

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la recherche scientifique
Université A - Mira de Bejaïa

Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département de Sciences Biologique de l'Environnement
Spécialité Biologie animale



Réf

Mémoire de fin de cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Contribution à l'étude des effets des extraits de quelques
Plantes médicinales sur la varroase et la fausse teigne de
L'abeille locale *Apis mellifera*.**

Présenté par :

M^{elle}. HADDAD Leticia

M^{elle}. OUALI Katiba

Soutenu le : 02/07/2025

Devant le jury composé de :

Mme SADEDDINE-ZENNOUCHE Ourdia	MCA	Univ. De Bejaia	Président
MR BACHIR Seddik	MAA	Univ. De Bejaia	Promoteur
Mme ICHALAL Keltoum	MCB	Univ. De Bejaia	Examinatrice

Année universitaire : 2024/ 2025

Remerciement :

Nous tenons d'abord à exprimer notre profonde gratitude envers le Bon Dieu, source de force et de sagesse, qui nous a guidé tout au long de ce parcours et qui nous a permis de surmonter les défis pour mener à bien ce travail.

On remercie chaleureusement notre promoteur, Mr. Bachir, pour son encadrement précieux, ses conseils avisés et sa disponibilité tout au long de ce travail. Ses orientations ont été d'une aide indispensable pour la réalisation de ce mémoire.

Nous tenons à remercier les membres de jury d'avoir accepté de corriger et d'évaluer notre travail

M^{me} Sad-Eddine ourdia qui nous a fait l'honneur d'être président de jury.

M^{me} Ichalal qui a accepté d'examiner notre travail.

Un merci infini à nos parents, pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices et leurs encouragements constants. Sans votre soutien moral, financier et affectif, rien de tout cela n'aurait été possible. Vous êtes notre plus grande inspiration.

.
.

Ce mémoire est le fruit d'un effort collectif, et on n'oublie pas toute personne de près ou de loin, qui a contribué à sa réalisation. Merci du fond du cœur.

Liticia et Katiba

Dédicaces

Je voudrai adresser mes sincères salutations

A Ma mère, mon père, ma sœur et mon frère,

*Merci pour votre présence, votre patience, et tout ce que vous avez fait pour moi,
souvent sans que je le voie.*

À mes grands-parents,

Pour leur douceur, leurs prières, et leur amour discret.

À mes oncles

*Akli, et à mon oncle Nabil mon idole depuis toujours, sa femme et ses enfants Nolan et
Aris ; merci pour votre confiance et vos mots qui comptent*

À ma tante,

*Celle qui a toujours su m'accueillir avec bienveillance, à son mari et à ses enfants Yvan et
Louise, pour leurs affections et leurs tendresses*

À ma meilleure amie Mina,

Merci d'être là, sans jamais juger.

À djidji,

Tamazight, Chahrazed, Lydia, Maissa et Lynda,

Merci pour votre présence, vos fous rires, et votre énergie contagieuse.

À cette personne très chère à mon cœur,

Ta présence discrète m'a donné plus de force que tu ne l'imagines.

Et enfin à moi-même,

*Parce que j'ai douté, pleuré, eu envie d'abandonner... mais je suis restée debout et
rien que pour ça, je suis fière*

Liticia

Dédicace

A l'aide de bon dieu tout puissant, je dédie ce modeste travail :

*À mes parents bien-aimés,
Votre amour inconditionnel, vos sacrifices silencieux
Et vos prières jour et nuit ont été ma lumière.
Ce diplôme est le fruit de votre éducation et de votre foi en moi.*

À ma douce sœur et mes chers frères, Souad, Mounir, Kadar et mon petit frère Idris

*Merci pour votre soutien, vos encouragements
Et cette complicité fraternelle qui m'a porté
Dans les moments de doute et de fatigue.*

A ma chère personne

*Pour ton affection, ta patience et tes encouragements,
Tu as été ma source de réconfort dans les moments de doute.
Ce mémoire t'appartient autant qu'il m'appartient.*

*À mes merveilleuses copines, Chahrazed, lydia, imane, lamia, romina, liticia et maissa
Vos rires, vos conseils et votre présence
Ont transformé ce parcours en une belle aventure.
Merci d'avoir été ma seconde famille.*

*Je me remercie bien évidemment moi-même pour tous les sacrifices et les efforts que j'ai
fait sans lâcher les bras.*

*À tous ceux qui ont contribué de près ou de loin,
Votre aide, même discrète, a compté.
Ce succès est aussi le vôtre.*

Katiba

Sommaire

Introduction :	1
1. Généralité sur l'abeille <i>Apis mellifera</i>	3
1.1 Présentation et répartition géographique de l'Abeille <i>Apis Mellifera</i> :	3
1.1.1 Présentation de l'espèce :	3
1.1.2 Répartition géographique :	3
1.3 Classification systématique classique de l'abeille domestique :	4
1.4 Les différentes castes d'abeille domestique :	5
1.5 Morphologie de l'abeille domestique :	6
1.6 La Biologie d' <i>Apis mellifera intermissa</i> :	7
1.6.1 Description d' <i>Apis mellifera intermissa</i> :	7
1.6.2 Le cycle de développement de l'abeille :	7
1.6.3 La communication des abeilles :	9
1.7 Le rôle et l'intérêt des abeilles :	9
1.8 Les produits de la ruche :	10
1.9 Les maladies et les ennemis des abeilles :	12
1.9.1 Maladies du couvain :	12
1.9.2 Maladies des abeilles adultes :	14
1. Généralité sur le varroa :	21
1.1 Définition :	21
1.2 Systématique.	21
1.3 Description du parasite :	21
1.4 Les formes matures.	22
1.4.1 La femelle :	22
1.4.2 Le mâle :	22
1.5 Formes immatures du <i>varroa</i> :	23
o Œuf	23
o La protonymphe	23
o La deutonymphe	23
1.6 Cycle de développement :	24
1.7 Moyen de lutte contre le varroa :	25
□ Lutte chimique :	25
□ Lutte biologique :	26
□ Lutte biologique par agents vivants :	26
□ Lutte biotechnique :	27
1. Présentation du milieu d'étude	28
1.1 Situation géographique :	28
1.2 Matériel végétal :	28

☐	Methode d'obtention des extraits:	30
☐	Détermination de la matière sèche (MS%) :	32
☐	La mesure du pH :	32
1.3	Matériels apicoles :	32
1.4	Matériels utilisés au laboratoire :	32
☐	Méthodes d'échantillonnage des abeilles :	33
☐	Méthode du traitement des échantillons :	33
☐	Méthode d'échantillonnage du varroa :	34
☐	Méthode d'échantillonnage de la fausse teigne (<i>Galleria mellonella</i>) :	35
☐	Résultats :	37
1.	La mesure de la matière sèche et le potentiel d'hydrogène	37
☐	Matière sèche :	37
☐	Potentiel d'hydrogène (pH) :	37
b.	Effet de la concentration et la durée des extraits des plantes sur le <i>Varroa destructor</i>	40
c.	Effet de la concentration et la durée des extraits des plante sur la fausse teigne :	41
☐	Discussion :	42
	Conclusion	44
	Références bibliographiques	37
	Les annexes	48

Liste des tableaux

Tableau. N°	Intitulé	Page. N°
I.	Les maladies virales de l'abeille <i>Apis mellifera</i>	14
II.	Les différentes espèces de plantes.	25-26
III.	Les différentes espèces ainsi que leurs parties utilisées.	27
IV.	La mesure de la matière sèche (MS%) et le potentiel d'hydrogène.	34
V.	Les extraits des quatre espèces ayant donné des résultats proches dans les deux traitements sur la mortalité des abeilles.	36

Liste des figures

Figure. N°	Intitulé	Page.N°
1	Répartition géographique des abeilles dans le monde (Whitfield et al., 2006).	4
2	Les différentes castes de l'abeille domestique (Dumont, 1966).	5
3	Morphologie de l'abeille (Sylvie Rapior, 2020).	6
4	Les cycles de développement des différentes castes (Winston, 1987).	8
5	Schéma de la danse des abeilles (Von Frisch, 1967).	9
6	Le miel (photographie web, 2025).	10
7	Le pain d'abeille (photographie web, 2025)	10
8	La gelée royale (photographie web, 2025)	11
9	La cire d'abeille (photographie web, 2025)	11
10	La propolis (photographie web, 2025)	12
11	Le venin d'abeille (photographie web, 2025)	12
12	Mise en évidence d'une infection du couvain par l'agent bactérien <i>Paenibacilluslarvae</i> (Chahbar, 2017).	13
13	La loque Nosema sp en microscopie électronique (Ptaszynska et al. 2012).	14
14	Spores de <i>Paenibacilluslarvae</i> (Chahbar, 2017).	15
15	Les fourmis (photographie web, 2025)	18
16	Les diptères (photographie web, 2025)	18
17	Les Coléoptères des ruches (photographie web, 2025)	19
18	(En haut) Grande fausse teigne : 1- adulte (morte). 2 -Chenille. 3-Cavités creusées par des chenilles. (En bas) Petite fausse teigne : 4- adulte. 5-Traînée laissée par une chenille qui a creusé une galerie dans le rayon. 6-Soie et excréments. (Claire et al. 2014).	19
19	Cycle de développement de <i>Galleria mellonella</i> (Boucher, 2016).	20
20	La femelle du varroa (phase adulte), (Wild, 2011).	22
21	Le mâle du varroa (phase adulte) (Dietemann et al. 2012).	23
22	Le développement et les formes immatures du varroa (Rosenkranz et al. 2010).	24
23	Cycle de développement du varroa (Cournoyer, 2022).	25
24	Les différentes poudres des plantes utilisées (photographie originale, 2025).	28
25	Photographie des extraits végétaux (photographe originale, 2025).	28
26	Matériels du laboratoire (photographie originale, 2025)	30
27	Boîtes des abeilles pour exposition de 24h (photo originale, 2025).	31
28	Méthode de traitement par contact.	31
29	Cadre infesté par la fausse teigne (photographe originale, 2025).	32
30	Photographies illustratives du protocole expérimental du suivi	30

	au laboratoire (<i>A. sélection d'un cadre mâle infesté ; B. localisation ouverture des alvéoles et prélèvement des varroas ; C. mise en boîte des varroas : 5var. /boîtes</i>).	
31	Traitement des échantillons de la fausse teigne (photographie originale, 2025).	33
32	Graphique de la mesure matière sèche en fonction des espèces.	34
33	Graphique de la mesure du potentiel d'hydrogène en fonction des espèces.	35
34	Taux de mortalité en fonction de la concentration 10% et la durée d'exposition des extraits Des plantes sur les abeilles.	35
35	Taux de mortalité en fonction de la concentration 5% et la durée d'exposition des extraits Des plantes sur les abeilles	36
36	Taux de mortalité en fonction de la concentration 10% et la durée d'exposition des extraits des plantes sur le <i>Varroa destructor</i> .	37
37	Taux de mortalité en fonction de la concentration 5% et la durée d'exposition des extraits des plantes sur le <i>Varroa destructor</i> .	38
38	Taux de mortalité en fonction de la concentration et la durée d'exposition des extraits des plantes sur la fausse teigne	39

Listes d'abréviations :

Abréviation	Nom complet
DG	<i>Daphne gnidium</i>
OP	<i>Oxalis pes capris</i>
LN	<i>Laurus nobilis</i>
NO	<i>Nerium oleander</i>
CF	<i>Climatis flamula</i>
PF	<i>Pteridium flix mas</i>
VT	<i>Viburnum tinus</i>
CA	<i>Cedrus atlantica</i>
CC	<i>Climatis cirrhosa</i>
HL	<i>Hedera helix</i>

Introduction

Introduction :

Apis mellifera Linnaeus, 1758, l'abeille domestique, est un insecte social clé des écosystèmes, appartenant à la famille des Apidae (Michener, 2007). Cette espèce, originaire d'Europe, d'Afrique et du Moyen-Orient mais aujourd'hui largement répandue (Engel, 2012), se caractérise par une organisation sociale complexe comprenant une reine fertile, des ouvrières stériles et des faux-bourçons saisonniers (Winston, 1987). Son rôle écologique est capital, participant à la pollinisation de plus de 70% des plantes à fleurs sauvages et cultivées (Klein et *al.*, 2007), avec une contribution économique estimée à 153 milliards d'euros annuels (Gallai et *al.*, 2009). Cependant, *A. mellifera* fait face à de multiples menaces dont l'acarien *Varroa destructor* (Rosenkranz et *al.*, 2010), les pesticides néonicotinoïdes (Henry et *al.*, 2012) et les changements climatiques (Le Conte et Navajas, 2008) et la fausse teigne (*Galleria mellonella*) qui est un lépidoptère de la famille des *Pyralidae*, redoutable parasite des ruches des abeilles. Selon Ellis et *al.*, (2013), ses larves se nourrissent de cire, de pollen et même du couvain, causant des dégâts structurels et économiques importants en apiculture, nécessitant des recherches urgentes sur des solutions alternatives comme l'utilisation des extraits végétaux (Bogdanov, 2006). Notre étude s'inscrit dans cette perspective en évaluant le potentiel acaricide de plantes médicinales contre la varroase, une approche prometteuse pour une apiculture durable (Higes et *al.*, 2013).

Malheureusement, le phénomène de disparition massive des abeilles prend une ampleur alarmante depuis le début du XXI^e siècle, principalement dû à des infestations parasitaires qui menacent leur survie. L'acarien *varroa destructor* est le principal responsable de cette crise. Ce parasite se nourrit de l'hémolymphe des larves et des abeilles adultes affaiblissant des colonies et provoquant des malformations chez les abeilles aussi bien immatures qu'adultes (Noel et *al.*, 2020).

Pour combattre ce fléau, les apiculteurs ont souvent recours à des acaricides chimiques réputés pour leur efficacité et leur rapidité d'action (Milani et Deayedova, 2002 ; Rademeier et Larz, 2006 ; Gregore et smodiss, 2017). Face à ce problème des méthodes alternatives basées sur des extraits de plantes médicinales suscitent un intérêt croissant. Ces substances naturelles connus pour leurs propriétés antiparasitaires, pourraient offrir une solution moins nocive pour les abeilles et l'environnement mais leur utilisation doit être rigoureusement contrôlée pour garantir leur efficacité et leur innocuité (Dres et *al.*, 2022 ; Brava et *al.*, 2023).

Cette recherche concentre et vise sur l'évaluation de l'effet acaricide de dix extraits végétaux contre *varroa destructor*, un fléau majeur pour les colonies d'abeilles domestiques. Les plantes sélectionnées pour cette étude sont :

Dans ce cadre, notre étude adopte une structure de trois phases. La première phase établit un état de l'art approfondi concernant *Apis mellifera*, ses maladies, son parasite *Varroa destructor*, ainsi qu'une revue critique des plantes médicinales aux propriétés acaricides documentées. La seconde phase expose de manière systématique le protocole expérimental mis en œuvre, incluant la description du matériel biologique, des conditions de laboratoire et des méthodologies d'analyse. Enfin, la troisième phase présente et discute les données expérimentales relatives à l'efficacité acaricide des dix extraits végétaux testés.

CHAPITRE I : Généralité sur l'abeille *Apis mellifera*
intermissa

1. Généralité sur l'abeille *Apis mellifera*

1.1 Présentation et répartition géographique de l'Abeille *Apis Mellifera* :

1.1.1 Présentation de l'espèce :

Il est reconnu que l'abeille mellifère *Apis mellifera* est l'espèce la plus largement répandue à travers le monde, principalement grâce à sa domestication et à son expansion favorisée par les activités humaines. Le genre *Apis*, incluant l'abeille domestique, possèdent des archives fossiles remontant à environ 30 millions d'année (Engel, 1999). Les abeilles domestiques sont des insectes appartenant à l'ordre des Hyménoptères (Michener, 2007).

Elle joue un rôle crucial dans la pollinisation, assurant la reproduction de nombreuses plantes à fleurs et la production de nombreuses cultures essentielles à l'agriculture humaine (Winston, 1987).

La colonie d'abeille domestique fonctionne comme un superorganisme, où des milliers d'individus travaillent ensemble avec une précision et une efficacité étonnante, créant un système harmonieux qui dépasse les capacités d'une seule abeille (Tautz, 2008).

L'abeille a pu s'adapter aux différents climats et flores, ce qui a permis le développement de plusieurs sous espèces ou races. Elle en compte à ce jour 27 sous espèces, qui ont été décrits sur la base de certains caractères morphologiques, écologiques et comportementaux (Sheppard et Meixner, 2003).

1.1.2 Répartition géographique :

- **Dans le monde :**

L'origine de l'abeille *Apis mellifera* remonte à l'Afrique, où elle aurait évolué il y a environ 300 000 ans. Des études génétiques, notamment celles basées sur l'ADN mitochondrial, ont montré que les populations africaines de *Apis mellifera* sont les plus anciennes. À partir de l'Afrique, cette espèce s'est ensuite dispersée vers l'Europe et l'Asie occidentale, donnant naissance à plusieurs sous-espèces adaptées à différents climats et environnements (Whitfield et *al.*, 2006).



Fig. N°1 : Répartition géographique des abeilles dans le monde (Whitfield et *al.*, 2006).

❖ **En Algérie :**

Le cheptel apicole algérien est constitué de deux sous espèces ; la sous espèce *Apis mellifera intermissa*, aussi connu comme le « Abeille Tellienne » ou « Abeille Noire du Tell », allant de la côte méditerranéenne à l'Atlas de tel, qu'on peut trouver aussi au sahara, la sous espèce *Apis mellifera sahariensis* trouvée dans les oasis et les régions désertiques de l'Afrique du Nord, qui s'adaptent à la chaleur extrême et à l'aridité (Ruttner, 1968 et 1988).

1.3 Classification systématique classique de l'abeille domestique :

D'après Linné, les abeilles appartiennent à l'ordre Hymenoptera (qui comprend au moins 250 000 espèces et inclut presque tous les insectes sociaux sauf les termites), en raison de leurs ailes membraneuses et de leur appareil buccal adapté à la collecte de nectar (Linnaeus, 1758).

Selon Engel et *al.*, (2017), l'abeille domestique appartient à la classification suivante :

- **Règne :** *Animalia*
- **Embranchement :** *Arthropoda*
- **Classe :** *Insecta*
- **Ordre :** *Hymenoptera*
- **Famille :** *Apidae*
- **Sous-famille :** *Apinae*
- **Genre :** *Apis*
- **Espèce :** *Apis mellifera*

1.4 Les différentes castes d'abeille domestique :

Les abeilles domestiques sont des insectes eusociaux, un individu seul ne peut pas survivre sans la colonie entière, présentant le plus haut niveau d'organisation sociale dans le règne animal (Paterson, 2008). La colonie d'abeilles domestiques est une merveille d'organisation sociale, composée de trois castes : la reine, les ouvrières et les faux bourdons (Winston, 1987). Une colonie typique d'abeilles domestiques est composée de 30 000 à 60 000 ouvrières, d'une seule reine, et de quelques centaines à quelques milliers de faux bourdons pendant la saison active (Seeley, 2010).

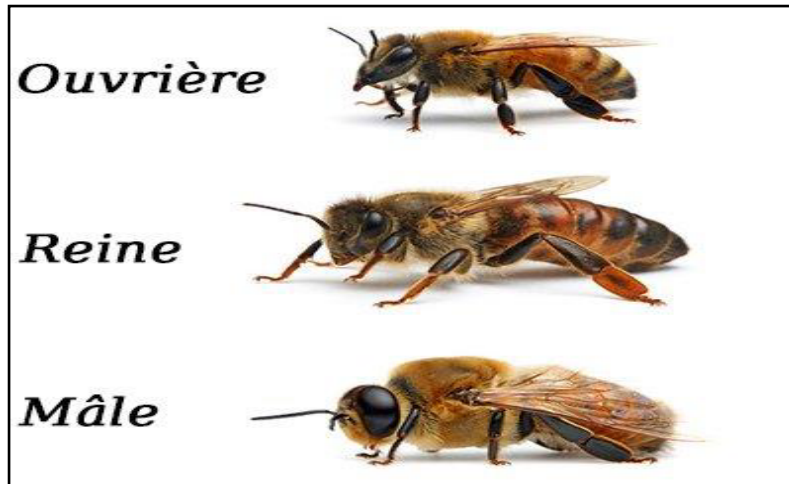


Fig. N° 2 : les différentes castes de l'abeille domestique (Dumont, 1966).

❖ La reine :

La reine est le cœur de la colonie d'abeilles domestiques, la seule femelle reproductrice responsable de la ponte de tous les œufs. Elle est plus grande que les ouvrières, avec un abdomen allongé adapté à la ponte, et peut pondre jusqu'à 2 000 œufs par jour pendant la saison de ponte. Les phéromones de la reine régulent le comportement et la cohésion de la colonie, garantissant que les ouvrières restent concentrées sur leurs tâches et que la colonie fonctionne comme un superorganisme unifié. La reine des abeilles domestiques a une durée de vie de 3 à 4 ans, bien que sa productivité diminue après les deux premières années (Laidlaw, et *al.*, 1997 ; Martin, 2009).

❖ Les ouvrières :

Les ouvrières sont les joueuses d'équipe ultimes, passant sans heurt d'un rôle à l'autre pour répondre aux besoins de la colonie. Des soins au couvain à la construction des rayons, en passant par le butinage de nourriture et la défense de la ruche, Ce sont des femelles stériles (non reproductrices) mais possèdent des organes spécialisés pour la récolte de nourriture, la construction ou la défense du nid (Laidlaw et Page, 1997).

❖ Faux bourdons :

Les faux bourdons sont les mâles de la colonie, dont le seul but est de s'accoupler avec une reine vierge. Ils sont plus gros que les ouvrières, n'ont pas de corbeilles à pollen, ne récoltent pas de nourriture, ils sont nourris via les ouvrières via la trophallaxie, avec un corps robuste et de grands yeux adaptés pour repérer les reines pendant les vols nuptiaux. Les faux bourdons sont produits au printemps et en été, lorsque les opportunités d'accouplement sont les plus élevées, et ils sont expulsés de la ruche ou tués lorsque les ressources deviennent rares à l'automne (Winston, 1987).

1.5 Morphologie de l'abeille domestique :

L'abeille domestique présente une morphologie externe hautement spécialisée, adaptée à ses rôles écologiques. Le corps est divisé en trois parties distinctes : la tête, le thorax et l'abdomen (Snodgrass, 1956).

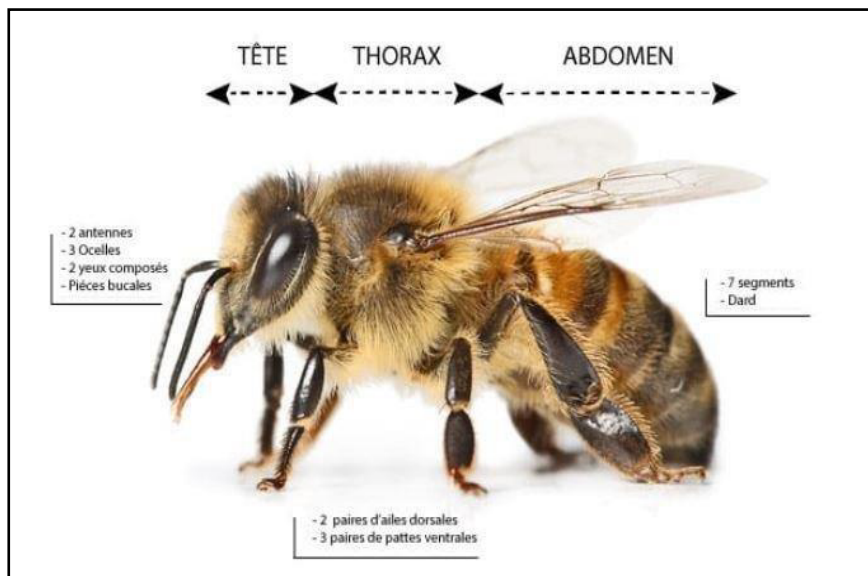


Fig.N° 3 : Morphologie de l'abeille (Sylvie Rapior, 2020).

- ✓ La tête : La tête de l'abeille domestique est globalement triangulaire lorsqu'elle est vue de face, Le sommet de la tête présente une zone aplatie où se trouvent les trois ocelles, offrant un design à la fois aérodynamique et fonctionnel, adapté au mode de vie actif de l'abeille. Elle contient (Snodgrass, 1956 ; Michener, 2015) :
- ✓ Les Yeux : composés qui offrent un large champ de vision, essentiel pour la navigation et le butinage, Les trois ocelles situés sur le dessus de la tête détectent l'intensité lumineuse, aidant à l'orientation.
- ✓ Les antennes : sont équipées de chimiorécepteurs et de mécanorécepteurs, permettant à l'abeille de détecter les odeurs, l'humidité et les vibrations.
- ✓ Les pièces buccales : y compris le labre, les mandibules, les maxilles et le labium, sont adaptées pour mâcher la cire, lécher le nectar et se nettoyer.
- ✓ Le thorax : est formé de trois segments appelés prothorax, mésothorax et métathorax. Ces derniers sont recouverts d'une enveloppe chitineuse rigide, qui fait

office de squelette, Chaque segment porte une paire de pattes, et le mésothorax et le métathorax supportent chacun une paire d'ailes (Snodgrass, 1956).

- ✓ L'abdomen : abritant des organes vitaux tels que les systèmes digestif et reproducteur, l'appareil de piqure, un ovipositeur modifié utilisé pour la défense. La structure segmentée de l'abdomen permet une flexibilité, permettant à l'abeille de réguler sa respiration, de stocker du nectar et du pollen (Seeley, 2019).

1.6 La Biologie d'*Apis mellifera intermissa* :

1.6.1 Description d'*Apis mellifera intermissa* :

La longueur de l'abeille varie généralement entre 6 et 8 mm chez les ouvrières, tandis que la reine peut atteindre 18 à 20 mm (Fresnaye, 1981).

1.6.2 Le cycle de développement de l'abeille :

L'abeille suit un cycle de développement holométabole, c'est-à-dire à métamorphose complète. Ce cycle est divisé en quatre phases principales, séparées par sept mues. Le développement commence avec la ponte des œufs, qui sont déposés dans les cellules de la ruche. Trois jours après la ponte, les œufs éclosent et donnent naissance à des larves. Les abeilles sont considérées comme des insectes à métamorphose complète, car leur apparence et leur structure diffèrent radicalement entre l'état larvaire et l'état adulte. Au cours de leur développement, les abeilles passent par les étapes suivantes : œuf, larve, nymphe et adulte (Winston, 1987).

Le cycle de développement suit les mêmes pour les trois castes de la colonie, dont les durées sont variables (Fig.N°4). Le cycle de la reine est le plus court avec une durée d'une moyenne de 16 jours, alors que le cycle des mâles est le plus long, dure environ 24 jours). Les ouvrières se développent en 21 jours, passant par les stades : d'œuf, de larve, de nymphe et d'adulte) (Zhu, et Fang, 2020).

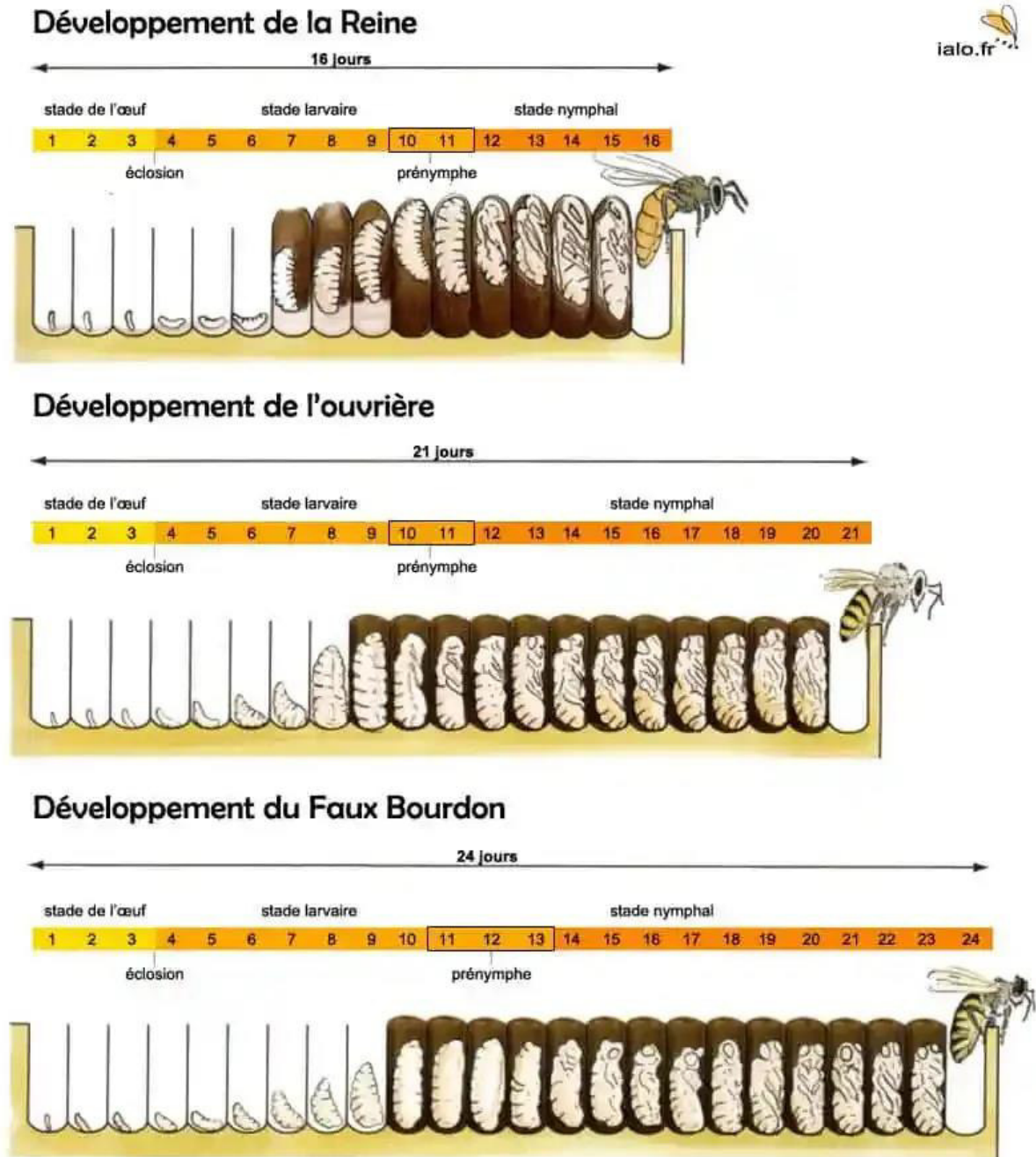


Fig. N° 4 : Les cycles de développement des différentes castes (Winston, 1987).

1.6.3 La communication des abeilles :

Karl Von Frisch, un Autrichien, fut le premier à découvrir que les abeilles domestiques communiquent principalement par la danse en huit, une forme sophistiquée de communication symbolique utilisée pour transmettre des informations sur l'emplacement des sources de nourriture. Les abeilles domestiques, en particulier les abeilles ouvrières, utilisent la « danse des abeilles » pour indiquer la localisation des sources de nourriture.

Il existe deux danses différentes pour que les abeilles communiquent. Lorsqu'une abeille a découvert une source de nourriture à une distance relativement proche de la ruche (généralement moins de 100 mètres), elle effectue une danse en rond. Cette danse implique des mouvements circulaires sur la surface de la ruche. Les autres abeilles observant cette danse peuvent alors détecter la direction de la source de nourriture par rapport au soleil. Elles utilisent la danse en huit si la source de nourriture est située à une distance plus éloignée de la ruche. Dans cette danse, l'abeille décrit une forme de huit en faisant des mouvements sur la surface de la ruche. La direction et la distance de la source de nourriture sont communiquées par rapport à la position du soleil et à la durée et à l'angle des mouvements de la danse (Von Frisch, 1967).

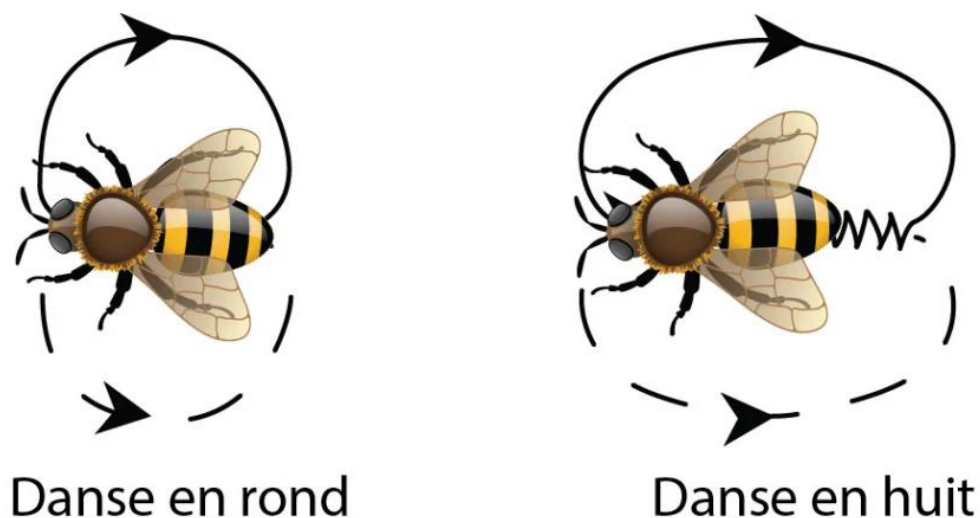


Fig. N°5 : Schéma de la danse des abeilles (von Frisch, 1967).

1.7 Le rôle et l'intérêt des abeilles :

Si l'abeille disparaissait de la surface du globe, l'homme n'aurait plus que quatre années à vivre (Albert Einstein).

Les abeilles sont des insectes indispensables à la nature et à l'homme. Leur rôle principal est la pollinisation : en butinant les fleurs pour récolter le nectar et le pollen, elles transportent le pollen d'une plante à l'autre, permettant ainsi la reproduction de nombreuses espèces végétales. Sans elles, une grande partie de nos cultures (fruits, légumes, etc.) vont disparaître, menaçant la sécurité alimentaire mondiale.

En plus de leur contribution à l'agriculture, les abeilles produisent des ressources précieuses comme le miel, la cire, la gelée royale et la propolis, utilisées dans

l'alimentation, la médecine et l'industrie. Elles jouent également un rôle clé dans le maintien de la biodiversité en favorisant la survie des plantes sauvages et des animaux qui en dépendent.

1.8 Les produits de la ruche :

Le miel :

Les abeilles, en transformant le nectar des fleurs, créent un aliment aux vertus antibactériennes, anti-inflammatoires et cicatrisantes, le miel, produit emblématique de la ruche, est bien plus qu'un simple édulcorant naturel. Riche en enzymes, antioxydants et nutriments essentiels, il est utilisé depuis des millénaires pour ses propriétés curatives et nutritives (Darrigol, 2018).



Fig.N°6 : Le miel (photographie, web 2025).

Le pain d'abeille (pollen fermenté) :

Le pollen est l'organe mâle de la fleur, le pain d'abeille, résultat de la fermentation anaérobie du pollen par les abeilles ouvrières, riche en protéines, vitamines, minéraux et probiotiques, il constitue une source alimentaire essentielle pour la colonie, particulièrement les larves et les jeunes abeilles (Bogdanov, 2012).



Fig. N°7 : Le pain d'abeille (Photographie, web 2025).

La gelée royale :

La gelée royale est une substance laiteuse et gélatineuse, de couleur blanc nacré, à l'odeur légèrement phénolique et au goût acide et sucré. Elle est exclusivement sécrétée par les jeunes abeilles ouvrières (nourrices) grâce à leurs glandes hypopharyngiennes situées dans leurs têtes, cette substance stockée dans les cellules royales sert de la nourriture à toutes les

larves durant leurs trois premiers jours, ainsi qu'à la reine tout au long de sa vie ce qui implique sa fertilité et sa longévité (Takenka, 1982).



Fig.N°8 : La gelée royale (photographie, web 2025)

La cire :

La cire des abeilles sécrétée par les glandes cirières des ouvrières et sert à la construction des alvéoles du nid, utilisée notamment par l'homme dans la cosmétologie pour ses propriétés anti-inflammatoires et bactériostatiques (Hepburn et *al.*, 1988).



Fig.N°9 : La cire d'abeille (photographie, Web 2025).

La propolis :

La propolis est une substance résineuse récoltée par les abeilles à partir des bourgeons et de l'écorce de certains arbres, c'est une matière première pour les abeilles (burdock, 1998), servant à colmater la ruche, aseptiser les rayons et protéger la colonie contre les pathogènes, c'est également un produit de la ruche valorisé en apithérapie (Bradbear, 2010).



Fig. N° 10 : la propolis (photographie, web 2025).

Le venin :

Le venin est un liquide incolore, sécrétée par deux glandes situées dans l'abdomen de la femelle, conservé dans un réservoir à venin, une goutte peut peser entre 200 et 250 milligrammes, il est composé d'enzymes protéolytiques, son goût est amer son odeur est semblable à celle du miel, son pH est acide (Kim et *al.*, 2015).



Fig. N°11 : le venin d'abeille (Photographie, web 2025).

1.9 Les maladies et les ennemis des abeilles :

Les abeilles sont confrontées à nombreux prédateurs naturels ainsi qu'à des menaces biologiques qui mettent en péril la survie de leurs colonies. Parmi leurs ennemis, on retrouve des insectes comme le frelon asiatique, ainsi certains oiseaux, parasites et acariens, notamment le redoutable *Varroa destructor*. En plus de ces prédateurs, les abeilles sont également exposées à diverses maladies notamment des infections bactériennes, virales et fongiques.

1.9.1 Maladies du couvain :

Le couvain de l'abeilles domestique peuvent être affecter par plusieurs maladies comme :

❖ Loque américaine

Cette maladie des larves âgées, encore appelée loque maligne, pourriture du couvain ou loque gluante, est très contagieuse ; elle se caractérise par la présence de larves mortes présentant une consistance gluante semblable au mucus et a pour effet d'affaiblir, dans la

plupart des cas, de tuer une colonie d'abeilles mellifères (Guzman et *al.*, 2002). L'agent causal de la loque américaine est la bactérie Gram positive *Paenibacillus larvae*.

Cette bactérie présente deux formes :

La forme végétative (ou germinative) qui exploite les ressources nutritives de son milieu de développement et de multiplication, la forme sporulée, en « dormance », particulièrement résistante dans le milieu, la loque se reconnaît par la présence des opercules affaissés et perforés, aspect irrégulier du couvain, dû aux nombreuses cellules désoperculées de manière aléatoire, les larves mortes forment un produit élastique qui s'étire lorsqu'on introduit un petit cure-dents dans l'alvéole affectée et dégagent une forte odeur d'ammoniac (Claire et *al.*, 2014).

▪ Symptômes :

- Couvain en mosaïque avec des cadres qui semblent humides ou gras.
- Les opercules d'une couleur différente sont concaves déprimés ou troués et semblent humides ou gras.
- La colonie s'affaiblit
- Le couvain dégage une mauvaise odeur.
- Larves mortes, de couleur brunâtre, transformées en masse visqueuse (Daprés binon et diel (2006).



Fig. N°12 : Mise en évidence d'une infection du couvain par l'agent bactérien *Paenibacillus larvae* (Chahbar, 2017).

❖ **La loque européenne :**

Cette maladie doit son nom au fait qu'elle a été découverte en Europe. Comme la loque Américaine, elle très répandue à travers le monde. La loque européenne est due à une bactérie, *Melissococcus plutonius*. Elle infecte l'intestin des larves qui meurent de faim avant que les cellules ne soient operculées (Fig. N°7). Cette pathologie apparaît principalement au printemps mais aussi le reste de l'année. Elle se transmet lorsque les

abeilles pillent une colonie infectée et elle peut également être propagée par les essaims l'apiculteur est également le principal responsable, en effet, lorsqu'il déplace des rayons du miel ou de cire et du matériel contaminés d'une colonie à une autre, il facilite la propagation de la maladie (Waring, 2007) et parmi ses symptômes :

- Couvain est en mosaïque ;
- Larves prennent une couleur anormale, jaune à gris brun ;
- Position anormale redressée des larves, elles sont fragiles mais non filantes. Elles meurent généralement avant l'operculation.
- Larves et écailles non adhérentes sont facilement évacuées par les abeilles (Binon et diel ;2006)

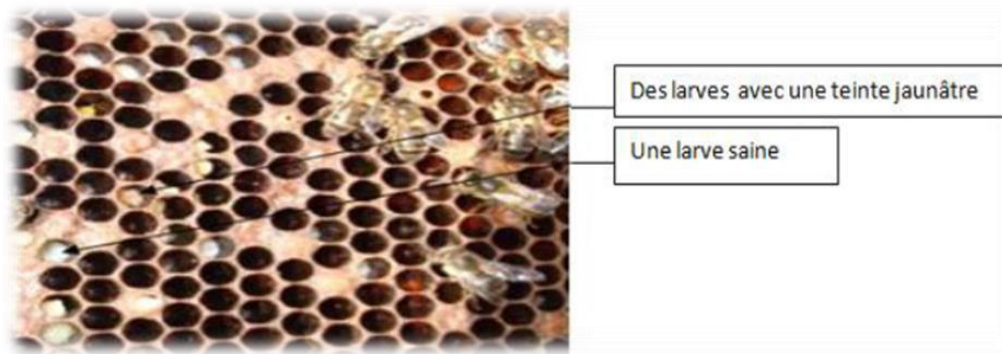


Fig. N°13 : La loque Européenne sur un cadre du couvain (Adjelane, 2015).

1.9.2 Maladies des abeilles adultes :

❖ Acriose :

Tropilaelaps clareae est un acarien hématophage parasite externe du couvain operculé, plus petit que *Varroa destructor*. Les acariens sont incapables de s'alimenter sur des abeilles adultes ou de survivre plus de quelques jours à l'extérieur des cellules operculées (Boucher,2016). Les parasites adultes se propagent de ruche en ruche par phorésie, transportés par les abeilles lors d'essaimage, de pillage ou de transhumance (Alizée, 2014). Parmi ses symptômes on trouve :

Les colonies peuvent dépérir au printemps (Charriere et *al.*, 1998) et ils sont attribuables au dommage mécanique et au désordre physiologique consécutif à l'obstruction des conduits d'air.

❖ **Nosémose :**

Selon Barbançon (2003), la nosémose est une maladie fongique et parasitaire des abeilles adultes, elle est due à un protozoaire, qui se développe au tube digestif de l'abeille au niveau de l'intestin moyen. La nosémose est responsable des mortalité et d'affaiblissements important de beaucoup de colonies d'abeilles (scheiro, 2011), Elle peut évoluer de façon chronique dont les symptômes n'ont aucune caractéristique qui permettent de les distinguer des autres maladies (Toumanoff, 1951 ; Borchert, 1970). D'après adam (2012) les principaux symptômes de la nosémose sont :

- Des déjections claires à foncées sur la façade de la ruche ;
- Des abeilles traînantes et accrochées au brin d'herbe
- Une activité réduite de la colonie ;
- L'intestin de l'abeille est normalement de couleur foncé, dans le cas de nosémose il devient clair.
- La reine, infestée, cesse de pondre.
- Des traces de diarrhées sont observées dans la ruche.

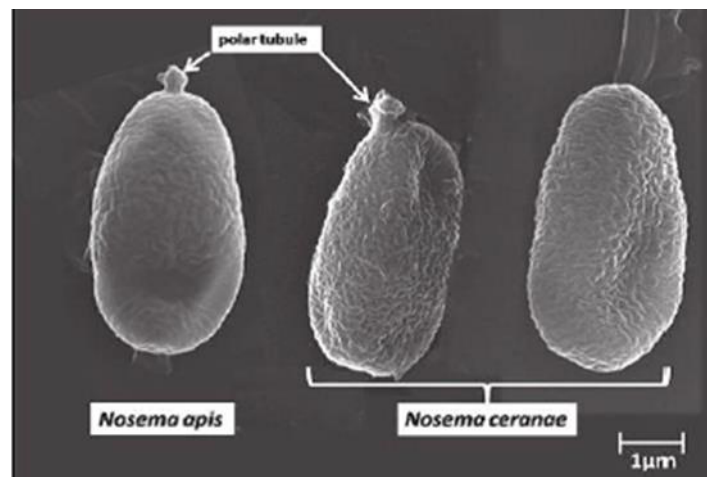


Fig. N°14 :Spores de Nosema sp en microscopie électronique (Ptaszynska et *al.*, 2012).

1.9.3 Maladies communes au couvain et au adultes

❖ Mycose :

La mycose est un champignon qui se développe et colonise le couvain. Les larves sont blanches ou jaunâtres puis devient sèche au fond des cellules (Le conte, 2004). Deux types de mycoses sont à distinguer :

- Ascophérose

Couvain plâtré causé par *Ascophaera apis*, qui appartient à la classe des Ascomycètes. Ce champignon affecte le couvain et provoque la moisissure du pollen et qui apparait surtout en hiver (Biri, 1997).

- Aspergillose

Elle est transmise par des spores présentes dans l'alimentation. Elle est due à la prolifération du champignon *Aspergillus flavus* sur les larves, les pupes et même les abeilles adultes elle se distingue de l'ascophérose du fait de la couleur des larves momifiées est verdâtre (Faucon, 1992).

Le premier signe de mycose est l'irrégularité du couvain qui présente soit de nombreux vides, soit un mélange d'oeufs de larves et de nymphe de tous âges. Vues de près, les larves malades sont perdues leur reflet nacré. Elles s'affaissent ou s'allongent dans l'alvéole et meurent en se desséchant progressivement à partir du fond de la cellule. Les larves attaquées par une seule sorte de filaments gardent leur couleur blanche, même après leur mort. Celles qui abritent des filaments mâles et des filaments femelles deviennent grises puis noires quand le champignon forme ses organes reproducteurs (Prost et al, 2005).

❖ Varroase : (à voir dans le deuxième chapitre).

1.9.4 Les maladies virales :

Tableau I : Les maladies virales de l'abeille *Apis mellifera* :

Virus	Découverte	Infection expérimentale	Conséquences de la varose et ses symptômes
Virus de la paralysie aigue (ABPV : acute bee paralysis virus)	Lors des études sur le CBPV (1963)	Symptômes paralysis, précocité, mortalités rapides	Affaiblissements associés à <i>V. destructor</i> entraînant des mortalités d'ouvrière et du couvain.
Virus de la cellule royale noire (BQCV, <i>black queen cell virus</i>)	A partir de larves de reines dans des alvéoles parois noires (1977)	Dépendant de <i>Nosema apis</i> pour l'infection des adultes	Mortalité des ouvrières associée à <i>N. apis</i> entraînerait des mortalités de larve de reine
Virus Y de l'abeille (BVY, <i>bee virus Y</i>)	À partir d'abeilles mortes en Angleterre (1980).	Dépendant de <i>N. apis</i> pour l'infection des adultes	Mortalités de larves de reines
Virus de la paralysie chronique (CBPV, <i>chronic bee paralysis virus</i>)	Maladie connue par : maladie noire ou paralysie Chronique.	Symptômes paralytiques plusieurs jours avant la mort.	Mortalités, parfois importantes, des ouvrières dépilées et noires avec des symptômes de tremblements
Virus des ailes déformées (DWV, <i>deformed wing virus</i>)	À partir des abeilles provenant du Japon (1983).	Déformations des ailes et du corps des abeilles naissantes	Affaiblissements, associés à <i>V. destructor</i> , des mortalités des ouvrières et des déformations des abeilles naissantes
Virus de la paralysie lente (SBPV, <i>slow bee paralysis virus</i>)	Lors de l'étude du BVX (1974).	Symptômes de paralysie tardive, suivi de mortalités	Mortalités des ouvrières associées à <i>V. destructor</i>

1.9.5 Ennemis des abeilles

Les principaux ennemis d'abeilles domestiques exercent une action néfaste sur les abeilles et des dommages variables sur les divers produits de la ruche (Barbangon, 2002).

Les principaux ennemis des abeilles :

❖ **Fourmis :**

Les fourmis de la famille des *Dorylinae* attaquent fréquemment les colonies d'abeille et consomment le couvain sans toucher au miel. Elles investissent alors les ruches en si grand nombre qu'elles sont capables d'éliminer complètement une colonie en quelques heures. Plusieurs autres espèces de fourmis peuvent quelques fois s'introduire dans la ruche et aux alentours à la recherche d'un abri (Paterson, 2008).



Fig.N°15 : Les fourmis (photographie web, 2025)

❖ **Diptère (Braulacoeca) :**

Selon Ravazzi (2003), *B. coeca*, est un insecte qui mesure environ 1 mm de diamètres. il s'agit d'un parasite relativement inoffensif car il se nourrit du miel qu'il prélève directement suçant l'appareil buccal de l'abeille. Ils s'approchent aux poils qui recouvrent le thorax des abeilles et de la reine, et tire sa nourriture de ces dernières.



Fig. N°16 : diptère (photographie web, 2025).

❖ **Coléoptères des ruches :**

Le plus grand coléoptère *Oplostomus fuligineus*, est un coléoptère miellivore surtout dans les colonies faibles. Le grand coléoptère des ruches peut être ramassé à la main sur les rayons (Paterson, 2008).



Fig.N°17 : Les coléoptères des ruches (photographie web, 2025)

❖ **La fausse teigne :**

Il existe deux fausses teignes : la grande, *Galleria mellonella*, et la petite, *Achroia grisella*. L'une et l'autre, amatrices de cire, peuvent provoquer des ravages (Fig. N°9). La grande fausse teigne privilégie les rayons du couvain ; alors que la petite préfère les hausses stockées. Quand la grande fausse teigne parvient à l'état de chrysalide, elle creuse des cavités dans les boiseries de la ruche. Les fausses teignes détériorent les rayons, entre lesquels elles élaborent des ponts de soie (Claire et *al.*, 2014).



Fig. N°18 : (En haut) Grande fausse teigne : 1- Adulte (morte). 2 -Chenille. 3-Cavités creusées par des chenilles. (En bas) Petite fausse teigne : 4- adulte. 5-Traînée laissée par une chenille qui a creusé une galerie dans le rayon. 6-Soie et excréments (Claire et *al.*, 2014).

❖ **Son cycle de développement :**

Selon Prost et al (2005), l'évolution des fausses teignes est rapide à la température des ruches peuplées, elle est très lente ou nulle au-dessous de 10°C. *Galleria* se développe

en 39 à 60 jours entre 30° à 40°C. *Achroea* accomplit son cycle en 8 semaines. Le cycle de développement de ces papillons peut être simplifié de la manière suivante :

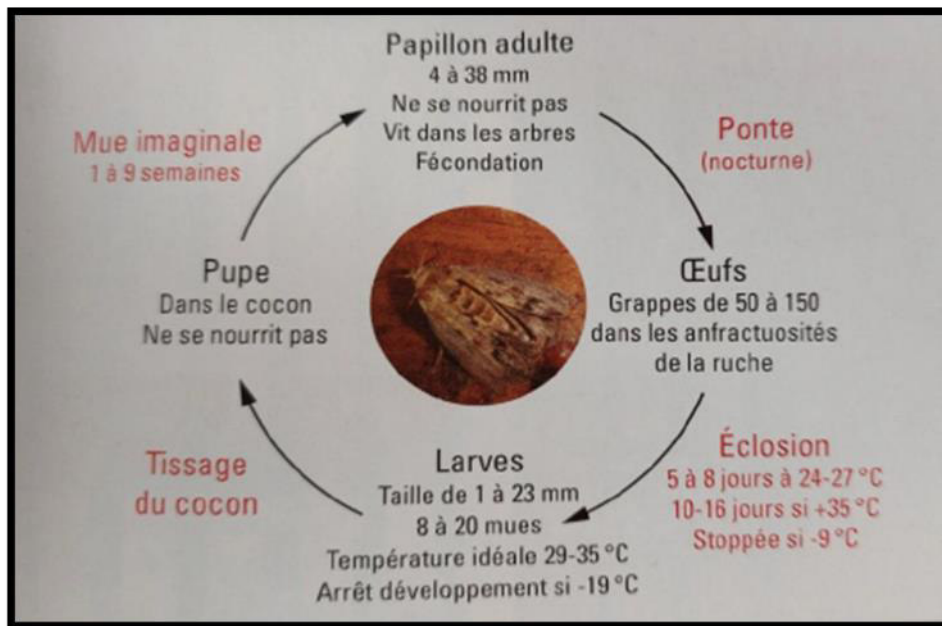


Fig. N°19 : Cycle de développement de *Galleria mellonella* (Boucher, 2016).

CHAPITRE II : Généralités sur le *varroa destructor*

1. Généralité sur le varroa :

1.1 Définition :

La varroase, causée par l'acarien parasite *Varroa destructor*, est l'une des plus grandes menaces pour la santé des abeilles mellifères dans le monde (Sammataro et *al.*, 2000). Ce parasite se nourrit de l'hémolymphe des abeilles adultes et du couvain, affaiblissant les colonies et favorisant la transmission de virus. Sans traitement, une infestation par *Varroa destructor* peut entraîner l'effondrement des colonies (Naquet, 1989).

Historique :

Détecté pour la première fois au milieu du XXe siècle, l'acarien est devenu l'une des menaces les plus dévastatrices pour la santé des abeilles mellifères dans le monde. *Varroa destructor* est originaire d'Asie du Sud-Est, où il parasitait l'abeille asiatique, *Apis cerana* (De Favaux, 1984). Le varroa a coexisté avec son hôte naturel pendant des milliers d'années sans causer de dommages significatifs. En Algérie, le parasite a été introduit au début des années 1980, probablement via l'importation d'abeilles européennes infectée (Martin et *al.*, 1995).

1.2 Systématique

Selon Anderson et Trueman (2000), le varroa, appartient à la classification suivante :

- Règne : *Animalia*
- Embranchement : *Arthropoda*
- Sous-embranchement : *Chelicerata*
- Classe : *Arachnida*
- Super/ ordre : *Anactinotrichida*
- Ordre : *Gamasida*
- Famille : *Varroidae*
- Sous/ famille : *Varroinae*
- Genre : *Varroa*
- Espèce : *Varroa destructor*

1.3 Description du parasite :

Varroa destructor est un acarien parasite de forme ovale et aplatie, mesurant environ 1,1 à 1,8 mm de long et 1,5 à 2 mm de large (Anderson et Trueman, 2000). La femelle est presque deux fois plus grande que le mâle et elle est visiblement observable sur les abeilles adultes. La femelle présente la forme de résistance et de dissémination, tandis que le mâle et les formes immatures (larves et nymphes) sont cachés dans le couvain operculé (Rosenkranz et *al.*, 2010).

1.4 Les formes matures

1.4.1 La femelle :

Visible à l'œil nu, elle a un corps de forme ellipsoïdale, plus large que long mesurant entre 1,1 et 1,8 mm de long et 1,5 à 2 mm de large. Sa carapace dorsale, de couleur brun rougeâtre, est robuste et légèrement bombée, offrant une protection contre les agressions mécaniques. La surface dorsale est recouverte de soies sensorielles et de pores, qui jouent un rôle dans la perception de l'environnement. En vue ventrale, on observe les huit pattes robustes, chacune équipée de griffes puissantes permettant à l'acarien de s'agripper fermement à son hôte, l'abeille. Les pièces buccales, de type piqueur-suceur, sont situées à l'avant du corps et sont adaptées pour percer la cuticule des abeilles et se nourrir de leur hémolymphe. La face ventrale révèle également les plaques sternales et génitales, qui jouent un rôle dans la reproduction et la ponte des œufs.



Fig. N°20 : la femelle du varroa (phase adulte), (Wild, 2011)

1.4.2 Le mâle :

Le mâle de *Varroa destructor* est morphologiquement distinct de la femelle. Il est plus petit, environ 750 à 980 μm de long et 700 à 880 μm de large, avec une carapace dorsale moins sclérifiée et de couleur plus claire. Contrairement à la femelle, le mâle ne possède pas de pièces buccales fonctionnelles, car il ne se nourrit pas. Ses pattes sont moins adaptées à la locomotion sur les hôtes, reflétant son confinement à l'intérieur des cellules de couvain. Son rôle se limite à la reproduction, et il meurt peu après l'accouplement (Dietemann et *al.*, 2012).



Fig. N°21 : Le mâle du varroa (phase adulte) (Dietemann et *al.*, 2012)

1.5 Formes immatures du varroa :

- **Œuf** : La femelle pond ses œufs à l'intérieur des cellules de couvain operculées, principalement dans les cellules de couvain de mâles (faux-bourçons). Les œufs de Varroa sont de petite taille, mesurant environ 0,1 à 0,2 mm de diamètre, et sont de forme ovale. Ils sont translucides et difficiles à distinguer à l'œil nu (Donzé et Guérin., 1994 ; Martin, 1994 ; Martin, 1995).
- **Larve** : La larve de *Varroa destructor* (anciennement *Varroa jacobsoni*) est le premier stade actif, son développement débute 24 heures après sa ponte (Ifantidis, 1983). Ce stade est de courte durée, car la larve se transforme rapidement en protonymphe, un stade plus développé et plus actif.
- **La protonymphe** : La protonymphe est de couleur blanche et de forme arrondie. Elle possède quatre paires de pattes tendues vers l'extérieure et vers l'avant, est le premier stade mobile. Le passage de la larve à la protonymphe est appelé pupaison : l'hypoderme de la larve se délamine et sa couche externe reste solidaire de la cuticule (Martin, 1994).
- **La deutonymphe** : La deutonymphe de *Varroa destructor* est le stade final avant l'âge adulte. Mesurant environ 0,5 à 0,8 mm de long, de couleur blanchâtre, Elle se déplace un peu plus que la protonymphe et elle ne s'arrête pas de s'alimenter (Rosenkranz, 2010).

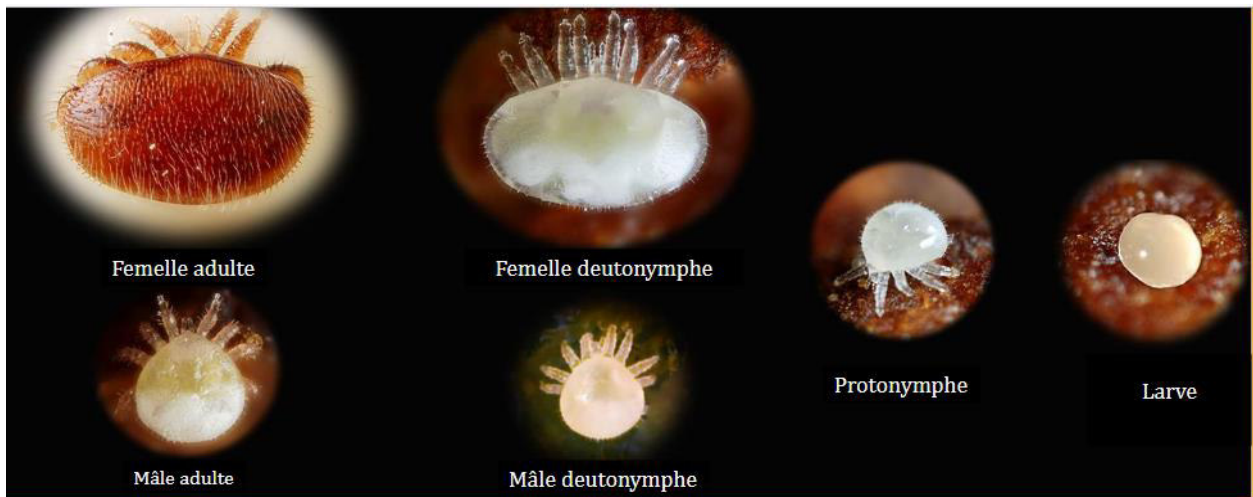


Fig.N°22 : Le développement et les formes immatures du varroa (Rosenkranz et *al.*, 2010).

1.6 Cycle de développement :

Le cycle de vie de *Varroa destructor* est intimement lié à celui de l'abeille domestique (*Apis mellifera*). Il se divise en deux phases principales, une phase reproductive dans les cellules du couvain operculé, du mâle et d'ouvrières, et une phase phorétique, durant laquelle les acariens se fixent sur les abeilles adultes pour se nourrir et se disperser une phorétique concernant l'abeille adulte (Le Conte, 2010).

- **Phase reproductive :** Les femelles adultes de *Varroa destructor* (appelées fondatrices) pénètrent dans les cellules de couvain peu avant leur operculation (FRIES, 2005). Durant cette phase, la femelle du varroa ingère l'hémolymphe des abeilles adultes mais, pour stimuler la ponte des œufs, elle doit consommer de l'hémolymphe larvaire, alors elles pénètrent dans les cellules du couvain pour se reproduire (ADJLANE et *al.*, 2018).
- **Phase phorésie :** Est une étape clé de son cycle de vie, durant laquelle les acariens se fixent sur les abeilles adultes pour se nourrir et se disperser. Cette phase permet aux varroas de survivre en dehors des cellules de couvain et de se propager au sein de la colonie. Les varroas se nourrissent de l'hémolymphe des abeilles, ce qui affaiblit ces dernières et peut faciliter la transmission de virus et d'autres agents pathogènes.

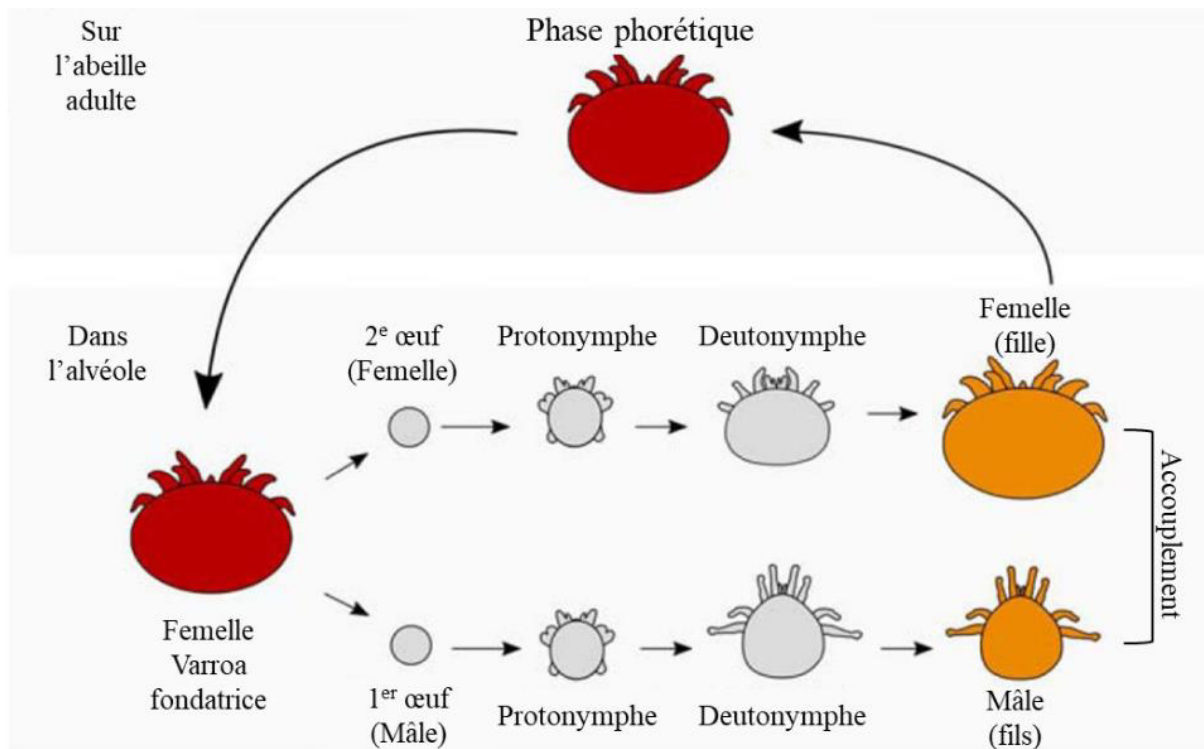


Fig. N°23 : Cycle de développement du varroa (Cournoyer, 2022).

1.7 Moyen de lutte contre le varroa :

La lutte contre *Varroa destructor* se fait par de nombreuses méthodes de contrôle ont été étudiées. De nombreux chercheurs travaillent depuis l'apparition du *Varroa destructor* a identifié des méthodes et des molécules efficaces pour lutter contre ce parasite. Afin de maintenir un niveau d'infestation tolérable et compatible avec le développement sain des colonies d'abeilles, plusieurs stratégies de lutte ont été développées et appliquées de manière continue. Parmi celles-ci figurent la chimiothérapie, la thermothérapie, la lutte biologique (ou naturelle) et les techniques de gestion apicole. Bien que la chimiothérapie reste actuellement la méthode de traitement la plus répandue, son utilisation prolongée entraîne l'émergence de souches d'acariens résistantes aux molécules actives.

❖ Lutte chimique :

Repose sur l'utilisation d'acaricides spécifiques, les plus appliqués sont à base de Fluvalinate, l'amitraz, Ces substances agissent en paralysant ou en tuant les acariens, mais leur utilisation doit être rigoureusement contrôlée pour éviter des effets néfastes sur les abeilles et l'apparition de résistances chez Varroa , cependant, leur efficacité diminue avec le temps en raison de l'adaptation des populations de Varroa, ce qui nécessite une rotation des molécules et une combinaison avec d'autres méthodes de lutte (Le Conte et Najavas, 2008).

❖ **Lutte biologique :**

L'utilisation des méthodes biologiques pour lutter contre *Varroa destructor* repose sur des approches naturelles et durables pour contrôler le parasite sans recourir à des produits chimiques.

- Application des acides organiques :
- Acide oxalique : il est appliqué sous forme de solution sucrée par dégouttement, pulvérisation et évaporation, ce qui démontre un taux de mortalité élevé des acariens, en particulier dans les colonies sans couvain, car les varroas sont alors plus exposés au traitement (Gregorc et Planinc, 2001).
- Acide formique : L'acide formique s'est avéré très efficace pour réduire les populations de varroas, notamment grâce à sa capacité à pénétrer dans les cellules de couvain et à tuer à la fois les varroas phorétiques et ceux en reproduction, le seul acaricide qu'est appliqué à des concentrations élevées. Il est utilisé dans les traitements de 'secours' durant la période apicole entre deux miellées. La molécule est diffusée dans la ruche par évaporation (Büchler et Berg, 2010).
- Les huiles essentielles : Les huiles essentielles, appelées aussi essences végétales, sont des mélanges de substances aromatiques (odoriférants) volatils produites par de nombreuses plantes. Le thymol, en particulier, est largement utilisé dans des produits commerciaux comme Apiguard et Thymovar en raison de sa capacité à perturber le système nerveux des acariens. Cependant, l'efficacité des huiles essentielles peut varier en fonction des conditions environnementales, telles que la température et l'humidité (Imdorf et *al.*, 1999).

La lutte biologique s'intéresse à l'utilisation des huiles essentielles qui est un nouveau moyen de lutte alternative.

❖ **Lutte biologique par agents vivants :**

- Les champignons : Les champignons entomopathogènes, comme *Metarhizium anisopliae* et *Beauveria bassiana*, ont montré des résultats prometteurs dans le contrôle des populations de varroas (Ellis et *al.*, 2010). Ces champignons infectent et tuent les acariens en pénétrant leur cuticule. Ces champignons ont donné des résultats offrant une alternative naturelle satisfaisants.
- Bactéries : Certaines souches de Bt (*Bacillus thuringiensis*) produisent des toxines spécifiquement nocives pour les acariens tout en étant sûres pour les abeilles mellifères envisager pour vérifier la possibilité de lutte biologique à partir de ces bactéries (Sammataro et *al.*, 2000). Ces champignons peuvent réduire significativement les populations de varroas lorsqu'il est appliqué dans les colonies.

❖ **Lutte biotechnique :**

- Retrait du couvain de faux-bourçons : Ce type d'intervention vise à freiner le développement des populations du Varroa au début de la saison apicole et de diminuer ainsi la pression d'infestation au cours de l'été. Introduire un cadre du couvain de mâle dans la colonie et le laisser jusqu'à l'operculation, et en retirant et en détruisant régulièrement le couvain de mâle operculé (Charrière, 2003).

CHAPITRE III : Matériels et méthodes

L'objectif de notre travail est la lutte biologique contre varroa en testant au laboratoire l'effet acaricide de dix extraits végétaux, sur le *varroa destructor* parasite de l'abeille *Apis mellifera* et de la fausse teigne (*Galleria mellonella*) en dénombrant la mortalité provoquée par les solutions à différentes concentrations (5% et 10%) et durée d'expositions (après 2H, après 24H).

1. Présentation du milieu d'étude

1.1 Situation géographique :

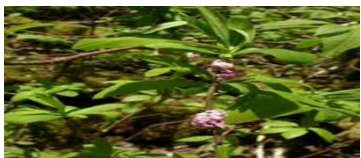
La présente étude est réalisée dans la wilaya de Bejaïa, se situant au nord-est de l'Algérie, délimité au nord par la mer méditerranée, au sud par la wilaya Bouira et Sétif, à l'est par la wilaya de Jijel et à l'ouest par la wilaya de Tizi-Ouzou.

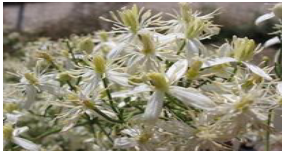
L'échantillonnage a été effectué au niveau d'un rucher d'un apiculteur sis dans la région Adekar situé environ 50 km de la ville de Bejaïa, cette station se caractérise par un climat méditerranéen, avec des étés chauds et secs et des hivers frais et humides.

1.2 Matériel végétal :

Dans le cadre de notre présente étude, nous avons utilisé dix extraits qui sont issus de différentes plantes.

Tableau II : Les différentes espèces de plantes utilisées.

 Espèce 1 : (Stickel, 2018) Nom scientifique : <i>Daphne gnidium</i> Famille : <i>Thyméléacée</i> Nom commun : Daphné garou	 Espèce N°2 : (Amélineau, 2020) Nom scientifique : <i>Oxalis Pes-caprae</i> Famille : <i>Oxalidacée</i> Nom commun : Oxalis pied-de-chèvre
 Espèce N°3 : (Krzystof et kenraiz, 2016) Nom scientifique : <i>Laurus nobilis</i> Famille : <i>Lauraceae</i> Nom commun : laurier sauce	 Espèce N°4 : (Zell, 2009) Nom scientifique : <i>Nerium oleander</i> Famille : <i>Apocynacée</i> Nom commun : laurier rose

 Espèce N°5 : (Franz, 2015) Nom scientifique : <i>Climatite flammula</i> Famille : <i>Renonculacée</i> Nom commun : Climatite brulante	 Espèce N°6 : (rosser, 1954) Nom scientifique : <i>Pteridium flix-mas</i> Famille : <i>Dennstaedtiaceae</i> Nom commun : Grande fougère
 Espèce N°7 : (Salicyna, 2021) Nom scientifique : <i>Viburnum tinus</i>. Famille : <i>Adoxaceae</i>. Nom commun : laurier tin	 Espèce N°8 : (Dinkum, 2019) Nom scientifique : <i>Cedrus atlantica</i>. Famille : <i>Pinacées</i>. Nom commun : Cèdre de l'atlas
 Espèce N°9 (Anro, 2018). Nom scientifique : <i>Climatite cirrhosa</i> Famille : <i>Renonculacée</i>. Nom commun : clématite de Noël	 Espèce N° 10 : (Salisbury, 2021). Nom scientifique : <i>Hedera helix</i> Famille : <i>Araliacée</i>. Nom commun : Lierre grimpant

Le choix des espèces utilisées (tableau II) est basé sur les connaissances préalable des aspects médicinales et/ou toxiques de toutes et/ou parties des plantes échantillonnées. Ces parties (tiges, feuilles, fleurs, fruits et écorces) ont été choisi en fonction de la phénologie de l'espèce et la composition phytochimique susceptible d'avoir un effet bioactif sur le varroa et/ou la fausse teigne.

Tableau III : Les différentes espèces ainsi que leurs parties utilisées.

Espèces	Parties utilisées
<i>Daphne gnidium</i>	Tiges, écorce, feuille, fleurs (fruits)
<i>Viburnum tinus</i>	Feuilles, fleurs (fruits),
<i>Laurus nobilis</i>	Feuilles
<i>Nerium oleander</i>	Fleurs
<i>Oxalis Pes-capris</i>	Plante entière
<i>Pteridium flix-mas</i>	Plante entière
<i>Cedrus atlantica</i>	Aiguilles (pseudophyles)
<i>Climatite cirrhosa</i>	Feuilles, tige, fleurs
<i>Climatis flammula</i>	Feuilles, fleurs
<i>Hedera helix</i>	Feuilles, jeunes rameaux

L'opération de récolte de ces plantes s'est déroulée durant la période allant de (janvier-mars 2025), les échantillons des parties végétales représentatives des espèces précédentes ont été collecté dans des sacs en plastiques et séché durant une dizaine de journées au laboratoire des campus de l'université Tharga ouzemour et El ksseur.

➤ **Methode d'obtention des extraits:**

Pour extraire les composés des plantes utilisées (dix espèces), nous les avons séchés, puis chaque partie utilisée est finement broyée puis tamisée, afin d'avoir une fine poudre qui sera macéré dans de l'eau distillée.

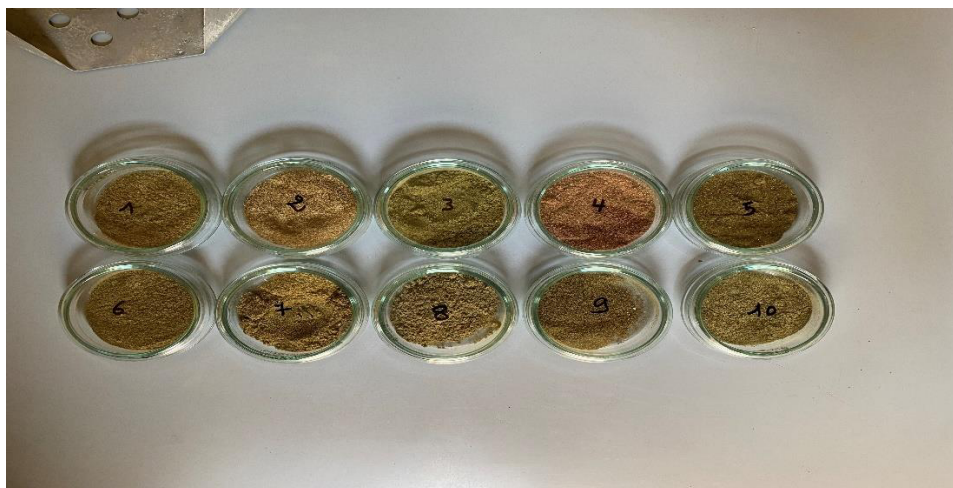


Fig.N°24 : les différentes poudres des plantes utilisées (photographie originale, 2025).

Nous avons obtenu des extraits végétaux, issus de la macération (Karray-Bourraoui et *al.*, 2010)

La macération est une technique qui consiste à tremper une matière végétale (feuilles, tiges, écorces etc.) fraîche ou séchée dans du solvant (eau, éthanol, huile), pendant une durée prolongée (24h), à température ambiante, à l'abri de la lumière.

L'application :

20 grammes d'échantillon en poudre dans 200 millilitres de l'eau distillée, agité sur une plaque agitatrice pendant 12h, puis filtré avec du papier filtre

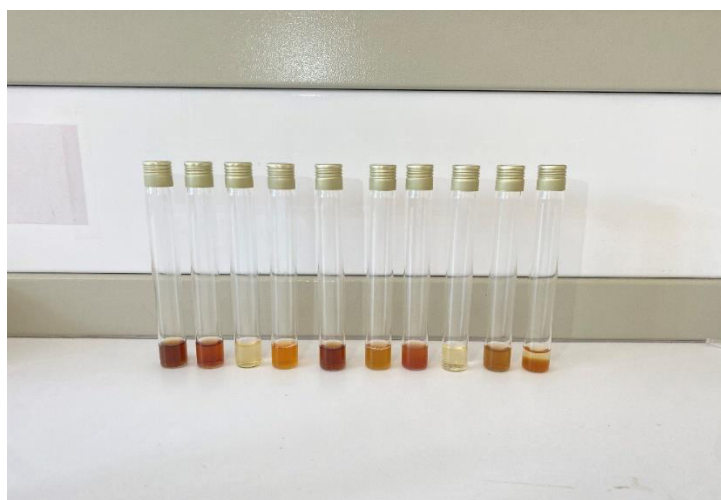


Fig. N°25 : photographie des extraits végétaux (photographie originale, 2025)

- **Détermination de la matière sèche (MS%) :**

Selon (Alara et *al.*, 2021), la dessiccation à l'étuve c'est de déterminer la teneur en eau en plaçant 1 grammes de la poudre sèche de chaque échantillon dans des boîtes en verre dans l'étuve à 105 C° pendant 24h.

$$\text{MS\%} = \frac{\text{Poids sec} - \text{poids vide}}{\text{Poids humide} - \text{poids vide}} \times 100$$

- **La mesure du pH :**

La détermination du potentiel hydrogène des extraits de plantes utilisée est réalisé suivant la méthode décrite par Verma et *al.*, 2009 l'aide d'un pH-mètre à température ambiante ; les échantillons ont été préparé en mélangeant 20 grammes de la poudre sèche dans 200 millilitres de l'eau distillée, sous agitation manuelle pendant 5 minutes.

1.3 Matériels apicoles :

L'échantillonnage du *varroa destructor*, des abeilles et de la fausse teigne consiste à effectuer plusieurs visites sur le rucher afin de repérer les colonies infectées (test au sucre glace), de prélevé des cadres usagés susceptible d'abriter la fausse teigne (stade œuf, larves).

Cette opération préliminaire nécessite un équipement adéquat tel que :

- La brosse : pour détacher les abeilles du cadre
- Combinaison apicole : la combinaison assure une bonne protection car elle empêche les abeilles de pénétrer à travers les vêtements ordinaires
- Enfumoir : utilisé pour calmer les abeilles et réduire leur agressivité
- Les ruches : ont été utilisées pour l'échantillonnage
- Lève-cadre : utilisé pour décoller les cadres qui sont fixés à la paroi par la propolis et la cire
- Le pollen : une nourriture pleine de sucre pour les abeilles

1.4 Matériels utilisés au laboratoire :

- L'eau distillée, pipette, les boîtes pétries, l'étuve, barreaux magnétiques, plaque agitatrice, pH-mètre, les gants, les béciers, spatule + une balance, boîtes en bois pour les abeilles, seringue + tubes à essai, papier filtre.



Fig.N°26 : Matériels du laboratoire (photographie originale, 2025)

➤ **Méthodes d'échantillonnage des abeilles :**

Après avoir bien enfumé la ruche, après avoir localisé la reine afin d'éviter de la perdre au moment de l'échantillonnage, nous avons prélevé un à trois cadres pleins d'abeilles que nous avons secoué dans une grande boîte en plastique, les abeilles prélevées ont été transporté au laboratoire.

➤ **Méthode du traitement des échantillons :**

Dans chaque boîte, nous avons mis environ 10 à 20 abeilles. Chaque boîte nous l'avons mis dans un sac de congélation troué par des petits trous à l'aide d'une seringue.

A noter que dans chaque boîte nous avons mis un peu du pollen pour nourrir les abeilles.

Les différentes doses d'extraits ont été préparé, à divers concentration (solution de 10% : 1ml d'extrait non dilué, solution de 5% : les extraits ont été dilué dans de l'eau distillée 1ml d'extrait dans 1ml d'H₂O Distillée).

Pour chaque dose, nous avons réalisé deux répétitions et nous avons varié la durée D'exposition (2h et 24h).

Pour l'exposition de 24h on a mis les boîtes dans l'étuve à température 35°.



Fig.N°27 : Boîtes des abeilles pour exposition de 24h (photo originale,2025)

La méthode par contact : Un volume de 1ml dans chaque solution mère et 2ml d'extraits dilué a été versé à l'aide d'une seringue, à travers des trous du couvercle que les boîtes contenant 10 abeilles jusqu'à 20.

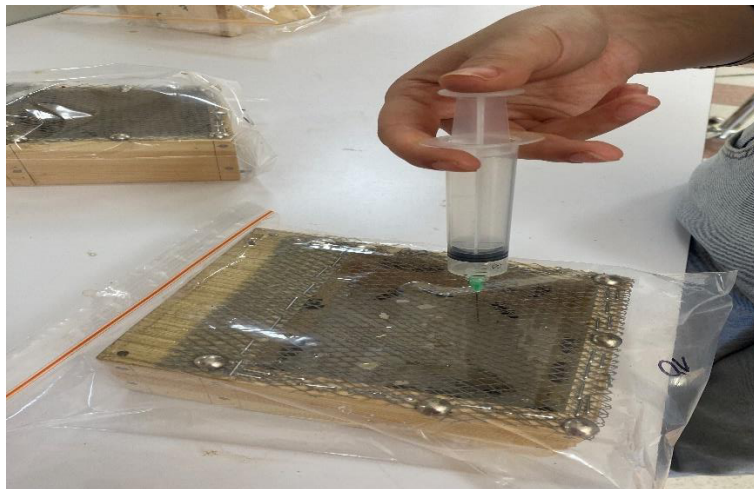


Fig.N°28 : Méthode de traitement par contact.

➤ **Méthode d'échantillonnage du varroa :**

Après avoir bien enfumé la ruche nous l'avons ouverte, après avoir choisi le cadre du male infesté nous l'avons pris au laboratoire, à l'aide des pinces entomologiques nous avons ouvert les alvéoles du couvain operculé afin de prélever les varroas adultes présents ou fixés sur les abeilles puis les placés dans des boites de pétries.

Méthode du traitement des échantillons : étant donné que le taux de mortalité est faible chez les abeilles lors du test de toxicité des extraits végétaux, nous avons utilisé la même méthode par contact, avec les mêmes concentrations, chaque boîte contient 5 varroas, (solution de 10% : 1ml d'extrait non dilué, solution de 5% : les extraits ont été dilués dans de l'eau distillée 1ml d'extrait dans 1ml d'H₂O Distillée).

Pour chaque dose, nous avons réalisé deux répétitions et nous avons varié la durée d'exposition (2h et 24h).

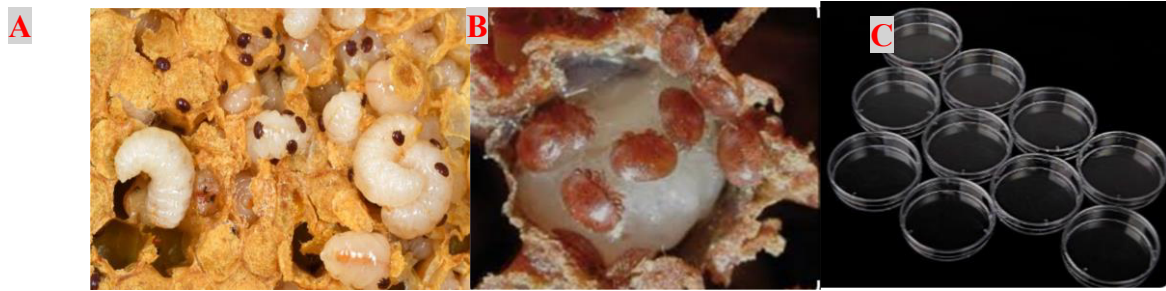


Fig.°29 : Photographies illustratives du protocole expérimental du suivi au laboratoire (A. sélection d'un cadre mâle infesté ; B. localisation ouverture des alvéoles et prélèvement des varroas ; C. mise en boîte des varroas : 5var. /boîtes).

➤ **Méthode d'échantillonnage de la fausse teigne (*Galleria mellonella*) :**

Après avoir enfumée la ruche, on a cherché le cadre qui porte des galeries soyeuses et les déjections noires, à l'aide d'une pince entomologique nous avons ouvert les alvéoles, extraire les larves de la fausse teigne.



Fig. N°30 : Cadre infesté par la fausse teigne (photographie originale, 2025).

Traitement des échantillons : méthode par contact, nous avons mis 8 larves de la fausse teigne dans chaque boîte, nous avons utilisé les mêmes concentrations solution de 10% : 1ml d'extrait non dilué, solution de 5% : les extraits ont été dilués dans de l'eau distillée 1ml d'extrait dans 1ml d'H₂O Distillée).

Pour chaque dose, nous avons réalisé deux répétitions et nous avons varié la durée d'exposition (2h et 24h).



Fig. N°31 : Traitement des échantillons de la fausse teigne (photographie originale, 2025)

❖ Analyse statistique des données :

L'ensemble des résultats obtenus durant notre étude ont fait l'objet d'une analyse statistique qui est une analyse de la variance (Anova) à deux critères de classification, au risque d'erreur 5%, ainsi que la mesure du pH et de la matière sèche, avec le logiciel de l'Excel (2013).

La comparaison statistique des différences significatives a été faite par le test (Wilcoxon Mann-Whitney).

CHAPITRE III : Résultats et discussions

➤ **Résultats :****1. La mesure de la matière sèche et le potentiel d'hydrogène**• **Matière sèche :**

Lecture du graphique (fig. N° 32) démontre des valeurs supérieures à 88% ceci étant relation avec le séchage préalable de ces espèces.

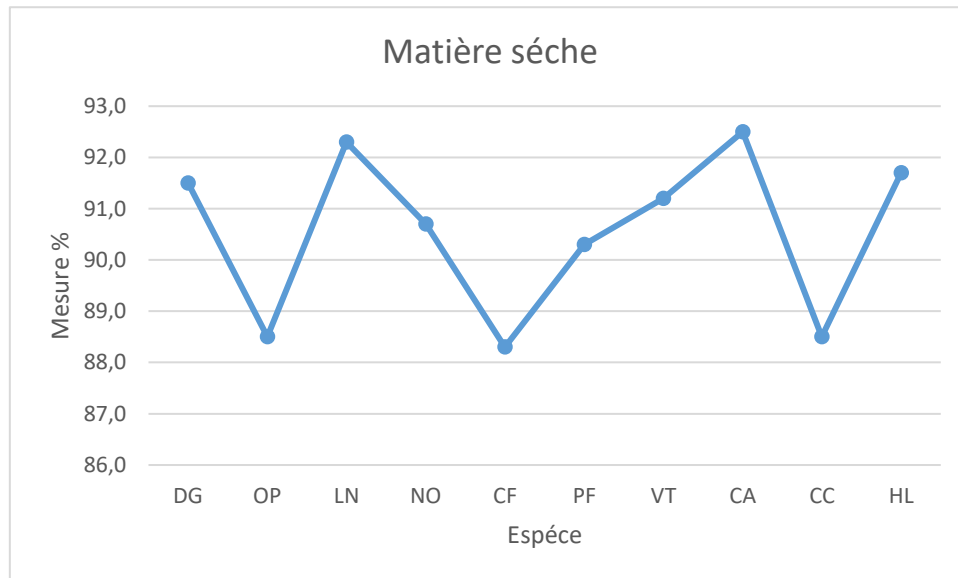


Fig.N°32 : Graphique de la mesure matière sèche en fonction des espèces

• **Potentiel d'hydrogène (pH) :**

Sur la (fig. N°33) les variations du potentiel hydrogène (pH) montre des valeurs plutôt inférieure à 7 (pH acide), le pH le plus bas est celui *Cedrus atlantica* CA, suivi de celui *Nerium oleander* NO, alors que les espèces communes sont *Pteridium filix-mas* PF, *Laurus nobilis* LN et *Oxalis Pes-capris* OP.

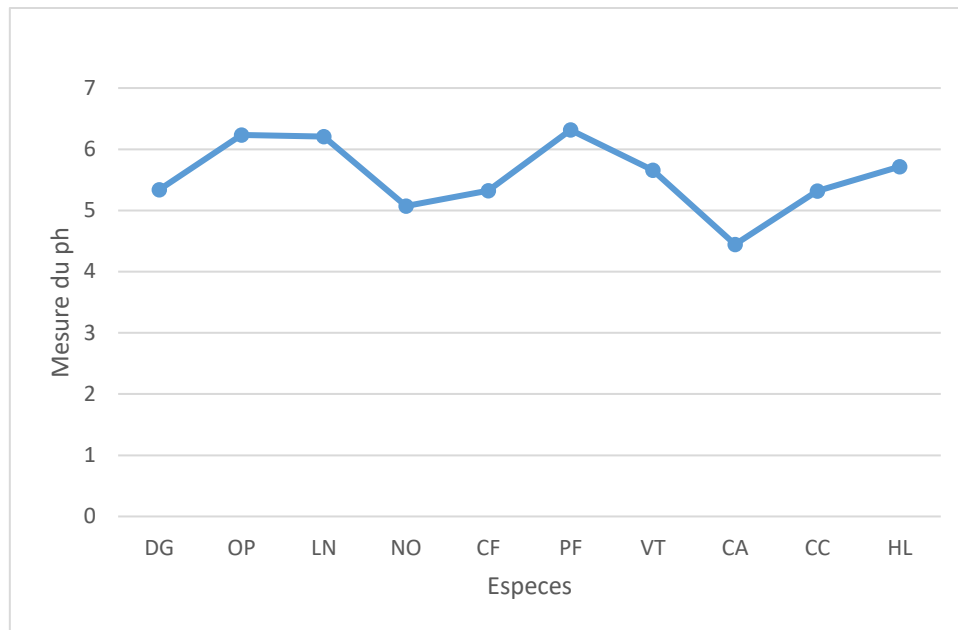


Fig.N°33 : Graphique de la mesure Potentiel d'hydrogène en fonction des espèces

La comparaison statistique avec un test (Wilcoxon Man-Whitney) de la matière sèche (MS%) et le pH des dix espèces montrent une différence statistique significative $p\text{-value} = 0,002$ (Test Z Shapiro-wilk).

2. Résultats :

a. Effet des extraits de plantes sur la mortalité des abeilles :

La réaction des abeilles aux traitements à différentes concentrations des dix extraits après une exposition de 2H puis de 24H illustrée ci-bas, montre des pourcentages mortalités variables à l'exception du laurier-tin VT où celle-ci est quasi-nulle, ce qui justifié d'avantage notre choix quant aux dix(10) espèces utilisées dans ce screening phytocimique sur l'abeille domestique, son parasite *Varroa destructor* ainsi que la tendreuse du cirre (la petite fausse teigne) qui est plutôt un ennemi de la ruche.

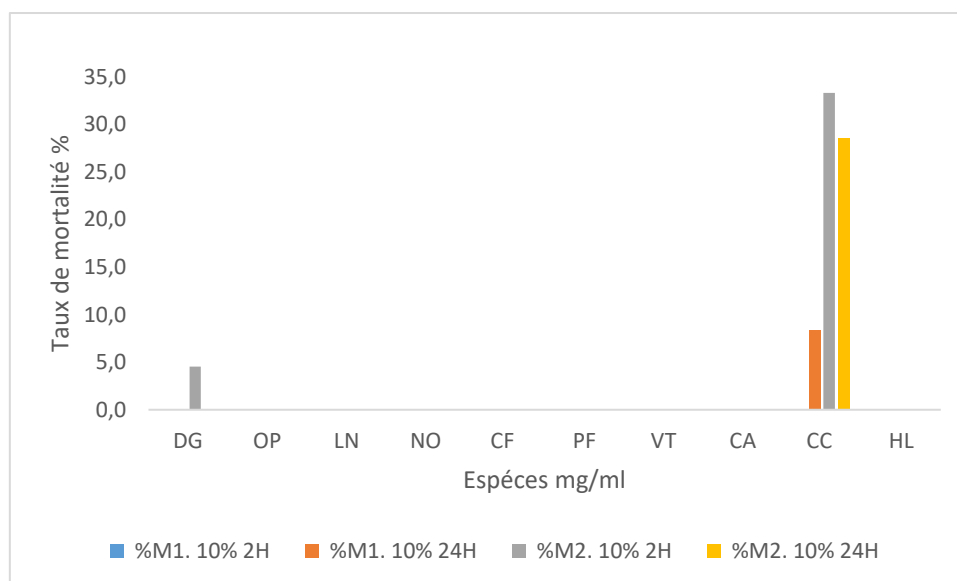


Fig.N°34 : Taux de mortalité en fonction de la concentration 10% et la durée d'exposition des extraits de plantes sur les abeilles.

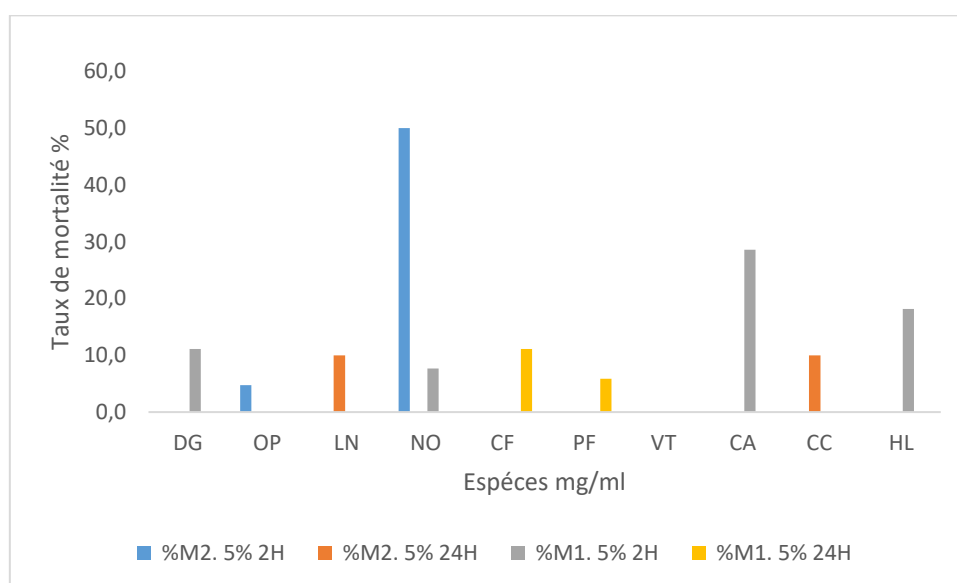


Fig.N°35 : Taux de mortalité en fonction de la concentration 5% et la durée d'exposition des extraits de plantes sur les abeilles.

Par ailleurs, il semblerait que les résultats les plus reproductibles, c'est-à-dire, les extraits ayant réagi simultanément durant les deux traitements ont été obtenus sur les extraits des quatre espèces suivantes (tableau IV) :

Tableau IV : les extraits des quatre espèces ayant donné des résultats proches dans les deux traitements sur la mortalité des abeilles.

Espèces	Traitement Abeille N°1				Traitement Abeille N°2			
	%M1. 10% 2H	%M1. 10% 24H	%M1. 5% 2H	%M1. 5% 24H	%M2. 10% 2H	%M2. 10% 24H	%M2. 5% 2H	%M2. 5% 24H
DG	0	0	11,1	0	4,5	0	0	0
NO	0	0	7,7	0	0	0	50	0
VT	0	0	0	0	0	0	0	0
CC	0	8,3	0	0	33,3	28,6	0	10

b. Effet de la concentration et la durée des extraits des plantes sur le *Varroa destructor*.

Les résultats des traitements in-vitro du *varroa destructor* à différentes concentrations des dix extraits après une exposition de 2H puis de 24H est illustrée par les (fig.N°36 et 37).

Nous avons enregistré des taux de mortalité élevés juste après 2H d'application des extraits utilisés sur les varroa ; après 24H du traitement, tous les extraits ont donné des mortalités supérieures à $\frac{1}{4}$ voire même à $\frac{1}{2}$. les maximales de mortalité *Oxalis pes-capris* OP et *Hedera helix* HL (5%,24H), *Cedrus atlantica* suivi de *CA Daphne gnidium* DG (10%,24H), suivi par, *Climatis cirrhosa* CC et *Climatis flammula* CF (5%, 2H).

Il est à remarquer les cas ayant engendré des mortalités totales(100%), nous citons : *Oxalis pes-capris* OP et *Hedera helix* HL (5%,24H), *Cedrus atlantica* suivi de *CA* et le témoin.

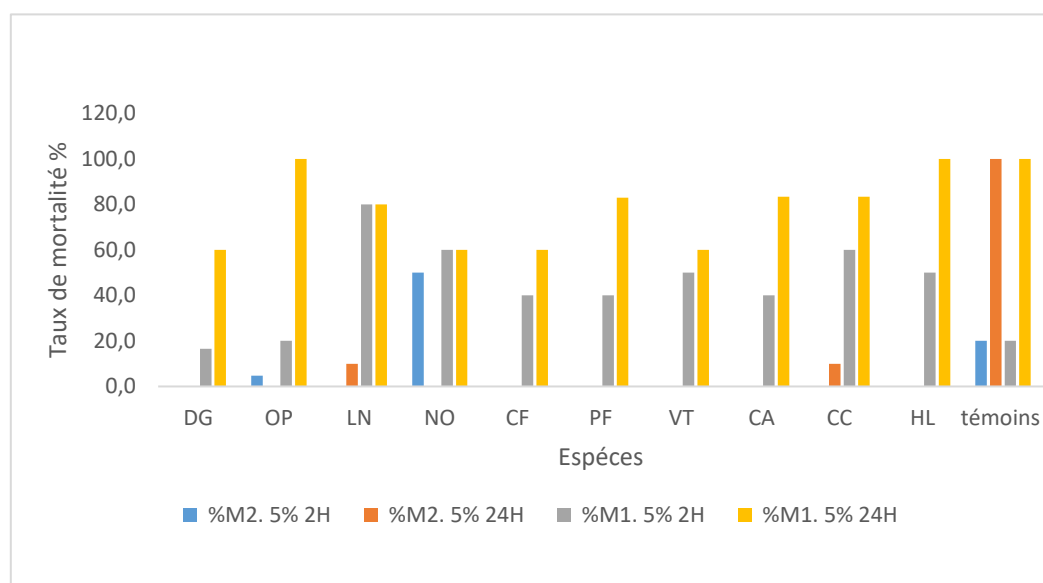


Fig.N°36 : Taux de mortalité sur le *Varroa destructor* en fonction de la concentration 5% et la durée d'exposition des extraits des plantes

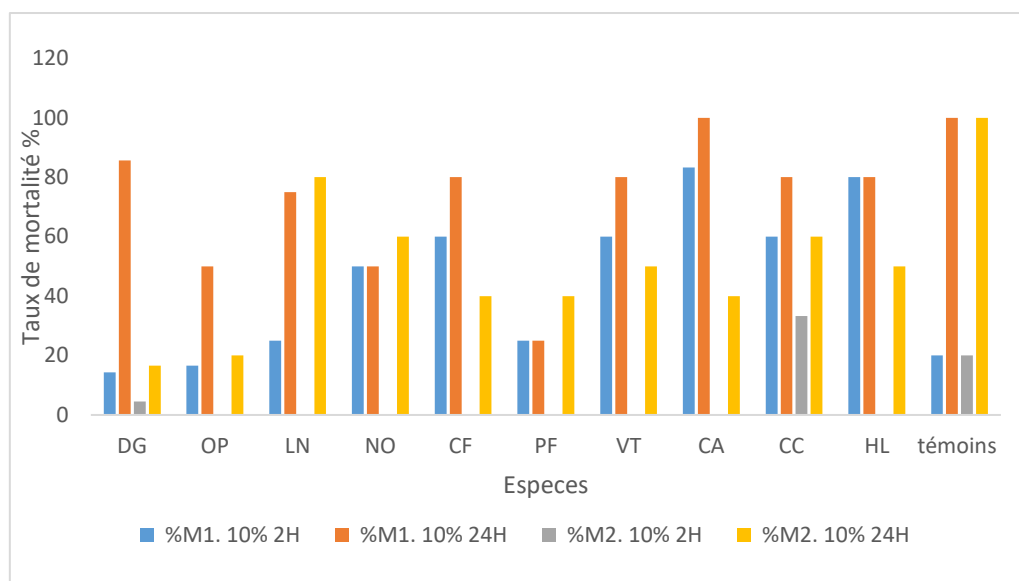


Fig.N°37 : Taux de mortalité sur le *Varroa destructor* en fonction de la concentration 10% et la durée d'exposition des extraits des plantes.

c. Effet de la concentration et la durée des extraits des plante sur la fausse teigne :

La reaction de la fausse teigne aux traitements à differentes concentrations des dix extraits apres une exposition de 2h puis de 24h est illustrée par la (fig.N°38).

Nous avons enregistré des taux de mortalité différents en fonction des extraits utilisés ; avec un maximum de mortalité *Daphne gnidium* DF (5%,2H) ,*Laurus nobilis* NL, *Climatis flammula* CF et *Climatis cirrhosa* CC (10%, 24H), suivie d'*Oxalis pes-capris* OP, *Nerrum oleander* NO, *Ptridium flix-mas* PF, *Viburnum tinus* VT et *Hedera helix* HL (10%,24H) qui dépassent les 85%. L'Analyse de la variance à deux criteres de classification démontre une différence statistique non significative au seuil de 0,05 entre le premier traitement et le traitement 24H après (2^{ème} traitement).

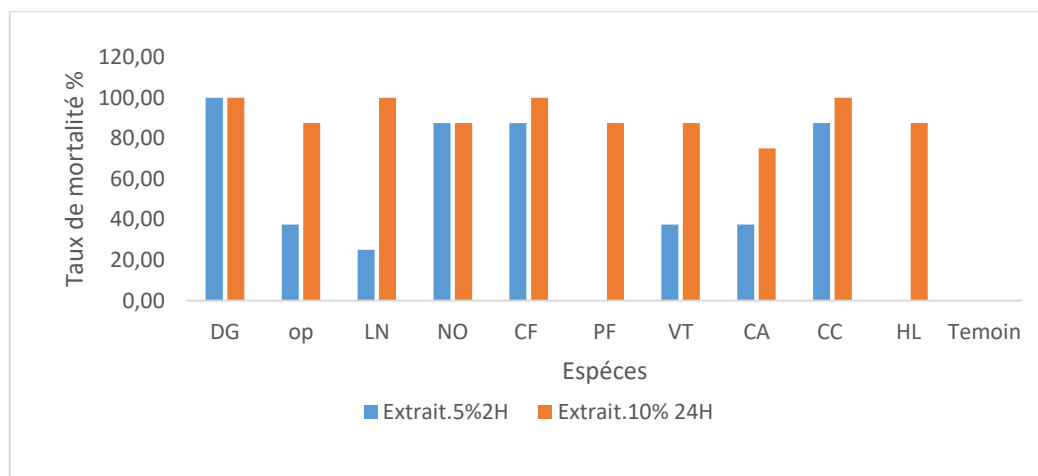


Fig.N° 38 : Taux de mortalité en fonction de la concentration et la duré d'exposition des extraits de plante sur la fausse teigne.

➤ Discussion :

La varroase, causée par *Varroa destructor*, ainsi que l'infestation par la fausse teigne (*Galleria mellonella*), constituent des menaces sérieuses pour les ruches. Ces parasites affectent particulièrement les colonies affaiblies, où les larves de *Galleria mellonella* consomment la cire, le pollen et les résidus de couvain, perturbant ainsi l'équilibre de la colonie et causant d'importants dégâts matériels (Neumann et al., 2016). Pour y faire face, les apiculteurs ont souvent recours à des traitements chimiques. Toutefois, l'usage intensif de ces produits peut entraîner le développement de résistances chez les parasites et contaminer les produits de la ruche. Cela met en évidence la nécessité de recourir à des alternatives plus sûres, telles que les huiles essentielles (Ruffinengo et al. 2005) ou des méthodes de lutte biologique, notamment l'utilisation d'extraits de plantes (Braga et al., 2021).

L'objectif premier de cette étude est de déterminer au laboratoire l'effet acaricides de dix extraits de plantes sur l'abeille *Apis mellifera intermissa*, le varroa *Varroa destructor* et la fausse teigne (*Galleria mellonella*).

Aussi riche que variée la flore de notre région (Kabylie, nord de L'Algérie) recèle des espèces dont le potentiel bioactif demeure méconnu, des recherches phytochimiques et biologiques sont nécessaires afin de mieux les valoriser.

Toutes les (dix) espèces végétales choisies ont données des résultats positifs soit sur l'abeille et/ou sur les deux parasites (varroase et tendeuse de cirre). Pour chaque paramètre étudié, nous avons réalisé deux traitements dans chacun nous avons varié la concentration ainsi que la durée d'exposition (2H et 24H).

Il en ressort de nos résultats :

- **Sur l'abeille** : les extraits les plus toxiques sont respectivement *Nerium oleander*, *Climatis cirrhosa*, *Daphne gnidium*, *Cedrus atlantica*, *Climatis flammula*, *Pteridium felix-mas* et *Hedera helix*.
- **Sur le varroa** : les extraits les plus acaricides sont *Oxalis pes-capris*, *Hedera helix* et *Cedrus atlantica*, avec un effet spectaculaire (100 % de mortalité après 2H), ainsi que le *Daphne* et les deux climatites (*cirrhosa* et *flammula*).
- **Sur la fausse teigne** : les extraits les plus léthaux sur les larves sont *Daphne gnidium*, *Laurus nobilis*, *Climatis flammula* et *Climatis cirrhosa*.

D'après les analyses statistiques il n'y a pas de différences entre les variations des concentrations (5% vs 10%) et des durées d'exposition (2 H vs. 24H), par contre, il y a lieu de signaler une différence présumée due (*à priori*) à la composition même des extraits de certaines espèces où nous avons utilisé la plante entière (l'oxalis, fougère femelle), alors que dans d'autre cas nous nous sommes limités juste à une seule partie de la plante (feuilles, aiguilles ou fleurs) en fonction de la phénologie et la morphologie propres à chaque espèces.

Par ailleurs, ces résultats illustrés concordent avec ceux de Benali et al., 2022 et Rossi et al., 2023 (sur le varroa), tandis Gonzalez et al., 2021 avait des résultats différents aux nôtres concernant la mortalité des abeilles. De nombreuses recherches et études ont été faites (Sanchez, et al., 2023 ; Ruffinengo et al., 2021 ; Porrini et al., 2022) sur l'utilisation des extraits de plantes contre le *Varroa destructor*, les recherches d'Alejandro (2022) qui a utilisé

des extraits tel que *eucalyptus globulus*, *salvia officinalis*, *populus deltoides* sur les maladies des abeilles (loque américaine et européenne).

Les études de José paulo Sousa (2020) et Ayad, 2020 qui ont mélangé deux extraits végétaux du Thym (*Thymus vulgaris*) et le Romarin (*Rosmarinus officinalis*) contre la nosémosse, l'acariose et le varroa.

Notre étude sur l'efficacité du traitement naturel des extraits végétaux sur le taux de mortalité envers l'abeille *Apis mellifera* et son parasite le *Varroa destructor*, et la fausse teigne, indiquant *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus* et *Oxalis pes capris* sont très efficaces pouvant servir de lutte biologique naturelle contre ces parasites sans pour autant engendrer des mortalités significatives sur l'abeille.

CONCLUSION GENERAE

Les abeilles domestiques, piliers essentiels de la biodiversité et de la pollinisation, font face à de multiples obstacles menaçant leur survie outre les parasites comme *Varroa destructor* et la fausse teigne qui subissent une perte d'habitats et des changements climatiques ce qui affaiblissent leurs colonies. Face à ces défis ils ont développé des méthodes de lutte contre ces obstacles comme l'utilisation des extraits végétaux, au cours de notre étude nous avons pu examiner l'efficacité des dix extraits de plantes sur des colonies d'abeilles (*Apis mellifera*) dans la lutte contre deux menaces majeures : *Varroa destructor* et la fausse teigne.

Ce travail a démontré le potentiel des extraits végétaux comme alternative naturelle dans la lutte contre les principaux parasites des abeilles. Les résultats obtenus avec *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus* et *Oxalis pes-caprea* sont particulièrement encourageant, montrant une efficacité notable contre *Varroa destructor* et la fausse teigne tout en préservant la santé des colonies. Ces constatations ouvrent des perspectives prometteuses pour une apiculture plus durable, réduisant la dépendance aux traitements chimiques et leurs effets néfastes. Cependant le succès de cette approche nécessitera des recherches complémentaires pour optimiser les protocoles d'application et évaluer les effets à long terme. A plus grande échelle, ces solutions naturelles pourraient contribuer significativement à la préservation des abeilles, ces pollinisateurs indispensables à notre écosystème et à notre sécurité alimentaire.

La protection de ces insectes précieux reste un défi collectif qui appelle à une mobilisation continue de la communauté scientifique, des apiculteurs et des décideurs politiques.

La sauvegarde des abeilles repose sur une apiculture responsable et rigoureuse. Il est essentiel que chaque apiculture adopte une démarche proactive en respectant le calendrier apicole. Pour renforcer cette dynamique, deux axes d'amélioration sont prioritaires se dégagent :

- Développer l'accès aux infrastructures scientifiques en multipliant les laboratoires vétérinaires pour soutenir tant les apiculteurs que la recherche apicole
- Elargir l'offre de formation grâce à la création des centres dédiés à l'apiculture, permettant de transmettre les bonnes pratiques et d'accompagner les professionnels comme les novices.

Enfin, la survie des abeilles face au *Varroa destructor* et fausse teigne dépend de notre engagement collectif chaque action compte de survie rigoureuse des ruches à l'adoption de traitement naturels. Ces gardiennes de la biodiversité méritent notre attention. L'apiculture durable n'est plus un choix mais une nécessité urgente pour les générations futures.

Références bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Adam, M. (2012). Nosémose chez *Apis mellifera* : symptômes et impacts. *Journal of Apicultural Pathology*, 18(4), 231-245.
2. Adjelane, N. (2015). [Image : La loque Européenne sur un cadre du couvain].
3. Adjlane, N., Haddad, N., & Djekoun, A. (2018). "Feeding behavior of *Varroa destructor* on honeybee larvae and adults : Implications for parasite reproduction and disease transmission." *Journal of Apicultural Research*, 57(5), 753-761.
4. Alejandro, M. (2022). *Eucalyptus globulus*, *Salvia officinalis*, and *Populus deltoides* extracts against American and European foulbrood in honeybees. *Veterinary Parasitology*, 305, 109-120.
5. Alizée, A. (2014). *Acariens parasites des abeilles*. Thèse de doctorat, Université de Montpellier.
6. Amélineau, F. (2020). *Oxalis pes-caprae*, fleur et feuilles [Photographie]. Tela Botanica.
7. AnRo (2018). *Clematis cirrhosa* winter flowering [Photographie]. Wikimedia Commons.
8. Anderson, D. L., & Trueman, J., W. H., (2000). "*Varroa jacobsoni* (Acari : Varroidae) is more than one species." *Experimental and Applied Acarology*, 24(3), 165-189.
9. Ayad, A., Ben-Mahdi, M. H et Alaux, C., (2020). Evaluation of botanical extracts as potential acaricides against *Varroa destructor* in honey bee colonies. *Journal of Apicultural Research*, 59(3), 321-335.
10. Bailey, L. (1963). Acute bee paralysis virus (ABPV). *Journal of General Virology*, 2(3), 391-408.
11. Bailey, L., & Woods, R. D. (1977). Black queen cell virus (BQCV). *Journal of Apicultural Research*, 16(2), 115-123.
12. Bailey, L., et al. (1980). Bee virus Y (BVY) : a new virus isolate. *Journal of Invertebrate Pathology*, 35(2), 224-227.
13. Bailey, L., et al. (1983). Deformed wing virus (DWV) in Japanese honeybees. *Journal of Apicultural Research*, 22(3), 191-195.
14. Barbançon, J.-M. (2003). Les maladies cryptogamiques des abeilles. *Revue de Mycologie Médicale*, 13(2), 89-97.
15. Barbançon, J. (2002). *Les prédateurs des abeilles*. Éditions Apiculture & Environnement.
16. Büchler, R., & Berg, S. (2010). "The efficacy of formic acid against *Varroa destructor* in honey bee colonies." *Journal of Apicultural Research*, 49(1), 88-95.
17. Bee Venom : Composition, Health, Medicine - A Review Han, S. M., & Lee, K. G. *Toxins* (2020) 12(5), 336.
18. Benelli, G. et al., (2022) Molecules Iridoid Glycosides from *Viburnum tinus* as Selective Biopesticides for Apicultural Use (MDPI) DOI [10.3390/molecules27061987] (<https://doi.org/10.3390/molecules27061987>)
19. Binon, M., & Diel, P. (2006). Diagnostic et gestion des maladies du couvain chez l'abeille mellifère. *Revue Française d'Apiculture*, 45(3), 112-120.
20. Biri, I. (1997). *Ascosphaera apis* et couvain plâtré. *Journal of Apicultural Science*, 41(2), 77-84.

21. Bogdanov, S. (2012). The pollen book : Pollen as a Product and remedy. Chapter 3 : Bee bread – Fermented pollen. Bee Product Science.
22. Borchert, A. (1970). Nosema disease in honeybees. Bee World, 51(1), 12-15.
23. Boucher, M. (2016). Tropilaelaps clareae : un acarien émergent en apiculture. Apidologie, 47(3), 321-335.
24. Bradbear, N., (2010). Les abeilles et leur rôle dans les forêts. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO).
25. Burdock, G. A. (1998). Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). Food and Chemical Toxicology, 36(4), 347-363.
26. Chahbar, N. (2017). [Image : Infection du couvain par Paenibacillus larvae].
27. Charrière, J-D., (2003). "Le piégeage du couvain de mâles comme méthode de lutte contre Varroa destructor." Revue suisse d'apiculture, 100(6), 18-22
28. Charrière, J.-D., et al. (1998). Impact des acariens tracheaux sur les colonies d'abeilles. Journal of Apicultural Research, 37(2), 85-92.
29. Claire, M., et al. (2014). Maladies parasitaires et infectieuses des abeilles. Éditions Apisciences.
30. De Favaux Revue : Revue d'Apiculture Tropicalennée : (1984).
31. De Favaux, J. (1984). "Origine et expansion de Varroa destructor." Revue d'Écologie Appliquée, 39(3), 301-315.
32. Dietemann, V., Nazzi, F., Martin, S. J., Anderson, D. L., Locke, B., Delaplane, K. S., ... & Rosenkranz, P. (2012). "Standard methods for varroa research." Journal of Apicultural Research, 51(1), 1-54.
33. Donzé, G., & Guérin, P. M. (1994). "Behavioral attributes and parental care of Varroa mites parasitizing honeybee brood." Behavioral Ecology and Sociobiology, 34(5), 305-319.
34. Discription Fresnaye, J., 1981. —Biométrie de l'abeillel, Journal 2e ed. - Echauffour (Orne), Office.
35. Dinkum (2019). Cedrus atlantica foliage and cones [Photographie]. Wikimedia Commons.
36. Ellis, J. D., Munn, P. A., & Suwannapong, G. (2010). "The use of Beauveria bassiana to control Varroa destructor in honey bee colonies." Journal of Apicultural Research, 49(3), 315-322.
37. El Khoury et al. (2024). High-dose Laurus nobilis extracts : A breakthrough in bee-safe varroacides. Scientific Reports, 14, 7895. [DOI :10.1038/s41598-024-58465-1]
38. Engel, M. S. (1999). The taxonomy of recent and fossil honey bees (Hymenoptera : Apidae ; Apis). Journal of Hymenoptera Research, 8(2), 165-196.
39. Engel, M. S. (2012). The honey bees of the genus Apis (Hymenoptera: Apidae). In Encyclopedia of Life Sciences. Wiley.
40. Faucon, J.-P. (1992). Aspergillose chez les abeilles : diagnostic et traitement. Revue Française d'Apiculture, 53(4), 201-208.
41. Faux bourdons : Gary, N. E. (1992). Activities and Behavior of Honey Bees. Dans The Hive and the Honey Bee (édité par J. M. Graham). Winston, M. L. (1987). The Biology of the Honey Bee. Harvard University Press.
42. Figure adaptée de McAfee A et al., 2017 (126), Antoine cournoyer 2022
43. Fries, I., (2005). "Reproductive biology of Varroa destructor in worker brood of Apis mellifera." Experimental and Applied Acarology, 37(3-4), 171-186.

44. Franz Xaver (2015). *Clematis flammula* in flower [Photographie]. Wikimedia Commons.
45. Gallai, N., Salles, J.-M., Settele, J., & Vaissière, B. E. (2009). Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. *Ecological Economics*, 68(3), 810-821.
46. Gómez-Escobar et al. (2022) *Plants* <https://www.mdpi.com/2223-7747/11/15/1972> .
47. González-Cabrera et al., (2021) Low efficacy of *Daphne gnidium* extracts against *Varroa destructor* in field conditions' *Veterinary Sciences** (MDPI) [10.3390/vetsci8050078] (<https://www.mdpi.com/2306-7381/8/5/78>)
48. Gregorc, A., & Smodiš-Skerl, M. I. (2017). The efficacy of acaricides against *Varroa destructor*. *Slovenian Veterinary Research*, 54(1).
49. Gregorc, A., & Planinc, I. (2001). "Acaricidal effect of oxalic acid in honey bee (*Apis mellifera*) colonies." *Apidologie*, 32(4), 333-340.
50. Guzman, L. I., et al. (2002). American foulbrood : A review of its biology, diagnosis, and control. *Journal of Apicultural Research*, 41(1-2), 27-38.
51. Henry, M., Béguin, M., Requier, F., Rollin, O., Odoux, J.-F., Aupinel, P., Aptel, J., Tchamitchian, S., & Decourtye, A. (2012). A common pesticide decreases foraging success and survival in honey bees. *Science*, 336(6079), 348-350.
52. Hepburn, H. R., & Kurstjens, S. P. (1988). The combs of honeybees as composite materials. *Apidologie*, 19(1), 25-36.
53. Higes, M., Martín-Hernández, R., & Meana, A. (2013). *Nosema ceranae* in Europe : An emergent type C nosemosis. *Apidologie*, 44(1), 46-61.
54. Hummel, E., & Feltin, C. (2014). *Varroa destructor* : biologie et méthodes de lutte. Éditions Quae.
55. Ifantidis, M. D. (1983). Ontogenesis of the mite *Varroa jacobsoni* in worker and drone honeybee brood cells. *Journal of Apicultural Research*, 22(3), 200-206.
56. Imdorf, A., Bogdanov, S., Kilchenmann, V., & Berger, T. (1999). "Alternative varroa control using organic acids and essential oils." *American Bee Journal*, 139(7), 511-515.
57. Jean-Daniel Charrière Revue : *American Bee Journal* (2003) Naquet : Revue Française d'Apiculture 1980.
58. Jean-Luc Darrigol | Titre : *Les Trésors de la Ruche : Miel, Propolis, Gelée Royale & Pollen* | Éditeur : Éditions Médicis | Année de publication : 2018 | ISBN : 978-2-85327-123-4.
59. Kim, H., Lee, G., Park, S., Chung, H.-S., & Lee, H. *Molecules* (2015), 20(10), 17765–17777 DOI : [10.3390/molecules201017765] (<https://doi.org/10.3390/molecules201017765>)
60. Klein, A.-M., Vaissière, B. E., Cane, J. H., Steffan-Dewenter, I., Cunningham, S. A., Kremen, C., & Tscharntke, T. (2007). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B*, 274(1608), 303-313.
61. Krzysztof Ziarnik, Kenraiz (2016). *Laurus nobilis* fruits and leaves [Photographie]. Wikimedia Commons
62. Laidlaw, H. H., & Page, R. E. (1997). *Queen Rearing and Bee Breeding*. Wicwas Press.

63. Le Conte, Y. (2010). "Interactions between honey bees and Varroa destructor : A complex parasitism." *Comptes Rendus Biologies*, 333(11-12), 927-934.
64. Le Conte, Y. (2004). Mycoses du couvain : mécanismes et prévention. *Apidologie*, 35(3), 229-240.
65. Le Conte, Y., & Navajas, M. (2008). Climate change : Impact on honey bee populations and diseases. *Revue Scientifique et Technique (OIE)*, 27(2), 499-510.
66. Martin, S. J. (1994). Ontogenesis of the mite Varroa jacobsoni Oud. In worker brood of the honeybee *Apis mellifera* L. under natural conditions. *Experimental & Applied Acarology*, 18(2), 87-100.
67. Martin, B. V. Ball, N. L. Carreck *Revue : Experimental and Applied Acarology* (2012)
68. Martin, S. J. (2009). The Biology of the Honey Bee Queen. *Bee World*, 86(3), 60-65.
69. Mazzeo et al., (2023) "Daphne gnidium extracts in varroosis control : Coumarin-mediated acaricidal activity and sublethal effects on honey bees" *Journal of Pest Science* DOI : [10.1007/s10340-023-01646-1](<https://doi.org/10.1007/s10340-023-01646-1>).
70. Michener, C. D., (2007). *The Bees of the World* (2nd ed.). Johns Hopkins University Press.
71. Michener, D. C. (2015). Honeybee Morphology and Function. Dans J. M. Graham (Éd.), *The Hive and the Honey Bee* (pp. 45-60).
72. Milani, N., & Della Vedova, G. (2002). Efficacy of acaricides against Varroa destructor. *Apidologie*, 33(1), 97-112.
73. Naquet, R. (2011). La varroose : un défi pour l'apiculture moderne. *Bulletin Technique Apicole*, 38(2), 45-52.
74. Naquet, R. (1989). "La varroase, une menace pour l'apiculture." *Bulletin Technique Apicole*, 16(2), 89-94.
75. Neurotoxins from *Apis mellifera* venom : Apamine as a tool for studying synaptic transmission, Banks, M. R., Olivera, B. M., & Terlau, H. *Toxicon (Journal officiel de l'International Society on Toxinology)* (2019) 163, pp. 44-52.
76. Noël, et al. (2020). [Titre non précisé dans le texte].
77. Otis, G. W., & Scott-Dupree, C. D. (1992). Effects of tracheal mites on honey bees. *Annual Review of Entomology*, 37, 91-115.
78. Oxalis Biocontrol Potential of Oxalis pes-caprae Extracts Against Varroa destructor and Galleria mellonella in Apiculture ».
79. Paterson, R. (2008). Fourmis et coléoptères ravageurs des ruches. *Journal of Apicultural Science*, 52(1), 33-42 pour l'Information et la Documentation en Apiculture, pp. 56.
80. Prost, M., et al. (2005). *Galleria mellonella et Achroia grisella : biologie et contrôle*. Éditions Lavoisier.
81. Prost, M., et al. (2005). *Maladies des abeilles*. Éditions Lavoisier.
82. Ptaszynska, A. A., et al. (2012). Nosema spp. Spores under electron microscopy. *Journal of Invertebrate Pathology*, 110(1), 1-7.
83. Rademacher, E., & Harz, M. (2006). Oxalic acid for the control of varroosis in honey bee colonies. *Apidologie*, 37(1), 91-99.
84. Ravazzi, G. (2003). Braulacoeca : un diptère parasite des abeilles. *Apidologie*, 34(5), 467-474.

85. Roruiiu, G., et al. (2022). Phytochemicals as potential acaricides against *Varroa destructor* : Field and lab. trials. *Experimental and Applied Acarology*, 86(1), 78-92.
86. Ruffinengo, S., et al. (2021). Alternative plant-based treatments for honeybee parasitic mites : Screening of bioactive compounds. *Apidologie*, 52(3), 321-335.
87. Rosenkranz, P., Aumeier, P., & Ziegelmann, B. (2010). Biology and control of *Varroa destructor*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 103, S96-S119.
88. Rosser1954 (2017). *Fagus sylvatica* autumn leaves [Photographie]. Wikimedia Commons.
89. Ruttner, F. (1968). The Adaptation of Honeybeesto Extreme Climatic Conditions. *Bee World*, 49(3), 105-112.
90. Ruttner, F. (1988). *Biogeography and Taxonomyof Honeybees*. Springer-Verlag.
91. Sammataro, D., Gerson, U., & Needham, G. (2000). "Parasitic mites of honey bees : Life history, implications, and impact." *Annual Review of Entomology*, 45(1), 519-548.
92. Sanchez, C., et al. (2023). Étude des extraits végétaux contre *Varroa destructor* : efficacité et impacts sur les abeilles. *Journal of Apicultural Science*, 67(2), 145-160.
93. Salicyna (2021). *Viburnum opulus* fruits [Photographie]. Wikimedia Commons.
94. Salisbury, T. (2021). *Hedera helix* foliage and fruits in autumn (Photographie)
95. Scheiro, R. (2011). Nosémose et déclin des colonies d'abeilles. *Apidologie*, 42(3), 356-367.
96. Seeley, T. D. (2019). *The Lives of Bees : The Untold Story of the Honeybee in the Wild*. Princeton University Press
97. Sheppard, W. S., & Meixner, M. D. (2003). *Apis mellifera pomonella*, a new honey bee subspecies from Central Asia*. *Apidologie*, 34(4), 367-375.
98. Snodgrass, R. E., (1956). *The Anatomy of the Honey Bee*. Cornell University Press.
99. Stickel, W. (2018). *Daphne gnidium* in habitat, Corsica [Photographie]. Wikimedia Commons.
100. Sousa, J.P. (2020). Synergistic effects of *Thymus vulgaris* and *Rosmarinus officinalis* extracts on *Nosema* and acarosis in *Apis mellifera*. *BioControl*, 65(4), 501-515.
101. Takenaka, T. (1982). Chemical composition of royal Jelly. *Honeybee Science*, 3(4), 69-74.
102. Tautz, J. (2008). *The Buzz about Bees : Biology of a Superorganism*. Springer.
103. Thèse du Diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie, Université de Montpellier (Montpellier, France) Advisor : Pr. Sylvie Rapior.
104. Toumanoff, C. (1951). *Les maladies des abeilles*. Institut National de la Recherche Agronomique (INRA).
105. Von Frisch, K. (1967). *The Dance Language and Orientation of Bees*. Harvard University Press.
106. Waring, C., & Waring, A. (2007). *Diseases of the honeybee colony*. Bee Books New & Old.
107. Whitfield, C. W., Behura, S. K., Berlocher, S. H., Clark, A. G., Johnston, J. S., Sheppard, W. S., ... & -Garnery, L. (2006). Thrice out of Africa : Ancient and recent expansions of the honey bee, *Apis mellifera*. *Science*, 314(5799), 642-645.
108. Winston, M. L. (1987). *The biology of the honey bee*. Harvard University Press.

109. Zell (2009). *Nerium oleander* inflorescence [Photographie]. Wikimedia Commons.
110. Zhu, L., & Fang, Z. (2020). Developmental Cycle of Honeybee Workers : Insights into Larval Stage and Adult Emergence. *Journal of Apicultural Research*, 59(5), 733-742.

Les annexes

Tableau I : analyse de la variance à deux critères de classification de la mortalité des abeilles en fonction des concentrations (5%,10%) et la durée d'exposition (2H,24H) 1^{er} traitement :

<i>RAPPORT DÉTAILLÉ</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
Ligne 1	4	11,11111111	2,77777778	30,8641975
Ligne 2	4	0	0	0
Ligne 3	4	0	0	0
Ligne 4	4	7,69230769	1,92307692	14,7928994
Ligne 5	4	11,11111111	2,77777778	30,8641975
Ligne 6	4	5,88235294	1,47058824	8,65051903
Ligne 7	4	0	0	0
Ligne 8	4	28,5714286	7,14285714	204,081633
Ligne 9	4	8,33333333	2,08333333	17,3611111
Ligne 10	4	18,1818182	4,54545455	82,6446281
Colonne 1	10	0	0	0
Colonne 2	10	8,33333333	0,83333333	6,94444444
Colonne 3	10	65,5566656	6,55566656	99,9739768
Colonne 4	10	16,9934641	1,69934641	14,3534538

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Lignes	182,764089	9	20,3071211	0,60339238	0,78298179	2,25013148
Colonnes	259,09477	3	86,3649235	2,56619028	0,0753483	2,96035132
Erreur	908,682786	27	33,654918			
Total	1350,54165	39				

Tableau II : analyse de la variance à deux critères de classification de la mortalité des abeilles en fonction des concentrations (5%,10%) et la durée d'exposition (2H,24H) 2^{ème} traitement :

<i>RAPPORT DÉTAILLÉ</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
Ligne 1	4	4,54545455	1,13636364	5,16528926
Ligne 2	4	4,76190476	1,19047619	5,66893424
Ligne 3	4	10	2,5	25
Ligne 4	4	50	12,5	625
Ligne 5	4	0	0	0
Ligne 6	4	0	0	0
Ligne 7	4	0	0	0
Ligne 8	4	0	0	0
Ligne 9	4	71,9047619	17,9761905	244,954649
Ligne 10	4	0	0	0
Colonne 1	10	37,8787879	3,78787879	109,810223
Colonne 2	10	28,5714286	2,85714286	81,6326531
Colonne 3	10	54,7619048	5,47619048	246,976568
Colonne 4	10	20	2	17,7777778

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Lignes	1454,88634	9	161,654038	1,646489	0,15196439	2,25013148
Colonnes	66,4779521	3	22,1593174	0,22569849	0,87768329	2,96035132
Erreur	2650,88866	27	98,1810616			
Total	4172,25296	39				

Tableau III : analyse de la variance à deux critères de classification de la mortalité du varroa en fonction des concentrations (5%,10%) et la durée d'exposition (2H,24H).

<i>RAPPORT DÉTAILLÉ</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
Ligne 1	4	176,5	44,125	1206,44917
Ligne 2	4	186,6	46,65	1490,22333
Ligne 3	4	260	65	716,666667
Ligne 4	4	220	55	33,3333333
Ligne 5	4	240	60	266,666667
Ligne 6	4	173	43,25	752,25
Ligne 7	4	250	62,5	158,333333
Ligne 8	4	306,6	76,65	658,963333
Ligne 9	4	283,3	70,825	158,055833
Ligne 10	4	310	77,5	425
Ligne 11	4	240	60	2133,33333
Colonne 1	11	494,2	44,9272727	656,588182
Colonne 2	11	805,6	73,2363636	517,814545
Colonne 3	11	476,6	43,3272727	382,578182
Colonne 4	11	869,6	79,0545455	282,094727

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>des Somme carrés</i>	<i>des Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Lignes	5869,99682	10	586,999682	1,40646343	0,22495749	2,16457992
Colonnes	11477,0655	3	3825,68848	9,16642909	0,00018491	2,92227719
Erreur	12520,7595	30	417,358652			
Total	29867,8218	43				

Tableau IV : Analyse de la variance à deux critères de classification de la mortalité de la fausse teigne en fonction des concentrations (5%,10%) et la durée d'exposition (2H,24H).

<i>RAPPORT DÉTAILLÉ</i>	<i>Nombre d'échantillons</i>	<i>Somme</i>	<i>Moyenne</i>	<i>Variance</i>
Ligne 1	2	200	100	0
Ligne 2	2	125	62,5	1250
Ligne 3	2	125	62,5	2812,5
Ligne 4	2	175	87,5	0
Ligne 5	2	187,5	93,75	78,125
Ligne 6	2	87,5	43,75	3828,125
Ligne 7	2	125	62,5	1250
Ligne 8	2	112,5	56,25	703,125
Ligne 9	2	187,5	93,75	78,125
Ligne 10	2	87,5	43,75	3828,125
Ligne 11	2	0	0	0
Colonne 1	11	500	45,4545455	1508,52273
Colonne 2	11	912,5	82,9545455	821,022727

ANALYSE DE VARIANCE

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>des</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Lignes	17201,7045		10	1720,17045	2,82284382	0,05851399	2,97823702
Colonnes	7734,375		1	7734,375	12,6923077	0,00515865	4,96460274
Erreur	6093,75		10	609,375			
Total	31029,8295		21				

Tableau V : les différentes mesures du ph et de la matière sèche.

espèce	Poids vide	Poids Humide	Poids sec	pH1	pH2	pH	MS
DG	21,8601	22,8609	22,7749	5,55	5,13	5,3	91,5
OP	21,906	22,9062	22,7909	6,39	6,08	6,2	88,5
LN	21,7373	22,7378	22,6604	6,26	6,15	6,2	92,3
NO	21,7851	22,7859	22,6916	4,91	5,23	5,1	90,7
CF	21,794	22,7947	22,6771	5,21	5,44	5,3	88,3
PF	21,7871	22,7876	22,6902	6,23	6,4	6,3	90,3
VT	21,8498	22,8499	22,7614	5,52	5,8	5,7	91,2
CA	21,9115	22,912	22,8363	4,37	4,52	4,4	92,5
CC	21,9026	22,9031	22,7877	5,2	5,44	5,3	88,5
HL	21,946	22,9465	22,8633	5,57	5,86	5,7	91,7

Résumé

L'abeille *Apis mellifera intermissa*, l'insecte domestique, petite sentinelle de la biodiversité, est indispensable à la pollinisation, garantissant la reproduction des plantes et la survie des écosystèmes, tout en nourrissant l'humanité, accaparées par le varroa destructor et les larves de fausse teigne, les colonies d'abeilles s'effondrent, livrant une bataille perdue d'avance contre ces envahisseurs impitoyables. Notre étude révèle le potentiel acaricide de dix extraits de plantes ciblant le varroa et la fausse teigne, offrant une alternative naturelle et sûre pour protéger les abeilles sans compromettre leur survie. Nous avons obtenu des résultats significatifs vis-à-vis qui ont démontré l'efficacité létale de quelques indiquant *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus* et *Oxalis pes capris* extraits envers le varroa et de la fausse teigne en augmentant leurs moralités tout en mettant l'abeille en sécurité. Armés des molécules des plantes, ciblant le varroa et la fausse teigne, sans aucune victime collatérale parmi les abeilles. La nature protège la nature.

Mots clés :

Apis mellifera intermissa, *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus* et *Oxalis pes capris*.

Abstract

The honeybee *Apis mellifera intermissa*, the domestic insect, a small sentinel of biodiversity, is essential for pollination, ensuring plant reproduction and the survival of ecosystems, while feeding humanity. Overwhelmed by the varroa destructor and wax moth larvae, bee colonies are collapsing, fighting a losing battle against these ruthless invaders. Our study reveals the acaricidal potential of ten plant extracts targeting varroa and wax moth, offering a natural and safe alternative to protect bees without compromising their survival. We obtained significant results that demonstrated the lethal efficacy of some indicating *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus* and *Oxalis pes capris* extracts against varroa and wax moth by increasing their morals while ensuring safety. Armed with plant molecules, targeting varroa mites and wax moths, without any collateral damage among the bees. Nature protects nature.

Keywords :

Apis mellifera intermissa, *Laurus nobilis*, *Viburnum tinus*, and *Oxalis pes capris*.