliminer les Varroas présents en filtrant le liquide recueilli.

- Décompte des varroas après gazage au CO<sub>2</sub> : On place 200 ou 300 abeilles ouvrières (20 à 40 g selon les souches) dans un récipient prévu à cet effet. On ajoute du CO<sub>2</sub> qui endort les abeilles et on secoue pendant 30 secondes. Les varroas se détachent et tombent à travers un tamis. Il suffit alors ensuite de les compter et de remettre les abeilles déparasitées dans la ruche (Samuel, 2016).

## 14 Traitement

Un médicament acaricide éligible pour un traitement destiné à *V. destructor* doit :

- Être efficace
- Être inoffensif pour l'abeille
- Être inoffensif pour le manipulateur
- Être sans risque pour l'environnement
- Ne laisser aucun résidu dans les produits de la ruche.

Une dizaine de molécules acaricides sont autorisées en Europe, quatre sont autorisées en France, et sept spécialités vétérinaires disposent d'une AMM pour le traitement de la varroase de l'abeille (Samuel, 2016).

### 14.1 Le tau-fluvalinate

Le tau-fluvalinate est une molécule liposoluble et non volatile appartenant à la famille des pyréthriinoïdes. Elle a aussi une double action acaricide et insecticide, en restant toutefois bien tolérée par les colonies d'abeilles aux doses utilisées (Wendling, 2012). Le mode d'action est de type neurotoxique : elle agit par dépolarisation rapide des membranes axonales. Chez le parasite, l'absorption de la molécule est rapide et la mort est due à l'hyperexcitabilité et l'épuisement nerveux (ANMV, 2012). Cette molécule s'accumule dans la cire, et peut parfois être retrouvée dans le miel (Wendling, 2012).

## 14.2 L'amtiraze

C'est une formamidine agissant par contact. Elle est liposoluble, mais sa volatilité et son instabilité font qu'elle ne s'accumule ni dans les miels ni dans les cires. Ses métabolites sont instables, à l'exception du métabolite 2,4-diméthylaniline (DMA), qui est suivi lors de l'étude des résidus (LMR miel 200 µg). Historiquement, l'amtiraze est l'une des toutes premières molécules à avoir été utilisées contre *V. destructor*. On s'en est d'abord servi en fumigation, à l'aide d'un diffuseur d'aérosol. Elle a ensuite été employée à froid sur un linge graissé et glissé au fond de la ruche. Enfin, sont arrivées sur le modèle des colliers insecticides pour les carnivores - les lanières à libération continue.

L'utilisation de spécialités vétérinaires liquides à base d'amtiraze, destinées aux porcs ou aux chiens en préparation extemporanée, ne doit pas être encouragée dans une optique de traitement. On utilise parfois ces spécialités liquides en vue du dépistage.

L'efficacité moyenne des lanières imprégnées d'amtiraze est supérieure à 95 % et est régulière. À la fin du traitement, 70% des colonies ont moins de 50 parasites. Ce médicament présente à la fois la meilleure efficacité et la meilleure régularité dans l'efficacité. C'est en partie pour ces raisons qu'il est le plus utilisé en France. Depuis quelques années, on observe régulièrement des résistances à l'amtiraze (Samuel, 2016).

## 14.3 Le thymol

Ce monoterpène d'origine naturelle est une huile essentielle, volatile et liposoluble. Le thymol s'accumule dans la cire et dans le miel. Il agit par évaporation et par contact. Après le traitement, on le retrouve en quantité importante dans l'organisme de l'abeille. Un effet comportemental sur l'abeille a été démontré, et les effets à long terme de l'exposition de l'abeille à cette molécule ne sont pas encore connus. Ce qui est certain, c'est qu'elle perturbe fortement les colonies (agitation, désertion, surconsommation). Les trois médicaments agissent par évaporation du thymol depuis différents supports disposés sur le sommet des cadres. Mais l'évaporation dépendant fortement de la température, l'efficacité de ces médicaments est moyenne et très irrégulière : 40 % des colonies traitées présentent une efficacité supérieure à 95%, et 30% des colonies une efficacité inférieure à 80 %.

L'objectif de 50 parasites dans la colonie à l'issue du traitement est atteint dans seulement 33 % des cas. Une étude fait état de résistances et d'effets sublétaux sur les larves d'*A. mellifera*. Le thymol est très utilisé hors AMM par les apiculteurs, sous la forme de plaquettes imprégnées d'une solution alcoolique de thymol (Samuel, 2016).



Figure 21: lanière entre deux cadres à enfoncer encore eu peu (Samuel, 2016).

#### 14.4 L'acide oxalique

Il est naturellement présent dans certains miels et dans de nombreux végétaux. Il n'est ni volatil ni hydrosoluble. Lorsque le traitement est réalisé suivant les recommandations, les valeurs détectées dans les miels sont du même ordre de grandeur que les valeurs retrouvées naturellement. L'acide oxalique est efficace contre *V. destructor*. Pour qu'il soit encore plus efficace, il doit être utilisé en l'absence de couvain dans la colonie, ou lorsque la quantité de couvain est à son niveau le plus bas, c'est-à-dire en hiver (l'acide oxalique ne pénètre pas dans la cire et ne tue pas les parasites se trouvant à l'intérieur du couvain operculé). La présence du couvain peut réduire l'efficacité du produit, qui peut également varier d'une colonie à l'autre, du fait des conditions d'utilisation (présence résiduelle de couvain, température, réinfestation, etc.). Le produit doit donc être utilisé comme un traitement parmi d'autres, dans le cadre d'un programme de lutte intégrée contre *V. destructor*, et la chute des parasites doit être régulièrement surveillée.

L'administration se fait par égouttement (méthode la plus efficace). Après dissolution de la spécialité pharmaceutique dans du sirop 50/50, on glisse 5 ml de solution entre chaque

intercadre. Le traitement doit être administré en une seule fois, à l'aide d'une seringue non montée. La dose maximale est de 50 ml par ruche. L'administration peut également se faire par sublimation. On utilise dans ce cas un appareil à résistance électrique, que l'on place à l'entrée de la ruche, sous les abeilles, en évitant tout contact avec les rayons de miel. Une fumée se dégage pendant environ 3 minutes, et on maintient la ruche bien fermée pendant 15 minutes. Des études effectuées sur le mode d'action de l'acide oxalique indiquent que son pH bas participe grandement à son effet acaricide. Il agit principalement par contact direct sur les pattes des acariens et les membranes de l'exosquelette. Son mode d'action n'est pas parfaitement connu. L'acide déposé sur les abeilles se répartit dans les structures anatomiques, où sa concentration augmente temporairement. Il se retrouve dans le tube digestif et l'hémolymphe des abeilles. Son efficacité est de plus de 80-90 % en l'absence de couvain, et de moins de 60% en présence de couvain. Il constitue souvent un traitement de début d'hiver venant compléter un traitement de fin de saison apicole (Samuel, 2016).

#### **14.5 L'acide formique**

Ce composé est un acide présent naturellement dans les miels. Il est hydrophile, très volatil, et ne s'accumule ni dans le miel ni dans la cire. C'est le seul acaricide qui, appliqué à forte dose, est capable de tuer *V. destructor* dans les cellules de couvain operculées. Son mécanisme d'action n'est pas précisément connu. Cette molécule présente l'inconvénient d'engendrer un arrêt de la ponte lors de l'application, des pertes de reines et une mortalité du couvain. Une première étude fait état d'une efficacité supérieure à 90% dans 45 % des cas, mais inférieure à 80% dans 30 % des ruches suivies. De plus, 59% des colonies traitées avec ce médicament avaient une charge en acariens résiduels supérieure à 50.

Une formule classique consiste à utiliser des lanières en fin de saison apicole, puis de l'acide oxalique en hiver, et éventuellement de l'acide formique au tout début du printemps (Samuel, 2016).

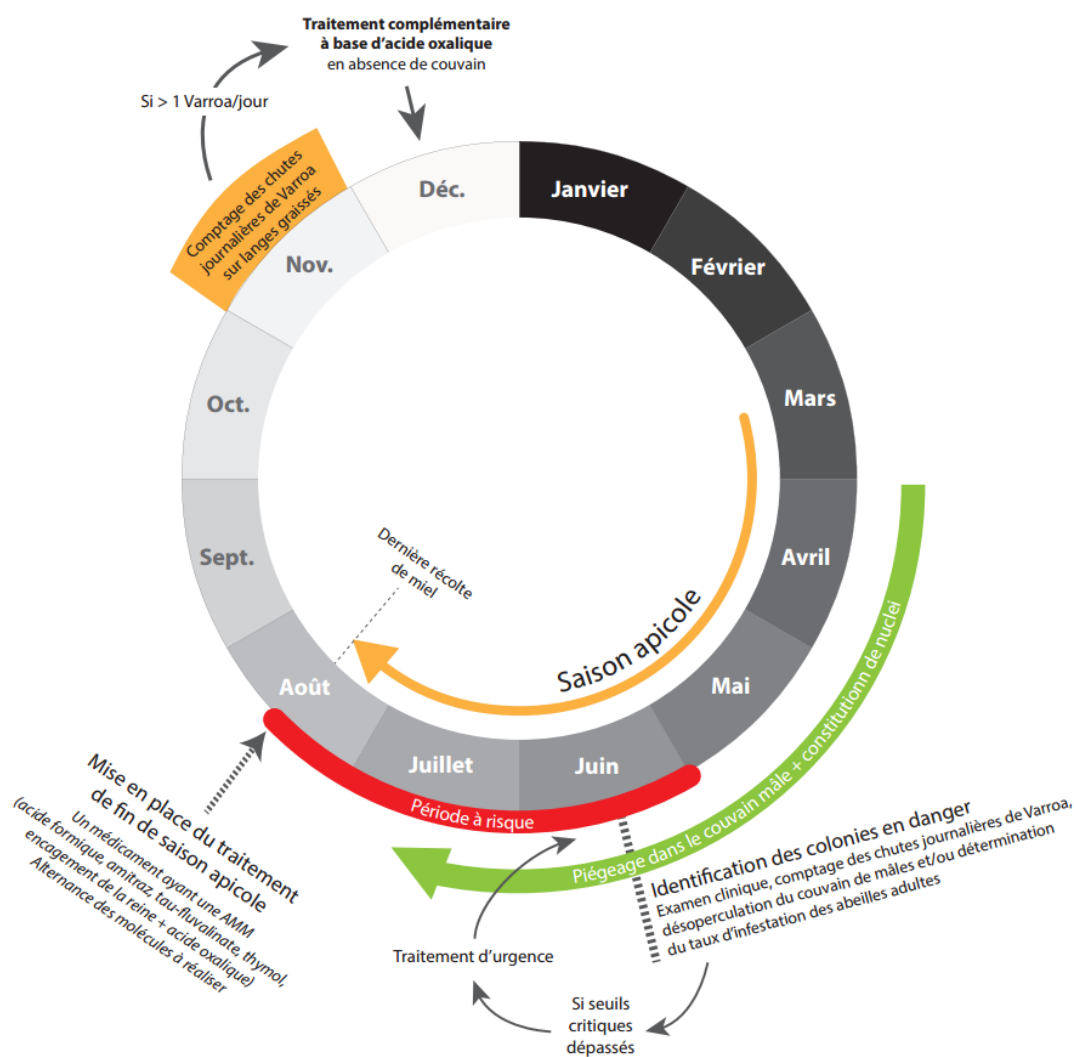


Figure 22: cycle de traitement anti-varroa (Samuel, 2016).

## 14.6 Lutte raisonnée

Dans la lutte raisonnée, on envisage la conjonction de différents éléments (conditions climatiques et itinéraire technique du rucher, niveau estimé d'infestation, efficacité probable des traitements envisagés, etc.) permettant de rendre le traitement plus efficace. Le vétérinaire conseille alors à l'apiculteur une stratégie de lutte adaptée à sa conduite du rucher, une stratégie tenant compte de son niveau de technicité. On réalise une évaluation des principaux facteurs de risque et un suivi du niveau du parasitisme, afin d'identifier les situations de danger.

Parmi les facteurs de risque, il y a le nombre de parasites *V. destructor* en début de saison. Plus le nombre de parasites est élevé en début d'année, plus la croissance de leur population sera rapide pendant la saison apicole. Le but de l'apiculteur est de ne pas atteindre le seuil critique de présence de parasites dans la ruche en cours de saison apicole.

Il y a également un hiver trop clément. En effet, lorsque l'hiver est trop doux, la ponte de la reine peut être continue et la quantité de couvain importante, ce qui favorise le développement précoce du parasite. La population de *V. destructor* peut atteindre prématurément des seuils critiques. Il est alors nécessaire d'abaisser la pression parasitaire en réalisant un traitement acaricide complémentaire avant la première miellée et/ou en faisant des découpes régulières dans le couvain mâle.

Un autre facteur de risque réside dans la présence de colonies infestées dans l'entourage. Une colonie très infestée (abandonnée, mal ou non traitée, essaims sauvages) est une source certaine de contamination, si elle se situe dans un rayon de moins de 5 km. En effet, des transferts de *V. destructor* entre colonies sont possibles via le pillage ou la dérive des ouvrières et des faux-bourçons. Des centaines de parasites peuvent ainsi être échangés. Cela amplifie la croissance de la population parasitaire au sein de la colonie d'abeilles. La forte densité de colonies sur un même territoire favorise également l'échange de *V. destructor*.

Il existe également quelques facteurs dommageables pour les abeilles, mais qui font chuter la population de *V. destructor*. On peut notamment citer la disette : en effet, en cas de disette, il peut y avoir un arrêt de la ponte, et donc un arrêt de la reproduction du parasite. Toutefois, dans cette situation, le pillage est exacerbé : les colonies les plus « fortes » pillent les provisions des colonies les plus « faibles », et transmettent en même temps des agents infectieux et des parasites.

En cas d'essaimage (mi-avril à mi-juillet), la moitié des abeilles quittent la ruche, en emmenant la vieille reine cinq à sept jours avant la naissance de la nouvelle reine. Au sein de la colonie ayant essaimé, il n'y a pas de production de couvain pendant 2 à 3 semaines, le temps que la jeune reine soit apte à pondre. Durant cette période, *V. destructor* ne se reproduit pas, ce qui ralentit légèrement la croissance de la population d'acariens (Samuel, 2016).



---

## **CHAPITRE 2 : ETUDE EXPERIMENTAL**

---

# **1 Zone d'étude**

## **1.1 Présentation de la région d'étude**

### **1.1.1 Situation géographique**

La wilaya de Médéa est située dans le centre du pays au cœur de l'Atlas tellien dans la région du tellier, elle constitue une zone de transit et un trait d'union entre le Tell et le Sahara, et entre les Hauts Plateaux de l'Est et ceux de l'Ouest.

### **1.1.2 Relief**

La wilaya de Médéa est une wilaya montagneuse qui fait partie intégrante de la région du Tell est située dans l'Atlas tellien et se caractérise ainsi par une altitude élevée et un relief mouvementé enserrant quelques plaines de faible extension. Au sud, elle s'étend aux confins des hautes plaines steppiques. La wilaya se caractérise par quatre principales zones géographiques :

- Le Tell montagneux : région forestière au relief marqué, au climat rude et peu peuplée.
- Le Tell collinien : région de peuplement à vocation agricole, située dans le centre de la wilaya.
- Les plaines du Tell : situées à l'intérieur du Tell collinien, elles sont consacrées à la céréaliculture, toutefois la polyculture est récemment implémentée.
- Le piémont méridional du Tell : zone de transition vers les hautes plaines steppiques, il est caractérisé par une pluviométrie irrégulière.

### **1.1.3 Climat**

Le climat de Médéa se distingue par des caractéristiques dues à sa position sur les monts de l'Atlas tellien et son altitude qui atteint 1 240 m ainsi qu'à son exposition aux vents et aux vagues de courants venant de l'Ouest, et se caractérise par un climat chaud et tempéré. En été les pluies sont moins importantes qu'elles ne le sont en hiver.

### **1.1.4 Température**

La saison très chaude dure 2,8 mois, du 18 juin au 12 septembre, avec une température quotidienne moyenne maximale supérieure à 28 °C. Le mois le plus chaud de l'année à Médéa est août, avec une température moyenne maximale de 32 °C et minimale de 17 °C.

La saison fraîche dure 4,1 mois, du 18 novembre au 21 mars, avec une température quotidienne moyenne maximale inférieure à 16 °C. Le mois le plus froid de l'année à Médéa

est janvier, avec une température moyenne minimale de 1 °C et maximale de 11 °C.

## 2 Objectif de l'étude

L'objectif de notre étude est de calculer le nombre des Varroa au niveau des ruches d'abeille, avant, durant et après le traitement par l'amitraz, le travail a été fait sur 05 ruches d'abeilles, dans la région de Médéa durant le mois d'Aout.

## 3 Matériel

- **Combinaison apicole** : pour la protection du personnel
- **Enfumeur** : pour assurer la sécurité du personnel tout en calmant les abeilles lors de l'ouverture de la ruche
- **La brosse** : pour nettoyer la ruche
- **Lève-cadre** : pour lever le cadre et ouvrir la ruche
- **Plateau anti-varroa** : pour la récolte des varroas chutés après la mort
- **Sucre glace** : 2 cuillères à soupe par colonie. Attention, bien refermer le sucre glace après utilisation et le conserver dans un endroit sec car sinon il ne sera plus efficace pour détacher les varroas.
- **Huile de paraffine** : pour que les varroas chutés se collent dans le plateau.
- **Un « pot shaker »** : qui permettra de prélever environ 300 abeilles, une partie du couvercle est découpée et remplacée par un grillage à section ronde retenant les abeilles mais laissant passer les varroas.
- **Un plateau blanc** : pour compter les varroas.
- **APIVAR®**
  - **Composition** : Une lanière de 15 g contient : Substance active : Amitraz ..... 0,5 g
  - **Forme pharmaceutique**  
Lanière.
  - **Indications** :  
Affections à parasites sensibles à l'amitraz.  
Chez les abeilles : Traitement de la varroase due à Varroa destructor.
  - **Contre-indications** :

Non connues.

➤ **Interactions médicamenteuses et autres formes d'interactions :**

L'effet toxique de l' amitraz est augmenté en présence de sels de cuivre et l'activité thérapeutique est diminuée en présence de butoxide de pipéronyle. L'emploi simultané de ces deux substances avec l' amitraz devra donc être évité.

➤ **Traitement dans la ruche :**

1 g d' amitraz par ruche soit 2 lanières par ruche.

Séparer les 2 lanières et les suspendre entre les cadres au niveau de la grappe d'abeilles. Respecter un espace minimum d'un cadre entre les lanières.

Laisser les lanières en place au minimum 6 semaines.

Traiter toutes les ruches simultanément. Les périodes de traitement recommandées sont en l'absence de hausse après la récolte (fin été / automne) et avant les miellées de printemps.

Surdosage (symptômes, conduite d'urgence, antidotes), si nécessaire :

La spécialité a été administrée jusqu'à cinq fois la dose thérapeutique pendant une durée de

6 semaines sans effet secondaire notable sur les abeilles.

➤ **Temps d'attente :**

Miel : zéro jour.

➤ **Propriétés pharmacodynamiques :**

L' amitraz est une substance de synthèse à activité acaricide et insecticide de la famille des amidines.

Le mode d'action de l' amitraz est de type neurotoxique. L' amitraz agit principalement comme inhibiteur des récepteurs octopaminergiques, conduisant à une inhibition de l'influx neurologique physiologique. Il en résulte une paralysie du parasite, permettant son élimination naturelle par simple gravité.

➤ **Caractéristiques pharmacocinétiques :**

La pharmacocinétique de l' amitraz est inconnue chez l'abeille. Aucune étude n'a été envisagée dans ce domaine pour la spécialité du fait des difficultés méthodologiques considérables en regard de l'utilité des informations attendues.

➤ **Durée de conservation :**

Durée de conservation du médicament vétérinaire tel que conditionné pour la vente : 2 ans.

Après ouverture : utiliser les lanières immédiatement pour éviter l'oxydation de l'amitraz. Conserver le médicament dans l'emballage d'origine fermé.

➤ **POSOLOGIE**

Deux lanières par ruches dans les inters cadres entourant le couvain.

Une seule pour un petit essaim (moins de 3 cadres de couvain).

- Il faut les laisser au minimum dix semaines (on peut les laisser jusqu'à douze semaines). Les lanières doivent être impérativement retirées à la fin du traitement pour éviter tout risque de résistance (car il reste de la matière active en faible quantité dans les lanières).

Elles doivent être ramenées au GDSA (sans clou) pour être éliminées correctement.

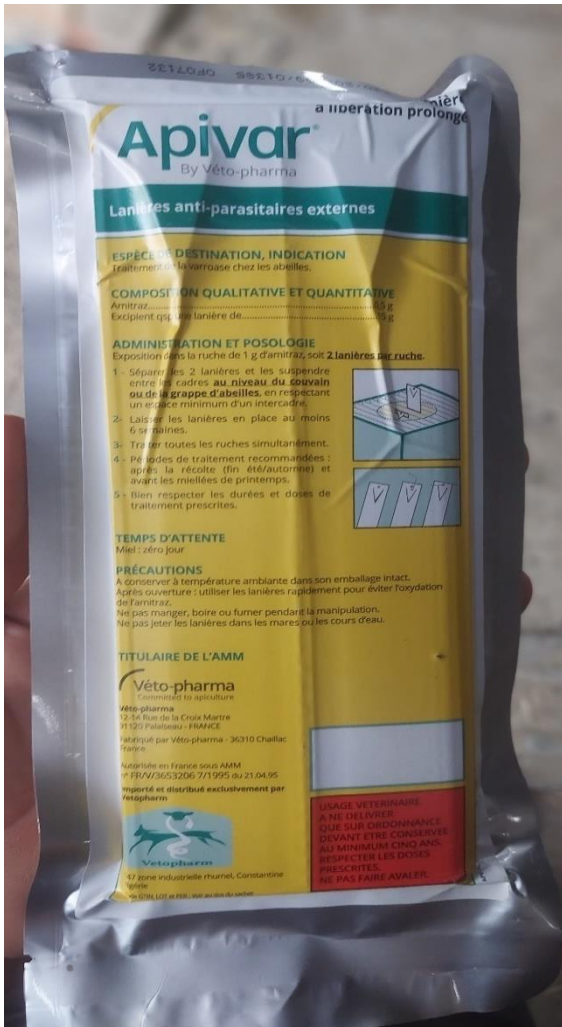


Figure 23: photo représenté le médicament de traitement apivar (L'amitraz) (photo personnelle, 2022).

## 4 Méthode

On commence par Détermination du taux d'infestation sur abeilles adultes par comptage au sucre glace l'estimation du niveau d'infestation est déterminante pour la mise en place des stratégies de lutte pour l'évaluation de l'efficacité des traitements (GDS France, 2017).

Nous avons utilisé pour notre expérience l'amtiraze apivar ND sous forme de lanières entre les cadres des ruches et après on a récupéré (le plateau anti-varroa et nylon) du fond des ruches qui contient les varroas chutes puis on fait le comptage de ce dernière 24H 48H 72H et après chaque semaine jusqu'à 2 semaine.

### 4.1 Détermination du taux d'infestation



Figure 24: Ajouter le sucre glace 2 cuillères à soupe dans le pot shaker jusqu'à la première ligne (photo personnelle, 2022).



Figure 25: Sortir un cadre de couvain ouvert de préférence et Vérifier l'absence de reine (photo personnelle, 2022).



Figure 26: Prélever un échantillon d'environ 42g (300 abeilles) dans le pot « shaker » (photo personnelle, 2022).

- Rouler le « shaker » pendant 1 minute sur lui-même (sans le renverser) afin de répartir le sucre sur toutes les abeilles : le sucre glace permet alors de désolidariser les varroas du corps de l'abeille hôte et ils tombent.
- Saupoudrer énergiquement le sucre glace sur une surface blanche en renversant le « shaker ». L'opération peut également être faite dans une bassine à fond blanc dont le fond est rempli d'eau. Le sucre glace se dissout et les varroas sont alors bien visibles à la surface de l'eau.



Figure 27: Saupoudrer énergiquement le sucre glace sur une surface blanche (photo personnelle, 2022).

- Compter les varroas et noter le nombre total de varroas obtenus





Figure 28: Relâcher les abeilles sur les têtes de cadre ou dans le nourrisseur et fermer la ruche (photo personnelle, 2022).

- Calcul du taux d'infestation Rapporter à 100 abeilles (1 abeille = 0,14g) :
- ✓ Poids du prélèvement (en grammes) /0,14 (poids d'une abeille) = nombre d'abeilles dans le prélèvement
- ✓ 100 X Nombre de varroas comptés dans le prélèvement/ nombre d'abeilles dans le prélèvement

Ex : Prélèvement de 50g d'abeilles pour 1 varroa  $50/0,14 = 357$  abeilles

Ce qui représente  $100 \times 1/357 = 0,28$  varroa/100 abeilles

Tableau 1: Tableau indicatif des seuils considérés pour différents niveaux d'infestation.

Faible taux d'infestation	Taux d'infestation modéré	Fort taux d'infestation
< 1 à 2 varroas/100 abeilles pas de traitement immédiat	De 3 à 5 varroas/100 abeilles traitement à programmer	> 5 varroas/100 abeilles traitement d'urgence

#### 4.2 Traitements des ruches :

Par l'amitrazé apivar ND sous forme de lanières entre les cadres des ruches et puis on fait le comptage des varroas chutes sur le fond des ruches



Figure 29: placements des lanières entre les cadres des ruches (photo personnelle, 2022).



Figure 30: récupéré le plateau anti-varroa et nylon au niveau du fond des ruches (photo personnelle, 2022).



Figure 31: plateau anti-varroa et nylon contient une chute de varroa (photo personnelle, 2022).

## 5 Résultats

### 5.1 Résultats des questionnaires

Le travail a porté sur deux volets, une enquête auprès des apiculteurs (qui sont de nombre de 20) de différents régions de Médéa durant le mois d'aout avec des questions concernant l'élevage apicole et d'autres sur varroa destructor et la varroase ,nombre des ruches par apiculteurs, amateur ou professionnel, transhumance des ruches, l'activité des abeilles durant cette années, les maladies les plus répandues , connaissance des varroa, type et médicaments utilise pour traitements contre la varroa, le deuxième volet a ciblé les moyens de lutte. Nous avons visité les élevages afin de discuter avec les apiculteurs et récolter leurs réponses qui sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 2: Résultats des questionnaires

Amateur ou professionnel	La plupart des apiculteurs sont des professionnel	
Nombre des ruches par apiculteurs	40% des apiculteurs ont moins de 50 ruches	60% des apiculteurs ont plus de 50 ruches
Transhumance des ruches	80% des apiculteurs déplacent leurs ruches à plusieurs régions	
Les maladies la plus rencontres	La loque Américaine et européenne, nosémose, les mycoses, et surtout la varroase	
L'activité des abeilles durant cette années	70% des ruches sont bon	10% des ruche sont faibles
Connaissance des varroas	Tout connaisse la varroase du moins à travers les dégâts qu'elle cause	
Type de traitements	75% chimique	25% par des plants (armoise)
Médicament qui utilise	Apivar et Bayvarol donne les meilleurs résultats	

## 5.2 Résultat du suivi

Les résultats concernant le taux d'infestation avant le traitement et après le traitement, et le comptage du varroa chute sont consignés dans le tableau.

### ✓ Le taux d'infestation des ruches avant le traitement

Le taux d'infestation de ruche n01 : 6% (le nombre total de varroa obtenus est 18)

$$100 \times 18 / 300 = 6$$

Le taux d'infestation de ruche n02 : 7.33% (le nombre total de varroa obtenus est 22)

Le taux d'infestation de ruche n03 : 9.66% (le nombre total de varroa obtenus est 29)

Le taux d'infestation de ruche n04 : 5% (le nombre total de varroa obtenus est 15)

Le taux d'infestation de ruche n05 : 10% (le nombre total de varroa obtenus est 30)

### ✓ Le taux d'infestation des ruches après le traitement

Le taux d'infestation de ruche n01 : 2% (le nombre total de varroa obtenus est 6)

Le taux d'infestation de ruche n02 : 2.66% (le nombre total de varroa obtenus est 8)

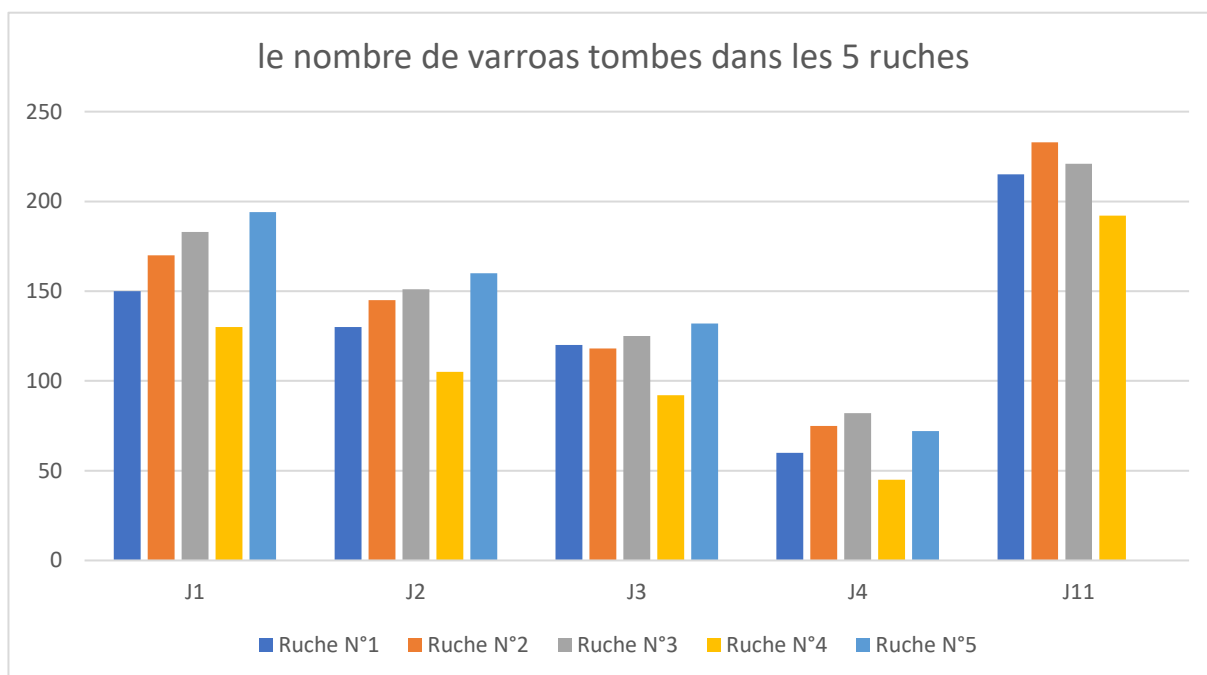
Le taux d'infestation de ruche n03 : 3.66% (le nombre total de varroa obtenus est 11)

Le taux d'infestation de ruche n04 : 2% (le nombre total de varroa obtenus est 6)

Le taux d'infestation de ruche n05 : 4% (le nombre total de varroa obtenus est 12)

Tableau 3 : comptage des varroas dans les 5 ruches

N° de ruche	Date d'emplacement le traitement	Comptage du varroa				
		J1	J2	J3	J4	J11
Ruche N°1	15/08/2022	150	130	120	60	215
Ruche N°2	15/08/2022	170	145	118	75	233
Ruche N°3	15/08/2022	183	151	125	82	221
Ruche N°4	15/08/2022	130	105	92	45	192
Ruche N°5	15/08/2022	194	160	132	72	253
TOTAL=3553		827	691	587	334	1114



Les graphes en dessous représentent le nombre de varroa tombé au niveau de chaque ruche depuis le premier jour de comptage (15/08/2022) jusqu'à 11eme jour, sont des graphes descendants qui confirment l'efficacité de traitement.

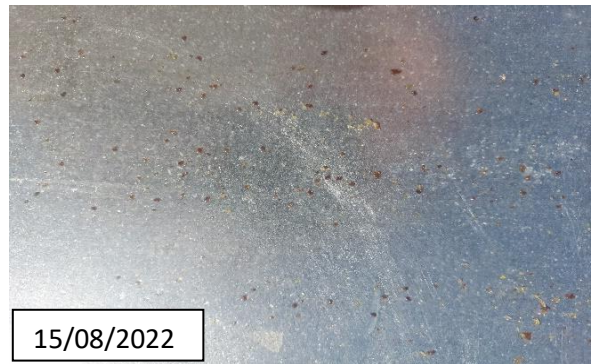


Figure 32: photo de la ruche n1, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).



Figure 33: photo de la ruche N2, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).

22



Figure 34: photo de la ruche N3, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).



Figure 35: photo de la ruche N4, nylon de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).

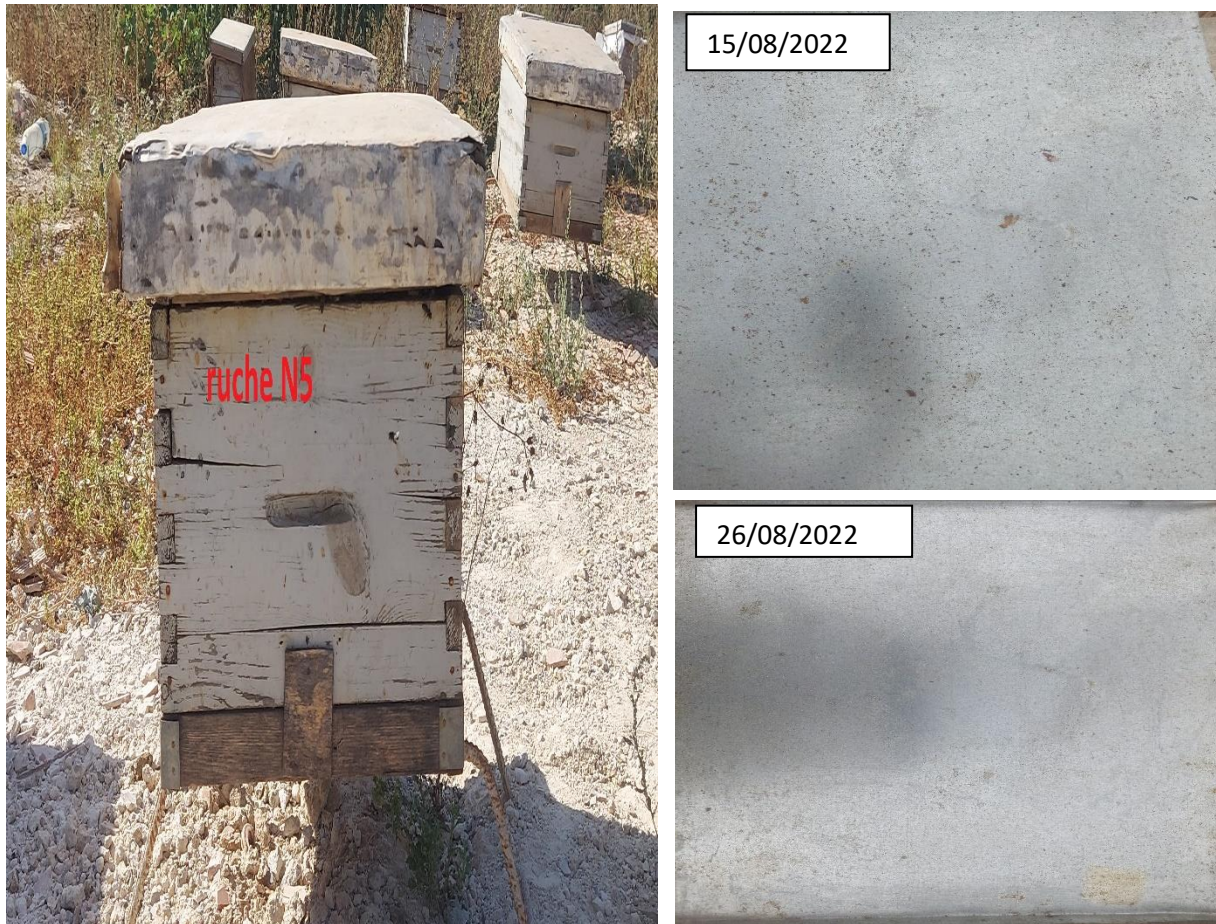


Figure 36: photo de la ruche N5, tableau anti-varroa de chute du varroa au début et à la fin de suivi (photo personnelle, 2022).

## 6 Discussion

Le Varroa est un acarien parasite externe des abeilles mellifères qui peut causer des pertes significatives de colonies d'abeilles mellifères dans le monde entier. Il détruit les colonies d'abeilles pendant le développement des larves et des nymphes en se nourrissant de l'hémolymph. Il cause une réduction du poids corporel et de la durée de vie des abeilles (Mekademi et al., 2021). De nombreux médicaments de synthèse sont utilisés pour lutter contre la varroase (Damiette et al., 2010).

Cet acarien est un vecteur de plusieurs virus (Berthoud et al., 2010), réduisant la durée de vie des ouvrières adultes (Dainat et al., 2012) et la capacité des colonies à survivre, notamment pendant l'hiver (Traynor et al., 2020). Sans lutte contre les acariens, on prévoit qu'une colonie s'effondre dans un délai d'un à trois ans (Conte et al., 2007), ce qui oblige les apiculteurs à appliquer chaque année une lutte efficace contre les acariens pour maintenir leurs stocks et leur productivité (Rosenkranz et al., 2010). La mise en œuvre de mesures de lutte vise à réduire les niveaux d'infestation par *V. destructor* des abeilles, est considérés comme essentiels pour



assurer la survie des colonies (van Dooremalen et al., 2012). Les varroacides (acaricides spécifiques) sont appliqués dans les aliments, directement sur les abeilles adultes, comme fumigants, à l'aide de bandes de contact ou par évaporation (Fera, 2010). L'exposition répétée des acariens aux varroacides peut entraîner une résistance.

Dans notre étude les résultats ont montré clairement l'efficacité de l'utilisation de l'Amitraz pour lutter contre la varroase.

Une colonie d'abeilles contenant un petit nombre d'acariens peut ne pas présenter de signes évidents d'infestation. Une infestation sévère entraîne des dégâts. Le butinage, l'élevage du couvain et la défense de la colonie diminuent et l'organisation sociale de la colonie se détériore. C'est ce qu'on appelle l'effondrement de la colonie, qui peut être évité en inspectant les colonies à la recherche d'acariens et d'abeilles adultes difformées (Fera, 2010).

Calatayud et Verdu (1993) ont été les premiers à décrire la méthode consistant à collecter et à compter les acariens à partir d'une planche située au fond de la ruche pour évaluer les niveaux d'infestation. Cependant, le comptage de la chute naturelle des acariens sur des périodes plus courtes réduit la période de comptage et peut être utilisé avec succès pour déterminer quand traiter les colonies dans les ruchers commerciaux (Flores-Serrano et al., 2002).

Les acariens peuvent également être délogés en secouant des abeilles adultes dans un bocal d'éther ou de sucre en poudre (Sanford et al., 2007), et ils se collent au verre. Ce qui est le cas dans notre étude.

Branco et al (1999), ont signalé que la population de Varroa augmente d'une façon exponentielle durant la période de mai - novembre. VANDAME et al (2000) ont révélé que le maximum de Varroa phorétiques se rencontre à l'époque où les ruches sont le plus fournies en couvain (printemps).

## **7 Recommandation**

A partir des résultats de notre étude, nous proposons pour une bonne santé de notre cheptel apicole et leur amélioration, les recommandations suivants :

- Le savoir - faire des apiculteurs mérite encore un encadrement et un suivi intense car l'exposition et l'entretien des ruchers peuvent favoriser ou limiter le développement de diverses maladies. Donc l'encadrement de tous les amateurs au moins pour les traitements et pour la gestion des ruchers.

- Nous devons faire un dépistage ou un comptage puisque ce sont des méthodes qui permettent de juger l'utilité d'un traitement, ainsi que la survie de la colonie. Il est fait plus haut un calcul économique qui montre que le dépistage suivi si nécessaire d'un traitement est économiquement utile.
- Nous ne recommandons pas l'utilisation du système utilisant le CO2 (Varroa tester) car il s'est révélé peu efficace. La méthode utilisant le sucre glace présente une bonne efficacité mais nous avons observé de fortes variations entre les échantillons récoltés simultanément sur une même colonie.
- La nécessité des vétérinaires spécialisés en pathologie apicole sur l'ensemble du territoire afin d'offrir divers services : visite des colonies, recherche des causes de mortalités anormales, prélèvements d'échantillons en vue d'analyse, prescription de médicaments.
- Pour limiter le nombre de varroas pendant l'hiver en cas de saison plutôt clémente nous recommandons La première méthode classique consiste à bien faire un traitement efficace en automne. Un contrôle en hiver peut nous amener à traiter en plein hiver, en absence de couvain, si le taux de varroas détectés est important, avec de l'acide oxalique. Lors d'hivers doux il est difficile de bien cibler le moment car les reines pondent longtemps.
- Nous recommandons aux apiculteurs d'exploiter pleinement le potentiel d'amélioration de la résistance naturelle et ceci par la sélection sur le comportement hygiénique, pour la résistance de la varroase et d'utiliser des reines démontrant cette qualité, au moins dans certaine mesure.
- Réglementation de la transhumance : elle doit être accompagnée avec un certificat sanitaire.

## **Conclusion**

Notre étude a montré que le varroa se développe rapidement dans les colonies d'abeilles en absence du traitement. Le nombre de varroa a diminué significativement après l'application de l'Apivar®. La période d'été constitué une occasion pour l'apiculteur pour traiter et éliminer le maximum de varroa à cause de la diminution du couvain. D'autres études sont nécessaires pour proposer une stratégie de lutte contre cette parasitose en fonction de la pression du parasite dans les colonies.

## Références

- **Agence Nationale du Médicament Vétérinaire.** Index des Médicaments vétérinaires autorisés en France [en ligne]. Adresse URL : <http://www.ircp.anmv.anses.fr/> (Page consultée le 16 novembre 2012)
- **Anderson, D. L., Trueman, J. W. H., 2000.** *Varroa jacobsoni* (Acari : Varroidae) is more than one species. *Exp. App. Acarol.* 24, 165-189.
- **Baldensperger., 1922.** Sur l'apiculture en orient. Proceeding of the sixth international congress of apiculture, Marseille, France, pp59-64.
- **Benoît, M., 2013.** Cours de biologie de l'abeille version formations en apiculture prodiguées par l'Union Cours de Biologie de l'abeille Notions de morphologie, d'anatomie et de physiologie à usage apicole Notes collationnées dans le cadre des formations en apiculture prodiguées par la Fédération Royale des Ruchers Wallons 4. 35p.
- **Berthoud H., A. Imdorf, M. Haueter, S. Radloff, P. Neumann** Virus infections and winter losses of honey bee colonies (*Apis mellifera*) *J. Apic. Res.*, 49 (2010), pp. 60-65, [10.3896/IBRA.1.49.1.08](https://doi.org/10.3896/IBRA.1.49.1.08)
- **Biri, M., 2010.** L'abeille. *In* : Tout savoir sur les abeilles et l'apiculture, 7<sup>e</sup> édition. De Vecchi, France, pp. 14- 98.
- **Buttel-Reepen, H.V., 1906.** *Apistica Beitrage zur Systematik, der Honigbiene (Apismellifeca L), ihrer Varietaten und der ilbrigen.* Veroff. Zool. Museum Berlin, 117-201p.
- **Calatayud, F., Verdú, MJ., 1993.** Hive debris counts in honeybee colonies: a method to estimate the size of small populations and rate of growth of the mite *Varroa jacobsoni* Oud. (Mesostigmata: Varroidae). *Experimental & Applied Acarology*, 17(12):889-894
- **Choucha, S., Bouzida, T., 2019.** Recensement des maladies affectant l'abeille *Apis mellifera* intermissa dans la région de la Kabylie. Mémoire de fin de cycle : science vétérinaire. Institut de science vétérinaire, Université de Saad Dahleb Blida, 54p.
- **Colin, M.E., 1999.** Intoxications. In *Bee Disease Diagnosis, Options Méditerranéennes*, 25, série B (ed M. E. Colin, B. Ball, M. Kilani), pp. 167–175. CIHEAM, Saragosse.
- **Conte Y.L., G. de Vaublanc, D. Crauser, F. Jeanne, J.-C. Rousselle, J.-M. Bécard** Honey bee colonies that have survived *Varroa destructor* *Apidologie*, 38 (2007), pp. 566-572, [10.1051/apido:2007040](https://doi.org/10.1051/apido:2007040)
- **Dainat B, J.D. Evans, Y.P. Chen, L. Gauthier, P. Neumann** Dead or alive. deformed wing virus and *Varroa destructor* reduce the life span of winter honeybees *Appl. Environ. Microbiol.* 71(12):3533-3538

Microbiol., 78 (2012), pp. 981-987, [10.1128/AEM.06537-11](https://doi.org/10.1128/AEM.06537-11)

- **Dustmann, J.H., Von Der Ohe, W., 1988.** Influence des coups de froid sur le développement printanier des colonies d'abeilles. *Apidologie* 19 (3) : 245–253.
- **Fera., 2010.** Managing Varroa. Sand Hutton, UK: Food and Environment Research Agency, Defra., 38 pp. <https://secure.fera.defra.gov.uk/beebase/downloadDocument.cfm?id=16>
- **Fernandez, N., Coineau, Y., 2002.** Varroa, tueurs d'abeilles. Bien le connaître, pour mieux le combattre. *Edition Atlantica*, Biarritz, France, 237p.
- **Fernandez, P.G, 1999.** Acarapodosis or tracheal acariosis. In *Bee Disease Diagnosis, Options Méditerranéennes*, 25, série B (ed. M.E. Colin, B. Ball, M. Kilani), pp. 107–115. CIHEAM, Saragosse.
- **Fernandez., Coineau., 2007.** Maladies parasites et autres ennemis de l'abeille mellifere, édition Atlantica-Séguier.
- **Flores Serrano, JM., Ruíz, JA., Afonso Pires, SM., 2002.** Accessment of the population of Varroa destructor based on its collection from boards at the bottoms of hives of *Apis mellifera iberica*. (Avaliação da população de ácaros Varroa destructor a partir da sua recolha nos estrados de colmeias de *Apis mellifera iberica*.) *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 97(544):193-196
- **Gallai, N., Salles, J.M., Vaissières, B.E., 2009.** *Bull Tech Apic.* 36(3) : 110–116.
- **GDS France., 2017.** Détermination du taux d'infestation sur abeilles adultes par lavage au savon. *L'action sanitaire ensemble*, 2-9.
- **Gochnauer, T. A., et Margts, V. J., 1979.** Properties of Honeybee Larvae Killed by Chalkbrood Disease. *Journal of Apicultural Research*, 183, 212-216.
- **Ialo.** Abeille qui es-tu ? [<https://ialo.fr/abeille-qui-es-tu/>] (2017).
- **jacopo werther.** Varroa destructor deutonymph. [[https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Varroa\\_destructor\\_deutonymph\\_%285048069587%29.jpg](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Varroa_destructor_deutonymph_%285048069587%29.jpg)] (3 October 2010).
- **Jeane, F., (1998).** Physiologie de l'abeille. L'alimentation. *Bulletin Technique Apicole*, 134p
- **Lhomme, M., 1990.** *Varroa jacobsoni* (Oudemans 1904) : morphologie, biologie et étude spécifique du système respiratoire et du comportement. Thèse de Doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Nantes, 85p.
- **Mekademi, K., D. Kebour, N.A. Ouchene-Khelifi, N. Ouchene., 2021.** Evaluation of the

antimicrobial and anti-Varroa destructor L. activity of the essential oil of clove (*Syzygium aromaticum* L. Myrtaceae). AGRICULTURAL SCIENCE AND TECHNOLOGY, VOL. 13, No 4, pp 404-408, 2021

- **Puerta, F., Flores, J.M., Ruiz, J.A., Ruz, J.M., Campano, F., 1999.** Fungal diseases of the honeybee (*Apis mellifera* L.). In Bee Disease Diagnosis, Options Méditerranéennes, 25, série B (ed. M.E. Colin, B. Ball, M. Kilani), pp. 61–68. Saragosse, CIHEAM
- **Quendolo D, Vezinet S.** Les abeilles : biologie et comportement. Paris : Éditions Frison-Roche ; 2016.
- **Ravazzi G., 2003.** Abeille et apiculture. Ed de Vecchi S.A. Paris, 109p.
- **Rosenkranz P., P. Aumeier, B. Ziegelmann.** Biology and control of *Varroa destructor* J. Invertebr. Pathol., 103 (2010), pp. S96-S119, [10.1016/j.jip.2009.07.016](https://doi.org/10.1016/j.jip.2009.07.016)
- **Rosenkranz, P., Aumeier, P., Ziegelmann, B., 2010.** Biology and control of *Varroa destructor*. Journal of invertebrate pathology, 103, 96-119.
- **Samuel, B., 2016.** Principales maladies et affections parasitaires. In : Maladie des abeilles. DZS Grafik, France, pp. 90-136.
- **Sanford, MT., 1997.** A history of *Varroa* mite in Florida, with discussion of controls. APIS. <http://apis.ufl.edu/threads/Varroa.htm>
- **Sommerville, D.C., 2007.** Braula fly. Primefact N° 649
- **Traynor K.S., F. Mondet, J.R. de Miranda, M. Techer, V. Kowallik, M.A.Y. Oddie, P. Chantawannakul , A. McAfee** *Varroa destructor* : a complex parasite, crippling honey bees worldwide Trends Parasitol., 36 (2020), pp. 592-606, [10.1016/j.pt.2020.04.004](https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.04.004)
- **TREILLES, M., 2002.** Utilisation d’huiles minérales dans la lutte contre *Varroa destructor* parasite de l’abeille. Thèse de Doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Nantes, 71p.
- **van Dooremalen C., L. Gerritsen, B. Cornelissen, J.J.M. Steen, F. van der Langevelde, T. van Blacquièrè.** Winter survival of individual honey bees and honey bee colonies depends on level of *Varroa destructor* infestation PLoS One, 7 (2012), Article e36285,
- **WENDLING, S., 2012.** *Varroa destructor*, un acarien ectoparasite de l’abeille domestique *Apis mellifera* LINNAEUS, 1758. Revue bibliographique et contribution à l’étude de sa reproduction. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil, 190 p.