



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE MOULOUD MAMMARI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

THESE DE DOCTORAT

Spécialité : Sciences Biologiques

OPTION : INTERACTION PLANTES ANIMAUX DANS LES ECOSYSTEMES NATURELS
ET CULTIVES

Présentée par :

Mme CHERIFI Ep. HABBI Assia

Thème

Bioécologie de l'abeille domestique *Apis mellifera intermissa* (Hymenoptera : Apidae) dans la région de Tizi-Ouzou. Application d'une stratégie de lutte intégrée contre le parasite *Varroa destructor* (Mesostigmata : Varroidae)

Soutenue publiquement le 23/06/2019 devant le jury composé de :

Mme MOHAMED SAHNOUNE Aouaouche	M.C.A.	U.M.M. Tizi-Ouzou	Présidente
Mme MEDJDOUB-BENSAAD Ferroudja	Professeur	U.M.M. Tizi-Ouzou	Directeur de thèse
Mr ADJDLANE Nouredine	M.C.A.	U.M.B. Boumerdes	Co-Directeur de thèse
Mme AOUAR-SADLI Malika	M.C.A.	U.M.M. Tizi-Ouzou	Examinatrice
Mme AYAD-LOUCIF Wahida	Professeur	U.B.M. Annaba	Examinatrice
Mr BERKANI Mohamed Laid	Professeur	E.N.S.A. El Harrach	Examinateur

Année universitaire 2018/2019

« A la lumière de la connaissance, l'heureux résultat semble presque aller de soi ; tout étudiant (...) peut l'appréhender sans trop de difficulté. Mais les longues années de tâtonnements, de recherches dans le noir, avec leur lancinante tension, l'alternance des périodes de confiance et de découragement, puis finalement la sortie vers la lumière, seuls ceux qui ont prouvé cela peuvent le comprendre. »

A. Einstein (1934).

Remerciements

Au terme de ce travail, je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude à Mme MEDJDOUB-BENSAAD Ferroudja professeur à l'Université Mouloud MAMMERY de Tizi-Ouzou, directrice de cette thèse. Il s'agit pour moi d'un immense honneur de lui exprimer mes remerciements et ma gratitude pour sa disponibilité, ses conseils, ses orientations, sa modestie et pour l'intérêt bienveillant manifesté pour mon travail.

Je tiens également à remercier vivement Monsieur ADJLANE Noureddine, Maître de conférences à l'université M'Hamed BOUGUERRA de Boumerdes pour sa confiance, l'intérêt qu'il porte pour ce travail, pour sa bienveillance, pour ses conseils et ses encouragements.

Je suis très sensible à l'honneur que me fait Madame MOHAMED SAHNOUNE Aouaoueche maître de conférences à l'Université Mouloud MAMMERY de Tizi-Ouzou d'avoir accepté de présider le jury et d'apporter son appréciation sur ce modeste travail.

Mes remerciements vont également à Madame AOUAR-SADLI Malika maître de conférences à l'Université MOULOUD MAMMERY de Tizi-Ouzou pour ses encouragements et pour l'honneur qu'elle me fait en examinant ce travail.

Mme AYAD-LOUCIF Wahida professeur à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba et Mr BERKANI Mohamed Laïd, professeur à l'Ecole nationale supérieure d'Agronomie d'El Harrach me font l'honneur de participer à l'examen de ce travail. Je les remercie vivement pour avoir accepté de prendre de leur temps pour lire et examiner cette thèse.

Mes sincères remerciements pour toute l'équipe du laboratoire de Production, sauvegarde des espèces menacées et des récoltes pour m'avoir aidée, soutenue et encouragée ainsi que pour leurs précieux conseils et plus particulièrement Mme Benoufella- Kitous K., Melle Guermah D., Melle Chougar S., Mme Lakabi L. et Mme Goucem K.

Je n'oublierais pas de remercier tous mes amis (es) et collègues de la direction du commerce pour leur soutien et encouragements en particulier Melle Ikhlef Hassina.

Mes vifs remerciements pour toutes les amies de la promo « Interaction plantes-animaux dans les écosystèmes naturels et cultivés en particuleirs Laoudi T., Ait Lamara Mohamed R., Koriechi Y. et Kheloul L.

Je tiens à remercier respectueusement Mr Bencheik Ch., enseignant à l'université de Bouira pour sa précieuse contribution dans l'identification des espèces d'arthropodes.

Ma vive et sincère reconnaissance à Ami Ali (Mr Meterfi) pour m'avoir fait découvrir le monde des abeilles et m'avoir enseigné les différentes techniques apicoles.

Mes vifs remerciements vont également à l'ensemble de personnel du centre de formation de Mechtras en particulier le directeur Mr Zaouech et le technicien Mr Louchami pour leur accueil et leurs aides en mettant le rucher pédagogique à notre disponibilité.

Il m'est particulièrement agréable d'exprimer ma profonde gratitude et reconnaissance à mes très chères sœurs (Hakima et Zakia) et mes très chers frères (Yazid, Malek et Adel) pour leur amour, soutien et encouragement, sans oublier tous les membres de ma belle-famille.

*Ce travail n'aurait pas été possible sans la disponibilité et le soutien quotidien de mon mari **DAHMANE** et mes trois chers enfants **MERIEM**, **NASSIM** et **SONIA**. Je les remercie affectueusement pour leur patience, leur compréhension et surtout pour leur aide lors de mes sorties sur le terrain.*

Enfin, je garde la place la plus chère dans mon cœur pour mon père (que dieu ait son âme) et ma très chère mère, que dieu nous la garde, sans qui je n'aurais jamais pu en arriver là.

J'exprime ma reconnaissance à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à accomplir ce modeste travail notamment les étudiants que j'ai encadré dans cette thématique ainsi que les apiculteurs.

Sommaire

Liste des figures.
Liste des tableaux.
Introduction générale

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Généralités sur l'abeille domestique

1.	Répartition de l'abeille <i>A.mellifera</i>	4
2.	Position systématique de l'<i>Apis mellifera</i>	4
3.	Biologie de l'abeille <i>A.mellifera</i>	5
3.1.	Organisation de la colonie d'abeilles	5
3.1.1.	Reine	5
3.1.2.	Ouvrières	5
3.1.3.	Faux bourdons	5
3.2.	Habitat de la colonie d'abeilles	6
3.3.	Cycle de développement d' <i>Apis mellifera</i>	7
4.	Cycle de vie d'une colonie d'abeilles	7
5.	Produits de la ruche	8
5.1.	Cire	8
5.2.	Gelée royale	8
5.3.	Miel	8
5.4.	Pollen	8
5.5.	Venin	8
5.6.	Propolis	9
6.	Maladies et ennemis des abeilles	9
6.1.	Maladies fréquentes chez les abeilles	9
6.1.1.	Maladies bactériennes	9
6.1.2.	Maladies virales	10
6.1.3.	Maladies fongiques	11
6.1.4.	Maladies due aux acariens	12
6.2.	Ennemis des abeilles	13

Chapitre II : Généralités sur le parasite *Varroa destructor*

1.	Historique sur l'origine du parasite	15
2.	Systématique du varroa	15

3.	Description	16
3.1.	Femelle	16
3.2.	Mâle	16
3.3.	Formes immatures	17
4.	Cycle de développement	18
4.1.	Phase de reproduction	19
4.1.1.	Facteurs influençant l'entrée de la fondatrice dans le couvain	19
4.1.2.	Ponte de la fondatrice	20
4.1.3.	Développement de la descendance et accouplement	21
4.2.	Phase phorétique	21
4.2.1.	Durée de vie du varroa	22
5.	Pathogénie chez l'hôte	22
5.1.	Au niveau de l'individu (l'abeille)	22
5.1.1.	Action mécanique	23
5.1.2.	Action spoliatrice	23
5.1.3.	Action vectrice	23
5.2.	Au niveau de la colonie	24
6.	Lutte contre le parasite	24
6.1.	Dépistage	24
6.2.	Moyens de lutte contre le parasite	25
6.2.1.	Lutte chimique	25
6.2.2.	Lutte naturelle	26
6.2.3.	Lutte biotechnique	27

PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre III : *Présentation de la région d'étude*

1.	Situation géographique de la région d'étude	29
2.	Présentation des ruchers d'étude	29
2.1.	Rucher 1	29
2.2.	Rucher 2	29
2.3.	Rucher 3	30
2.4.	Rucher 4	30
3.	Facteurs écologiques	31
3.1.	Facteurs abiotiques	32

3.1.1.	Caractéristiques climatiques	32
3.1.2.	Synthèse climatique	32
3.2.	Facteurs biotiques	38

Chapitre IV : Dynamique des populations d'abeilles et de son parasite *Varroa destructor*

1.	Introduction	39
2.	Matériel et Méthodes	39
2.1.	Matériel	39
2.2.	Méthodes	39
2.2.1.	Etude de la dynamique des populations d'abeilles	39
2.2.2.	Etude de la dynamique de la population du varroa	41
2.2.3.	Fertilité et reproduction du varroa	43
2.3.	2.3. Analyse statistique	44
3.	Résultats	45
3.1.	Etude de la dynamique des populations d'abeilles	45
3.1.1.	Estimation de la taille de la colonie	45
3.1.2.	Estimation du nombre de cellules du couvain et de provisions	46
3.2.	Etude de la dynamique de la population du varroa	51
3.2.1.	Varroa dans le couvain	51
3.2.2.	Varroa phorétique	55
3.2.3.	Evolution de la population totale du varroa	59
3.2.4.	Evolution de la mortalité naturelle de la population du varroa	60
3.3.	Fertilité et reproduction du varroa	64
3.3.1.	Taux moyen de la descendance.....	64
3.3.2.	Taux de reproduction effective (TRE).....	66
4.	Discussion.....	67

Chapitre V : Inventaire des arthropodes dans les colonies d' *A.mellifera intermissa*

1.	Introduction	73
2.	Matériel et méthodes	73
2.1.	Matériel	73
2.2.	Méthodes.....	73

2.2.1.	Echantillonnage des différentes espèces d'invertébrés présents dans la ruche	73
2.2.2.	Méthodes de travail au laboratoire	74
2.3.	Exploitation des résultats	75
2.3.1.	Qualité de l'échantillonnage	75
2.3.2.	Exploitation des résultats par les indices écologique	75
3.	Résultats	77
3.1.	Résultats de l'inventaire global des invertébrés	77
3.2.	Effectifs des espèces capturées manuellement dans les trois ruchers d'étude.....	79
3.3.	Effectifs des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers d'étude	79
3.4.	Exploitation des résultats concernant les invertébrés capturés par les deux méthodes d'échantillonnage	81
3.4.1.	Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage	81
3.4.2.	Exploitation des résultats des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage par les indices écologiques de composition	82
3.4.3.	Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure	99
4.	Discussion	101

*Chapitre VI : La lutte contre le parasite *V. destructor**

Essai I : La lutte chimique

	Introduction	104
I.1.	Matériel et méthodes	105
I.2.	Analyse statistique	107
I.3.	Résultats	107
I.3.1.	Traitement du groupe 1 par Apistan®	107
I.3.2.	Traitement du groupe 2 par Apivar®	109
I.3.3.	Traitement du groupe 3 par Bayvarol®	110
I.3.4.	Traitement du groupe 4 par Apilife Var®	111
I.3.5.	Traitement du groupe 5 par Oxuvar®.....	113
I.3.6.	Traitement du groupe 6 par Apibioxal®	114
I.3.7.	Efficacité des traitements utilisés	115
I.4.	Discussion	116

Essai II : Lutte avec les huiles essentielles

II.1.	Matériel	119
--------------	-----------------------	------------

II.1.1.	Matériel biologique	119
II.1.2.	Huiles essentielles	119
II.2.	Méthodes	123
II.2.1.	Préparation du matériel à utiliser pour le test avec les huiles essentielles	123
II.2.2.	Méthode de travail sur le terrain	124
II.2.3.	Méthode de travail au laboratoire	125
II.3.	Analyse statistique	126
II.4.	Résultats	126
II.4.1.	Effet des différentes huiles essentielles sur varroa	126
II.4.2.	Effet des huiles essentielles sur les abeilles	127
II.4.3.	Effet de la durée d'exposition sur la mortalité du varroa	128
II.4.4.	Effet de la durée d'exposition sur la mortalité des abeilles.....	130
II.5.	Discussion	132

Essai III : Lutte contre varroa par la propolis

III.1.	Matériel et méthodes	134
III.1.1.	Récolte de la propolis	134
III.1.2.	Préparation de la solution de la propolis et l'éthanol.....	134
III.1.3.	Prélèvement du varroa.....	135
III.1.4.	Prélèvement des échantillons d'abeilles	136
III.1.5.	Application de la solution EEP contre varroa	136
III.1.6.	Application de la solution EEP sur les abeilles	137
III.1.7.	Application de la propolis en poudre contre varroa	137
III.1.8.	Application de la propolis en poudre sur les abeilles	137
III.1.9.	Analyse statistique	137
III.2.	Résultats	138
III.2.1.	Effet de la propolis sur varroa	138
III.2.2.	Effet de la propolis sur les abeilles	138
III.3.	Discussion	139
Conclusion générale et perspectives		142
Références bibliographiques		146

Annexes

Liste des figures

Figure n°	Intitulé	Page n°
1	Les individus de la colonie	6
2	Un cadre du couvain d'abeilles et de provision	7
3	La fausse teigne <i>Galleria mellonella</i> et les dégâts occasionnés sur un cadre bâti	13
4	Abeille parasitée par <i>A.borealis</i>	14
5	<i>Aethina tumida</i>	14
6	Femelle varroa adulte en vue ventrale (à gauche) et antérieur (à droite) ; mâle adulte en vue ventrale (en bas)	16
7	Les différents stades de développement de <i>V. destructor</i> au fond de l'alvéole	18
8	Cycle de vie de <i>V. destructor</i>	18
9	Coupe transversale d'une alvéole infestée par varroa	20
10	Varroa sur une abeille adulte	21
11	Jeune ouvrière avec des ailes déformées	23
12	Présentation de la région d'étude	29
13	Rucher d'Azib Ahmed (Tizi-Ouzou)	30
14	Ruche d'Illalene (DBK)	30
15	Ruche d'Ighil Azzougagh (DBK)	31
16	Ruche de Mechtras	31
17	Variation des températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Tizi-Ouzou durant les deux années d'études 2016 et 2017	33
18	Variation précipitations mensuelles dans la région de Tizi-Ouzou durant les deux années d'études 2016 et 2017	34
19	Humidité relative mensuelle dans la région de Tizi-Ouzou durant les deux années d'études 2016 et 2017	35
20	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausson de la région de Tizi-Ouzou sur 10 ans de 2007 à 2017 (ONM Tizi-Ouzou, 2018)	37
21	Climagramme d'Emberger pour la région de Tizi-Ouzou (2007 à 2017)	38
22	Estimation du nombre de cellules du couvain d'une colonie d'abeilles	40
23	Prélèvement des nymphes d'abeilles	41
24	Estimation des populations du varroa phorétique	42
25	Le comptage du varroa	43
26	La descendance du varroa	44
27	Evolution de nombre d'abeilles dans les colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)	45
28	Nombre d'alvéoles du couvain ouvert au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)	47

29	Nombre d'alvéoles du couvain operculé au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)	48
30	Nombre d'alvéoles de provisions au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)	50
31	Taux moyen d'infestation du couvain (TIC) par le varroa durant la période d'étude (2016-2017)	51
32	Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 1.	53
33	Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 2.	53
34	Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 3.	54
35	Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 4.	54
36	Evolution de taux d'infestation des abeilles (TIA) dans les quatre ruchers d'étude (2016-2017)	55
37	Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du rucher 1.	57
38	Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du rucher 2.	57
39	Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du Rucher 3.	58
40	Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du Rucher4	58
41	Evolution de la population totale du varroa au niveau des quatre ruchers étudiés durant la période 2016-2017	59
42	Evolution de la mortalité naturelle du varroa durant la période d'étude 2016-2017.	61
43	Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 1.	62
44	Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 2.	63
45	Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 3.	63
46	Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher4.	64
47	Nombre moyen des individus varroa durant la période d'étude (2016-2017).	65
48	Taux de reproduction effective du varroa au niveau des colonies étudiées.	67
49	Piège englué (Originale, 2017).	74
50	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans rucher de Draa Ben Khedda	84
51	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans le rucher d'Azib Ahmed	85
52	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Mechtras	85
53	Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Draa Ben Khedda	86
54	Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher d'Azib Ahmed.	86
55	Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Mechtras	87
56	Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher de Draa Ben Khedda, en fonction des saisons	88

57	Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, en fonction des saisons	89
58	Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher de Mechtras, en fonction des saisons	89
59	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Draa Ben Khedda	90
60	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher d'Azib Ahmed	91
61	Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Mechtras.	91
62	Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Draa Ben Khedda.	92
63	Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher d'Azib Ahmed.	93
64	Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Mechtras.	93
65	Abondance relative des espèces piégées dans les langes, au niveau des colonies du rucher de Draa Ben Khedda, en fonction des saisons	94
66	Abondance relative des espèces piégées dans les langes, au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, en fonction des saisons	95
67	Abondance relative des espèces capturées par les pièges englués, au niveau des colonies du rucher de Mechtras, en fonction des saisons	95
68	Pose de lange graissé dans la ruche.	105
69	Présentation des différents traitements utilisés	106
70	Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le à l'Apistan® ainsi que durant le traitement de contrôle	108
71	Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Apivar® ainsi que durant traitement de contrôle	109
72	Evolution de la mortalité du Varroa durant le traitement au Bayvarol® et le traitement de contrôle.	110
73	Evolution de la mortalité du Varroa durant le traitement à l'Apilife Var® et le traitement de contrôle.	112
74	Evolution de la mortalité du Varroa durant le traitement à l'Oxuvar® et le traitement de contrôle.	113
75	Evolution de la mortalité du Varroa durant le traitement avec Apibioxal® et le traitement de contrôle.	115
76	Efficacité des traitements utilisés durant la période d'étude	115
77	Plante d' <i>Artemisia herba alba</i> .	119
78	Plante de <i>Lavandula angustifolia</i> .	120
79	Arbuste de <i>Pistacia lentiscus</i> .	120
80	Plante de <i>Mentha pelgium</i>	121
81	Arbuste de <i>Myrtus communis</i>	122
82	Plante de <i>Rosmarinus officinalis</i>	122
83	Plante de <i>Salvia officinalis</i>	123
84	Matériel utilisé pour le test des huiles essentielles.	124
85	Echantillonnage des abeilles.	124

86	Prélèvement du varroa sur les nymphes.	125
87	Effet des huiles essentielles sur le parasite <i>V.destructor</i> .	126
88	Effet des huiles essentielles sur les abeilles	127
89	Effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur la mortalité du varroa.	129
90	Effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur la mortalité des abeilles	131
91	Différentes méthodes de récolte de la propolis	135
92	Différentes étapes de préparation de l'extrait éthanolique de propolis.	136
93	Prélèvement du varroa à partir du couvain.	137

Liste des tableaux

Tableau n°	Intitulé	Page n°
1	Les 11 principaux virus de l'abeille.	10
2	Valeur de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années d'étude 2016 et 2017.	36
3	Analyse de la variance de l'évolution de la taille de la colonie.	46
4	Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain ouvert	48
5	Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain fermé.	49
6	Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles provisions.	50
7	Analyse de la variance de taux d'infestation du couvain (TIC).	52
8	Analyse de la variance de l'évolution de taux d'infestation du couvain (TIA).	56
9	Analyse de la variance de l'évolution de la population totale du varroa	60
10	Analyse de la variance de l'évolution de la mortalité naturelle du varroa	61
11	Analyse de la variance du nombre de la descendance du varroa (individus).	66
12	Analyse de la variance du taux de reproduction effectif du varroa.	67
13	Liste globale des différentes espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois Ruchers.	78
14	Effectifs des espèces capturées manuellement au niveau des trois ruchers	79
15	Effectifs des espèces capturées dans les pièges englués au niveau des trois ruchers étudiés	80
16	Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées à la main dans les trois ruchers étudié	81
17	Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers étudiés	81
18	Variation temporelle de la Richesse totale et moyenne des espèces capturée manuellement dans les trois stations d'étude	82
19	Variation temporelle de la Richesse totale et moyenne des espèces capturées par les pièges englués dans les trois stations d'étude	83
20	Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de Draa Ben Khedda	96
21	Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher de Mechtras.	97
22	Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher d'Azib Ahmed	98
23	Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau de Draa Ben Khedda	99

24	Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau d'Azib Ahmed	100
25	Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau du rucher de Mechtras	100
26	Détermination de l'efficacité de traitement chimique (Apistan [®])	108
27	Détermination de l'efficacité de traitement chimique (Apivar [®]).	110
28	Détermination de l'efficacité de traitement chimique (Bayvarol [®]).	111
29	Détermination de l'efficacité de traitement biologique (Apilife Varl [®]).	112
30	Détermination de l'efficacité de traitement biologique (Oxugar [®]).	113
31	Détermination de l'efficacité de traitement biologique (Apibioxal [®]).	115
32	Analyse de la variance de l'efficacité des traitements utilisés	116
33	Analyse de la variance de l'effet des huiles essentielles sur varroa	127
34	Analyse de la variance de l'effet des huiles essentielles sur les abeilles	128
35	Analyse de la variance de l'effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur varroa	130
36	Analyse de la variance de l'effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur les abeilles.	131
37	Mortalité du varroa (en %) en fonction de la durée d'exposition et de type de traitement à la propolis	138
38	Analyse de la variance de l'effet de la propolis sur le parasite varroa	138
39	Taux de mortalité des abeilles (en %) en en fonction de la durée d'exposition et de type de traitement à la propolis	139
40	Analyse de la variance de l'effet de la propolis sur les abeilles	139

*Introduction
générale*

L'abeille domestique, *Apis mellifera* Linnaeus (1758) (Hymenoptera : Apoidae) est l'un des rares insectes à faire l'objet d'élevage et de domestication en tant qu'animal de production (CLAIRE PERRIER et *al.*, 2003). En effet, l'importance de l'abeille est surtout liée à la production du miel qui est, depuis longtemps, utilisé comme principale source de sucre ainsi qu'à des fins thérapeutiques (MICHEZ, 2006). Par ailleurs, il est l'un des différents produits qui peuvent être récoltés en même temps que la cire, le pollen, la propolis, la gelée royale ainsi que le venin. La commercialisation de ces différents produits de la ruche est d'un intérêt économique très important puisqu'elle joue un rôle primordial dans les revenus des populations rurales du monde entier (BRADBEAR, 2010).

En outre, en tant que pollinisateurs de nombreuses plantes cultivées et sauvages, l'abeille joue un rôle clef du point de vue écologique et économique en contribuant ainsi à l'amélioration des rendements agricoles d'un côté et assurant le maintien de la biodiversité des écosystèmes de l'autre côté (CLEMENT, 2009). De plus, l'abeille domestique est un excellent bio-indicateur de la qualité de l'environnement de polluants environnementaux car elle est quotidiennement en contact avec plusieurs éléments abiotiques et biotiques des écosystèmes, tel que l'eau, l'air et les végétaux lors de ses activités de butinage (PORRINI et *al.*, 2003 ; SABATINI, 2005).

Depuis plusieurs dizaines d'années, la filière apicole est confrontée à un affaiblissement général des colonies conduisant à une forte augmentation des taux de mortalité d'abeilles à l'échelle mondiale. Ce phénomène est connu par le syndrome d'effondrement des colonies ou Colony Collapse Disorder (CCD) qui se caractérise par des pertes inexplicables de la population d'abeilles adultes d'une colonie, sans que des abeilles mortes ne soient retrouvées, ni dans la colonie ni à proximité (OLDROYD, 2007). Dans certains pays comme l'Allemagne, la Belgique, le Canada, l'Espagne, la France et les Etats-Unis, un taux moyen de mortalité dans les colonies supérieures à 40% a été signalé (HAUBRUGE et *al.*, 2006 ; CHARRIERE et NEUMANN, 2010 et MAGGI et *al.*, 2016). Plusieurs études sont menées sur les causes de ces affaiblissements et mettent en cause différents facteurs comme la perte de la diversité florale ainsi que les variations climatiques (LE CONTE et NAVAJAS, 2008), les résidus des pesticides (BOGDANOV, 2006 ; CHAUZAT et *al.*, 2009), la perte de la diversité génétique (HENRY et *al.*, 2012 ; JAMES et XU, 2012), les techniques apicoles ainsi que les agents pathogènes (IMDORF et *al.*, 2007 ; NEUMANN et CARRECK, 2010 ; MAGGI et *al.*, 2016).

En Algérie, l'élevage apicole est une pratique ancestrale, il est surtout pratiqué dans le nord du pays où la flore mellifère fournit une miellée pendant presque toute l'année. Le développement de la filière fut ressenti à partir de 1998 grâce aux mesures initiales mises en

place par les pouvoirs publics dans le cadre de PNDA, puis FNRDA. L'effectif dépasse les 1,3 millions de colonies avec près de 40000 apiculteurs (M.A.D.R, 2016).

La région de Tizi-Ouzou dispose de réserves naturelles et d'une biodiversité végétale importante et nécessaire au développement de l'apiculture. Elle aménage sur l'ensemble de son territoire environ 115779 ruches peuplées appartenant à 5122 apiculteurs et dont la production en miel est estimée à 264000 kg (DSA, 2018). Selon la même source, des pertes de cheptel apicole sont enregistrées chaque année à raison de 6000 colonies. Les raisons sont variables et le plus souvent sont attribuées aux divers agents pathogènes.

ADJLANE et *al.* (2012) montrent que, suite à une enquête réalisée sur les pathologies apicoles en Algérie, le taux de mortalité des colonies d'abeilles dépasse 10%. Ces mêmes auteurs rapportent également que l'agent principalement suspecté dans les mortalités observées est l'acarien *Varroa destructor* (Mesostigmata : Varroadae), agent responsable de la varroase. Cette parasitose, qui existe depuis 1981, cause beaucoup de dégâts au cheptel apicole à travers tout le territoire national.

V. destructor est un ectoparasite qui attaque les abeilles à tous les stades de leur développement. Le couvain est essentiellement endommagé ; les abeilles qui sont infestées pendant la phase du couvain montrent différents symptômes de la maladie, tels qu'une durée de vie raccourcie, des changements de comportement et une sensibilité accrue aux affections. Juste avant l'effondrement des colonies, des signes morphologiques apparaissent comme des ailes atrophiées et un abdomen raccourci (ROSENKRANZ, 2010).

Diverses molécules chimiques ont été étudiées et mises sur le marché afin de lutter contre cet acarien notamment des pyréthrinoïdes (fluvalinate et fluméthrine), des organophosphorés (coumaphos) et des formamidines (amitraze) (HAUBRUGE et *al.*, 2006). Cependant, une forte utilisation de ces produits a engendré beaucoup d'inconvénients tels que des résidus dans les produits de la ruche, une toxicité éventuelle vis-à-vis des abeilles et plus particulièrement l'apparition d'acariens résistants à certaines molécules acaricides (LE CONTE et FAUCON, 2002 ; GARCIA-SALINAS, 2006). Ce qui justifie l'importance de s'orienter vers l'utilisation des méthodes de lutte intégrée en utilisant des moyens chimiques, biotechniques et biologiques tels que l'emploi des acides organiques (acide oxalique, acide formique) et des huiles essentielles riches en thymol, menthol et eucalyptol (IMDORF et *al.*, 1999; LE CONTE et FAUCON, 2002 ; ROSENKRANZ, 2010).

Par ailleurs, la connaissance de la relation hôte-parasite présente un grand intérêt pour développer une meilleure stratégie de lutte. En effet, le suivi saisonnier du développement de l'acarien dans la colonie permet à l'apiculteur de comprendre le comportement de l'abeille vis-à-vis de ce parasite et de déterminer les moments opportuns pour effectuer les traitements.


Dans notre pays, rare les travaux qui sont consacrés à l'étude de la dynamique des populations de l'abeille locale *A.mellifera intermissa* et de son parasite *V. destructor*.

Parmi ces travaux, nous trouvons ceux de BERKANI-GHALEM et al.(2013) qui ont porté sur la dynamique des abeilles dans trois écosystèmes du nord d'Algérie à climat méditerranéen humide au niveau de la Mitidja, continentale semi-aride des hauts plateaux et continentale aride de la steppe ; ADJLANE et al.(2015) dans la région de la Mitidja et de HABBICHERIFI (2015) dans la région de Tizi-Ouzou. Les travaux réalisés sur les moyens de lutte contre *V.destructor* sont limités à ceux de ACHOU (2007) ; LOUCIF-AYAD (2010) ; ADJLANE et al. (2013) ; ADJLANE et al. (2016) ainsi que ceux de HABBICHERIFI et al., (2018).

De ce fait, nous avons jugé utile d'entreprendre, dans un premier volet, une étude sur la dynamique des populations d'*A.mellifera intermissa* et de son parasite dans la région de Tizi-Ouzou (au niveau des colonies d'abeilles traitées et d'autres non traitées contre ce parasite). A cet effet, nous avons effectué un suivi de l'évolution saisonnière de l'abeille (hôte) et de la population du varroa dans le couvain et sur l'abeille adulte, ainsi que la mortalité naturelle de cet acarien. En parallèle, nous avons réalisé pour la première fois dans la région de Tizi-Ouzou, un inventaire des arthropodes présents dans les colonies d'abeilles afin de les identifier et déterminer la fréquence de leur présence dans la ruche en plus du varroa. Dans un deuxième volet, nous nous sommes intéressés à la lutte contre ce parasite, nous avons ainsi évalué l'effet acaricide des produits chimiques et biologiques homologués, des huiles essentielles et de la propolis.

Le présent travail comporte plusieurs chapitres dont le premier et le deuxième présentent une synthèse bibliographique de l'hôte l'abeille *A. mellifera*, et de son parasite *V. destructor* respectivement. Dans le troisième chapitre est présentée la région d'étude, pour laquelle sont mentionnées la situation géographique, les caractéristiques climatiques des différents sites où se trouvent les ruchers. Le chapitre quatre élucide la dynamique des populations de l'abeille locale *A.mellifera intermissa* et celles du varroa dans le couvain, sur l'abeille adulte ainsi que sa mortalité naturelle. Le cinquième chapitre est consacré à l'inventaire des arthropodes réalisé au niveau des trois ruchers. Le sixième et dernier chapitre porte sur la lutte contre le varroa en étudiant l'efficacité des traitements chimiques et biologiques homologués, des huiles essentielles extraites à partir des plantes médicinales et aromatiques spontanées ainsi que l'effet de la propolis (l'un des produits de la ruche) récoltés à partir de l'un des ruchers d'étude.

La présente étude est clôturée par une conclusion et des perspectives pour des travaux futurs.



**Partie
bibliographique**

CHAPITRE I

*Généralités sur l'abeille
domestique*

1. Répartition de l'abeille *Apis mellifera*

Des manifestations de la présence de l'abeille domestique *Apis mellifera* remontent à l'an 3600 avant J.-C. Une des premières représentations d'insecte réalisée par l'homme montre une silhouette féminine récoltant du miel dans une crevasse, entourée d'abeilles (CHAUVIN, 1963). Par ailleurs, On pense que l'abeille a évolué au départ d'une guêpe ancestrale, probablement un sphécide avec des pièces buccales capables d'absorber du nectar et qui commença à récolter du pollen pour nourrir son couvain au lieu de tuer des proies, il y a environ 100 millions d'années (MICHENER, 1974) coïncidant avec l'apparition des angiospermes comme végétation dominante (WINSTON, 1993). A cause de leurs structures distinctes de récolte de pollen et leurs habitudes, les abeilles sont classifiées dans leur propre superfamille, les Apoïdes, ordre des Hyménoptères et au genre *Apis*. Ce dernier renferme 9 espèces dont huit sont réparties dans le Sud-Est asiatique (*A. dorsata*, *A. laboriosa*, *A. florea*, *A. andreniformis*, *A.koschevnikovi*, *A. nuluensis* et *A. nigrocincta*) ; la neuvième *A.mellifera* présente à l'origine en Europe et en Afrique est actuellement l'espèce la plus répandue dans le monde (CHAUVIN, 1963 ; Le CONTE, 2002 ; Le CONTE et NAVAJAS, 2008). Du fait de sa grande capacité d'adaptation à différent climat et flores, *A. mellifera* occupe une aire géographique très vaste et montre une variabilité morphologique et génétique très structurée. Son aire de répartition naturelle s'étend à l'Afrique, à l'Europe et au Moyen-Orient. Une telle variété d'habitat a permis l'apparition de vingt-sept sous espèces ou races géographiques qui sont interfécondes et se différencient par leur caractères morphologiques et biologiques (PROST, 1990 ; MEIXNER et *al.*, 2011).

Les races présentes en Algérie sont : *Apis mellifera sahariensis* (Baldensperger, 1924) et *Apis mellifera intermissa* (Buttel-Reepen, 1906). Cette dernière, appelée également "l'abeille tellienne", est la plus répandue au nord du pays. Elle est de couleur noire, essaimeuse et agressive (BERKANI, 2005 ; BAROUR, 2012 ; LOUCIF AYAD et *al.*, 2014).

2. Position systématique

LE CONTE (2002) rappelle la classification de l'abeille domestique comme suit :

Embranchement..... Arthropoda
 Sous embranchementMandibulata
 Classe..... Insecta
 Sous-classe Ptérygota
 Ordre Hyménoptera
 Sous-ordre Apocrita

Section	Aculéata
Super famille	Apoïdea
Famille	Apidae
Genre	<i>Apis</i>
Espèce	<i>Apis mellifera</i>
Sous-espèce	<i>Apis mellifera intermissa</i> (BUTTEL-REEPEN, 1906)

3. Biologie d'*A. mellifera*

3.1. Organisation de la colonie d'abeilles

Les abeilles domestiques sont des insectes sociaux vivant en colonie composée de trois castes (Fig.1) : Une seule reine, plusieurs dizaines de milliers d'ouvrières et de quelques milliers de mâles ou faux bourdons (WINSTON, 1993). Le nombre d'individus varie en fonction de la saison, la race de l'abeille ainsi que les qualités génétiques et l'âge de la reine.

Chez les abeilles, chacun travaille dans l'intérêt du groupe et de la vitalité de ce dernier dépend la survie de chacun. Des adaptations morphologiques, physiologiques et comportementales permettent aux individus de chaque caste d'assurer une tâche particulière (PROST, 1990 et CLEMENT, 2009) :

3.1.1. La reine : C'est la mère de tous les autres individus d'une colonie. Son rôle principal est la ponte, assurant ainsi la pérennité de la colonie. Elle peut, durant toute la durée de sa vie qui est de 4 à 5 ans, pondre jusqu'à 2000 œuf par jour. La ponte est interrompue par le froid et la sécheresse (LE CONTE, 2002). La présence de la reine dans la colonie assure sa cohésion grâce aux différentes phéromones qu'elle sécrète.

3.1.2. Les ouvrières : Ce sont les femelles stériles dont l'appareil génital est atrophié. Les ouvrières possèdent de grandes capacités d'adaptations physiologiques et comportementales, ainsi que des organes très spécialisés. Elles accomplissent, en fonction de leur âge et selon les besoins de la colonie, toutes les tâches nécessaires au développement et à la survie de celle-ci. Elles sont nettoyeuses, par la suite nourrices, cirières, magasinnières, ventileuses, gardiennes et en fin butineuses (LE CONTE, 2002).

3.1.3. Les faux bourdons : Ils représentent les mâles de la colonie dont la tâche essentielle est la fécondation de la reine et ils participent également à la ventilation de la ruche. Les faux bourdons sont présents dans la colonie durant le printemps jusqu'à la fin d'été. En automne, ils sont chassés par les ouvrières (PROST, 1990).



Figure 1 : Castes de la colonie (Originale, 2016)

3.2. Habitat de la colonie d'abeilles

L'habitat de la colonie est la ruche. Ce terme englobe les ruches sans rayons et celles à rayons fixes ou mobiles. Ces rayons sont verticaux plus au moins parallèles dont les deux phases sont constituées de cellules hexagonales bâties avec la cire sécrétée par les ouvrières (Le CONTE 2002). Ainsi, ces cellules, ou alvéoles, abritent :

- au centre : le couvain non operculé (œufs, larves) ou operculé (nymphe)
- à la périphérie : les provisions (le pollen et le miel) qui seront consommés ou stockés par les ouvrières magasinieres (Fig.2).



Figure 2 : Un cadre du couvain d'abeilles et de provision (Originale, 2016) 10mm

Les alvéoles du couvain de mâle sont plus grandes et mesurent 6,2 à 6,4mm de diamètre par rapport à celles de l'ouvrière qui n'ont que 5,2 à 5,4mm (WINSTON, 1993). Les cellules royales, de forme très spéciale, se trouvent sur les bords ou légèrement au-dessous de la surface des rayons. Elles sont allongées verticalement, cylindriques et beaucoup plus volumineuses que les autres cellules (GUERRIAT, 2000).

Pour assurer le bon développement du couvain, la température de celui-ci est maintenue stable entre 34 à 35°C. Dans les autres parties de la ruche, les températures se rapprochent de celles du milieu extérieur à la ruche (PROST, 1990).

3.3. Cycle de développement d'*Apis mellifera*

Les abeilles sont des insectes holométaboles, c'est-à-dire à métamorphose complète dont le cycle de développement passe par trois stades : œuf, larve et nymphe (PROST, 1995). Après trois jours, les œufs donneront naissance à des larves de couleur blanche. Les larves destinées à devenir reines vont être nourries que par la gelée royale alors que celles qui donneront des ouvrières ou les faux bourdons vont recevoir une bouillie de pollen et de miel. Ce stade larvaire va durer 5 jours pour toutes les castes. Le stade nymphal dure environ 8 à 9 jours pour les ouvrières et les faux-bourdons, 4 à 5 jours pour les reines. Les temps de développement depuis la ponte de l'œuf jusqu'à l'émergence sont de 16 ; 21 et 24 jours pour respectivement les reines, les ouvrières et les faux-bourdons (WINSTON, 1993).

4. Cycle de vie d'une colonie d'abeilles

Selon IMDORF et *al.* (1996), le cycle naturel d'une colonie est annuel et dépend essentiellement de la saison, de la végétation disponible dans l'environnement, de la fréquence de ponte de la reine, qui va être corrélée avec son âge. Toutefois, pour déterminer le cycle d'une ruche il faut se baser sur l'étendue de son couvain (ensemble des œufs, larves et nymphes).

Au printemps, la reine reprend la ponte et la colonie peut atteindre 40000 à 60000 individus durant toute la belle saison (GUERRIAT, 2000). Cet accroissement de population s'accompagne parfois d'une diminution de substance royale dans les glandes mandibulaires de la reine. Cette baisse va alors provoquer la levée de l'inhibition de la construction de cellules royales et les ouvrières vont commencer l'élevage de nouvelles reines. Avant leur éclosion, la vieille reine quitte la colonie accompagnée d'un nombre important d'abeilles donnant ainsi, naissance à une autre colonie (essaïm) qui fondera un nouveau nid (RAVAZZI, 2003).

Vers la fin de l'été, la colonie se prépare au repos hivernal. Sa taille se réduit progressivement, les mâles sont éliminés par les ouvrières et les abeilles d'hiver qui vivront

plusieurs mois vont naître. L'état de santé des ouvrières hivernantes est capital pour la bonne survie des colonies à la saison froide. Durant cette période, la reine va être entourée par une grappe compacte formée de quelque millier d'ouvrières (5000 à 15000 individus) au centre de la ruche contre les cadres où sont stockées les réserves de miel afin de conserver une température voisine de 32 à 35 degrés (GUERRIAT, 2000).

5. Produits de la ruche

Parmi les différents produits de la ruche, nous trouvons :

5.1. Cire

La cire est une substance sécrétée par les glandes cirières des jeunes ouvrières pour construire les alvéoles de leur nid. Elle est utilisée par l'homme en cosmétologie pour ses propriétés bactériostatiques et anti-inflammatoires (PROST et LE CONTE, 2005).

5.2. Gelée royale

La gelée royale est une bouillie épaisse, d'un blanc plus ou moins pur, aux reflets nacrés, sécrétée des glandes hypopharyngiennes situées dans la tête des abeilles nourrices. La gelée est la nourriture donnée à toutes les larves pendant leurs trois premiers jours de leur vie puis uniquement aux larves royales et à la reine. La gelée royale est responsable de la longévité et la fertilité de la reine (PROST et LE CONTE, 2005).

5.3. Miel

Le miel provient de la transformation du nectar prélevé par la butineuse dans les nectaires des fleurs. Il constitue la ressource glucidique de l'abeille. Pour l'homme, le miel présente également un intérêt nutritionnel, thérapeutiques et cosmétiques considérables (ALPHANDERY, 2002).

5.4. Pollen

Le pollen est l'organe mâle des fleurs que les abeilles récoltent sous forme de pelotes. Il constitue l'unique source de protéines pour les abeilles. Le pollen entre dans la composition de la nourriture distribuée au couvain. Sa richesse en acides aminés essentiels, en vitamines et en sels minéraux lui procurent ses intérêts nutritionnels et thérapeutiques (PROST, 1990).

5.4. Venin

Le venin est une substance liquide sécrétée par les glandes à venin situées dans l'abdomen des abeilles ouvrières et de la reine. Il est utilisé en cas de danger dans un réflexe d'auto-défense. Le venin d'abeilles est un mélange complexe d'enzymes, de protéines, de

peptides et d'acides aminés ce qui lui confère ses propriétés anti-inflammatoire (PROST, 2005).

5.5. Propolis

La propolis est une résine végétale visqueuse et collante prélevée par les abeilles sur les bourgeons de nombreux arbres, tels les marronniers, les frênes, les saules mais également sur les écorces de résineux pins et sapins (BRUNEAU, 2002).

Les abeilles l'utilisent en général mélangée avec de la cire en tant que matériau de construction dans le but de calfeutrer les fissures dans la ruche et pour embaumer les cadavres (PROST et LE CONTE, 2005). La propolis est depuis longtemps utilisée par l'homme pour ses propriétés anti-inflammatoire (MIYATAKA et al., 1997), antimicrobienne (VELIKOVA et al., 2000 ; VARDAR-UNLU et al., 2008; NEDJI, 2015), antivirale (DIMOV et al., 1991; AMAROS et al., 1992; MURAD et al., 2002; GEKKER et al., 2005), et antifongique (KUJUMGIEV et al., 1999; OTA et al. 2001; OZCAN et al., 2004; SILICI et al., 2005). De plus, la propolis possède des propriétés anti protozoaires et antiparasitaires (HIGASHI et al., 1995; ABDEL-FATTAH et NADA, 2007; MONZOTE et al., 2011).

6. Maladies et ennemis des abeilles

L'abeille est associée à plusieurs agents biologiques, tels que des acariens, des virus, des bactéries et des champignons. Ces agents pathogènes et autres prédateurs peuvent entraîner des dégâts variables, allant d'une perturbation minimale à la destruction entière d'une colonie (MEDORI et COLIN, 1982 ; FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).

6.1. Maladies fréquentes chez les abeilles

Les principales maladies qui affectent l'abeille *A.mellifera* sont regroupées en quatre groupes :

6.1.1. Maladies bactériennes

Parmi les maladies d'origine bactérienne qui concernent les abeilles, les plus étudiées sont : la loque européenne et la loque américaine. Ce sont des maladies contagieuses qui aboutissent à la mort des colonies (Le CONTE et FAUCON, 2002).

6.1.1.1. Loque américaine (ou la loque maligne)

La loque américaine est une maladie très dangereuse et contagieuse du couvain non operculé c'est-à-dire ouvert. Elle est due à une bactérie nommée *Paenibacillus larvae*. Elle comprend une forme végétative mobile (le bacille), et une forme résistante (la spore). Les

spores, qui constituent le mode de dissémination et de contamination de la bactérie, sont extrêmement résistantes (FAUCON et JEANNE, 2003). La contamination d'une colonie s'effectue soit directement par contact avec d'autres abeilles infectées ou par les selles de celle-ci, soit indirectement par le matériel (FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).

6.1.1.2. Loque européenne

La loque européenne est une maladie du couvain operculé, moins dangereuse que la loque américaine, d'où son qualificatif de loque bénigne. Cette pathologie est causée par une association de plusieurs agents infectieux, l'agent principal étant *Melissococcus pluton* et les agents secondaires les plus fréquents étant *Paenibacillus alvei*, *Paenibacillus apiari*, *Lactobacillus eurydice* et *Enterococcus faecalis*. Ces agents secondaires ne peuvent à eux seuls déclencher la loque, mais ils vont être responsables des différents symptômes, notamment l'odeur et la consistance du couvain (BARBANÇON, 2002).

6.1.2. Maladies virales

L'abeille domestique peut être infectée par plusieurs virus. En effet, selon Le CONTE et FAUCON (2002), onze virus sont identifiés chez *Apis mellifera* (Tab.1). La plupart de ces virus subsistent généralement à l'état latent dans les colonies sans manifester de symptômes ou de pathogénie (BARBANÇON, 2002). Ces infections virales pourraient être présentes dans les colonies pendant plusieurs générations causant peu ou pas de dérangement, et c'est souvent leur association avec d'autres facteurs qui déclenche la maladie virale tel une co-infection bactérienne, un affaiblissement de la colonie par un parasite ou un empoisonnement, conduisant à des infections aiguës, souvent fatales à l'individu et entraînant des affaiblissements de la colonie (RIBIERE et *al.*, 2008).

D'après OLIVIER et RIBIERE (2006), parmi ces virus, nous pouvons citer : le virus des ailes déformées (DWV), le virus du couvain sacciforme (SBV), le virus de la paralysie aiguë (ABPV), le virus de la paralysie chronique (CBPV).

Tableau 1 : Les 11 principaux virus de l'abeille (OLIVIER et RIBIERE, 2006).

Virus	Découverte	Infection expérimentale	Conséquence de la virose et symptômes
Virus de la paralysie aiguë (ABPV, <i>acute bee paralysis virus</i>)	Lors des études sur le CBPV (1963).	Symptômes de paralysie précoce, mortalités rapides	Affaiblissements, associé à <i>V. destructor</i> en entraînant des mortalités d'ouvrières et du couvain
Virus de la cellule royale noire (BQCV, <i>black queen cell virus</i>)	À partir de larves de reines dans des alvéoles à parois noires (1977).	Dépendant de <i>Nosema. Apis</i> pour l'infection des adultes.	Mortalités d'ouvrières, associé à <i>N. apis</i> . Entraînerait des mortalités de larves de reines
Virus X de l'abeille (BVX, <i>bee virus X</i>)	Lors de l'étude d'autres virus (1974).	Pas de symptôme, raccourcirait la durée de vie des adultes	Mortalités des ouvrières, associées à <i>M. mellificae</i> ,
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 des ouvrières, associées à <i>N. apis</i> ,
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 nuageuses (CWV, <i>cloudy wing virus</i>)	À partir des abeilles aux ailes opaques (1980).	Pas de symptôme précis, études sujettes à controverse.	Conséquences mal connues. La dissémination du virus serait associée à <i>V. destructor</i> .
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, associé à <i>V. destructor</i> , des mortalités des ouvrières et des déformations des abeilles naissantes.
Virus filamenteux (FV, <i>filamentous virus</i>)	À partir d'hémolymphe d'abeilles aux USA (1977).	Pas de symptôme, ni mortalité.	Conséquences mal connues. Virus considéré comme commun mais non pathogène
Virus du Cachemire (KBV, <i>Kashmir bee virus</i>)	À partir des abeilles <i>Apis cerana</i> provenant du Cachemire (1974).	Mortalités très rapides sans symptôme.	Affaiblissements des abeilles associés à <i>V. destructor</i>
Virus du couvain sacciforme (SBV, <i>sacbrood virus</i>)	Virus identifié comme responsable d'une maladie : le couvain sacciforme (1917).	Mortalités de larve en forme de sac.	Affaiblissements des colonies.
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>

6.1.3. Maladies fongiques

Plusieurs champignons peuvent infestés les colonies d'abeilles provoquant ainsi des maladies qui se répercutent sur leur développement :

6.1.3.1. Nosémosé

La nosémosé est une maladie provoquée par une microsporidie du genre *Nosema* qui touche généralement le système digestif de l'abeille adulte provoquant ainsi des diarrhées. Les trois castes peuvent être atteintes. L'agent fongique responsable est *Nosema apis*. Au cours de son cycle évolutif, *Nosema* peut se trouver sous deux formes : au stade végétatif, le

protozoaire se reproduit dans l'organisme de l'abeille et au stade de spore, c'est une forme passive responsable de la transmission de la maladie. Cette maladie est très fréquente dans les régions à hivers longs et humides (RAVAZZI, 2003). Plus récemment deux autres microsporidés ont été mis en évidence : *Nosema cerana* en Europe (HIGES et al., 2006) et *Nosema neumannin. sp.* en Uganda (CHEMURROT et al., 2017).

6.1.3.2. Ascosphérose (ou couvain plâtré)

L'ascosphérose est une maladie causée par un champignon *Ascospaera api*. Il se développe dans le couvain non operculé grâce à une forme végétative appelée mycélium (BARBANÇON, 2002). Les larves infestées sont recouvertes d'un feutrage blanc formé par le mycélium. La larve morte se dessèche et devient dure comme du plâtre : elle est appelée « momie ». Plus tard, la larve prendra la couleur noire ((FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).

6.1.3.3. Aspergillos (ou couvain pétrifié)

L'aspergillos 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'ascosphérose du fait que la couleur des larves momifiées est verdâtre (FAUCON, 1992).

6.1.4. Maladies due aux acariens

Il existe plusieurs acariens dont le cycle est lié de près ou de loin à l'abeille, mais certains d'entre eux peuvent présenter une menace pour les colonies par les maladies qu'ils engendrent. Parmi celles-ci :

6.1.4.1. Acariose

L'acariose est une maladie parasitaire contagieuse de l'appareil respiratoire de l'abeille adulte. Elle est causée par un acarien microscopique *Acarapis woodi*. C'est un parasite interne qui infeste les trois castes (reine, faux bourdon et les ouvrières) (DELFINANDO-BAKER et BAKER, 1984). Le développement et la multiplication de l'acarien amènent avec le temps à l'obturation des trachées d'où une difficulté dans la respiration (BARBANÇON, 2002).

6.1.4.2. Varroase

La varroase (ou varroose) est une maladie redoutable de l'abeille domestique. Elle est due à un acarien hématophage nommé *Varroa destructor*. Cette maladie sera détaillée dans le prochain chapitre.

6.2. Ennemis de l'abeille domestique

Indépendamment des virus, bactéries et parasites qui sont à l'origine des maladies, des animaux divers peuvent exercer une action néfaste sur les abeilles. Certains les chassent et d'autres s'attaquent à leurs produits (pollen et miel) ou à la ruche (BARBANÇON, 2002). Certains mammifères peuvent être des ennemis occasionnels de l'abeille, soit par les perturbations qu'ils causent dans les colonies surtout pendant l'hiver soit par l'attaque aux abeilles ou à leurs provisions tels que l'ours et les souris. Certains oiseaux (comme le guêpier, les hirondelles, le pivert...) ainsi que les lézards et les couleuvres peuvent également se comporter en prédateurs vis-à-vis de l'abeille (RAVAZZI, 2003).

Cependant, les prédateurs occasionnant le plus de dégâts sur le cheptel apicole sont des insectes qui attaquent, soit directement, les abeilles pour les dévorer ou qui attaquent le couvain et la cire. Parmi ces insectes nous pouvons citer :

- Les guêpes et les frelons sont des prédateurs naturels des abeilles
- La fausse teigne : Il existe deux type de fausses-teignes : *Galleria mellonella* (grande fausse-teigne) et *Achroia grisella* (petite fausse-teigne) qui appartiennent tous deux aux insectes lépidoptères. Ce sont de petits papillons de nuit qui pondent dans les ruches et dont les larves se développent dans les rayons de cire. Les larves creusent un réseau de galeries qu'elles tapissent de soie dans tout le rayon (Fig.3). Les abeilles sont incapables de retirer cette soie, les cellules abimées ne peuvent, donc, être réparées et deviennent dès lors impropres autant à la ponte qu'à la mise en réserve du nectar et du miel (FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).

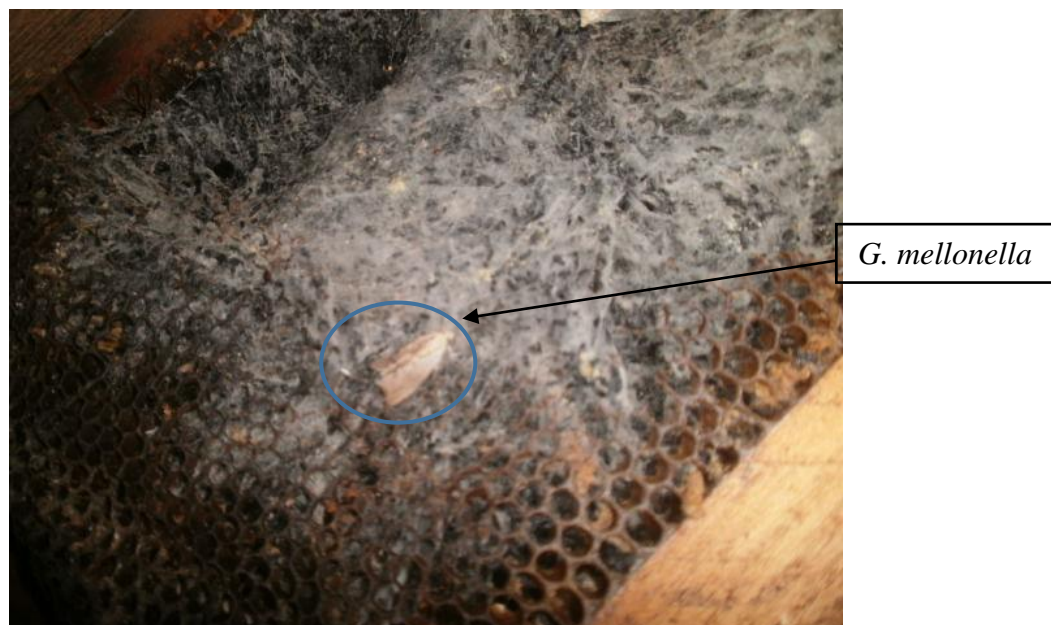


Figure 3 : Fausse teigne *Galleria mellonella* et les dégâts occasionnés sur un cadre bâti (Originale, 2017)

- *Apocephalus borealis* : *A. borealis* est un diptère de très petite taille (2 mm pour un adulte) (Fig 4). Ce moucheron pond ses œufs dans les abeilles ouvrières afin que ses larves s'en nourrissent. Sept jours plus tard l'abeille meurt et en moyenne 13 larves de *A. Borealis* sortent et durant cette période l'abeille est complètement désorientée (CORE et al. 2012).

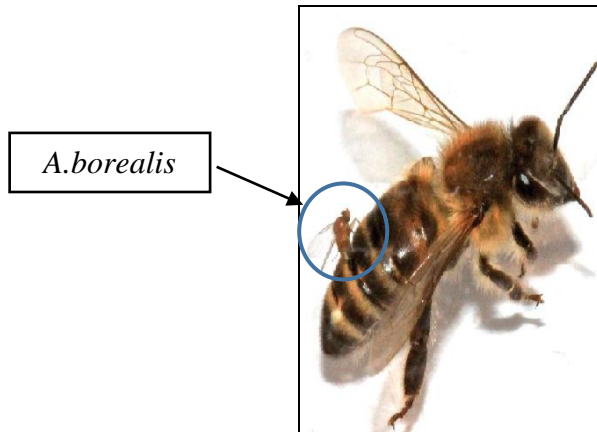


Figure 4 : Abeille parasitée par *A.borealis* (CORE et al., 2012)

- D'autres diptères de la famille des phoridés peuvent également présenter un danger pour l'abeilles *A.mellifera* (HADDAD et al.,2015 ; MENAIL et al., 2016).

- *Aethina tumida* : *A. tumida* est un petit coléoptère (d'où son surnom de petit coléoptère des ruches) originaire d'Afrique du sud, où il parasite les colonies d'abeilles africaines (Fig. 5). Ce coléoptère se développe souvent dans des colonies faibles Il est considéré comme une nouvelle menace pour les ruches et l'apiculture à l'échelle mondiale (NEUMANN et ELZEN, 2004).



Figure 5 : *Aethina tumida* (NEUMANN et ELZEN, 2004) :
a- Face dorsale ; b - Face ventrale

CHAPITRE II

*Généralités sur le parasite
Varroa destructor*

1. Historique sur l'origine du parasite

Le varroa (*Varroa destructor*) est un ectoparasite ayant comme hôte d'origine l'abeille asiatique *Apis cerana*. Il fut découvert pour la première fois, en 1904, par l'entomologiste Edward Jacobson sur l'île de Java. Puis le Dr Oudemans (acarologue hollandais) donna la première description de ce parasite et le nomma *Varroa jacobsoni* en hommage à celui qui l'a découvert pour la première fois (COLIN, 1982). Cependant, la relation existante entre *A. cerana* et cet acarien est dans un état d'équilibre si bien qu'aucune perte de colonie n'a été mentionnée (ROBAUX, 1986). Cette relation est adaptée en raison du développement des mécanismes de défense par l'abeille hôte contre ce parasite (aspects comportementaux et physiologiques) (FAUCON, 1992, HANLEY et DUVAL, 1995 ; RATH, 1999).

Le développement de la transhumance des colonies ainsi que les échanges commerciaux ont permis un contact entre les deux espèces *A. cerana* et l'abeille européenne *A. mellifera* puis le passage du varroa sur cette dernière. Ceci a engendré, par la suite, la propagation de l'ectoparasitose sur tous les continents (COLIN, 1982) à l'exception de l'Australie, de certaines régions d'Afrique et de quelques îles (FAUCON et *al.*, 2007 ; ROBERTS et *al.*, 2017).

2. Systématique du varroa

D'après ROSENKRANZ et *al.* (2010), le genre *Varroa* est représenté par au moins quatre espèces d'acariens ectoparasites obligatoires qui sont :

- *Varroa underwoodi* qui a été décrit pour la première fois chez *A. cerana* au Népal (DELFINADO-BAKER et AGGARWALE, 1987) ;
- *Varroa rindereri* qui a été décrit sur *Apis koschevnikovi* à Bornéo (DE GUZMAN et DELFINADO-BAKER, 1996) ;
- *Varroa jacobsoni*, ectoparasite de l'abeille orientale *A. cerana* à Java et *A. nigrocincta* en Indonésie (ANDERSON et TRUEMAN, 2000) ;
- *Varroa destructor*, parasite de l'*A. mellifera*, anciennement classé par erreur comme *V. jacobsoni*. En effet, des études génotypiques et phénotypiques réalisées par ANDERSON et TRUEMAN, en 2000, ont démontré qu'il s'agit réellement de deux espèces différentes de varroa. L'existence de ces deux espèces distinctes explique les différences d'observation dans les comportements d'infestation et les pathogénicités au sein des populations de varroa, mises en évidence par Anderson dès 1996 (ANDERSON, 2000). Il a été admis, alors que tous les

travaux et publications antérieures à cette date faisant référence à l'infestation d'*A. mellifera* par *V.jacobsoni* avaient en fait comme sujet d'étude *V. destructor*.

Par ailleurs, les travaux de BELAIDI (2011) confirment qu'en Algérie, le varroa qui parasite l'abeille locale *A. mellifera intermissa* est bien *V.destructor*.

Selon ANDERSON et TRUEMAN (2000) la classification du varroa est comme suit :

Embranchement.....	Arthropoda
Sous- embranchement.....	Chelicerata
Classe.....	Arachnida
Sous-classe.....	Acari
Ordre.....	Mesostigmata
Super-famille.....	Dermanyssoidea
Famille.....	Varroidae
Genre.....	<i>Varroa</i>
Espèce	<i>Varroa destructor</i> (ANDERSON et TRUEMAN, 2000)

3. Description

Le varroa est un ectoparasite de l'abeille visible à l'œil nu ; il présente un dimorphisme sexuel important (Fig. 6). Les différents individus du varroa sont :

3.1. La femelle : La femelle mesure 1,1 à 1,2 mm de long sur 1,5 à 1,6 mm de large. Elle est de couleur marron clair à marron foncé. Son corps est de forme elliptique et recouvert de soies plus ou moins longues ou ondulées (COLIN, 1982 ; FERNANDEZ et COINEAU, 2007). Le corps est composé d'un bouclier dorsal et de plaques chitineuses et dures. Il est fortement aplati, ce que lui permet de s'infiltrer et de se fixer entre les tergites abdominaux des abeilles adultes (LE CONTE et FAUCON, 2002).

Sur la face ventrale, la femelle possède quatre paires de pattes courtes qui se terminent par une ventouse. Ces pattes sont constamment repliées sous le corps à l'exception de la première paire qui est en permanence tendue vers l'avant et porte des sensilles. L'appareil buccal est de type piqueur-suceur. Il porte deux chélicères pointues qui perforent la cuticule de l'abeille (ROBAUX, 1986).

3.2. Le mâle : Le mâle est présent seulement dans les cellules du couvain. Il est plus petit que la femelle, il mesure 0,75 à 0,92mm de long sur 0,70 à 0,91mm de largeur. Son corps est de forme arrondie et de couleur jaune clair à blanche. Son appareil buccal n'est pas adapté à la

succion de l'hémolymphe. Les chélicères, modifiées, permettent le transport de spermatophores (FERNANDEZ et COINEAU, 2007).

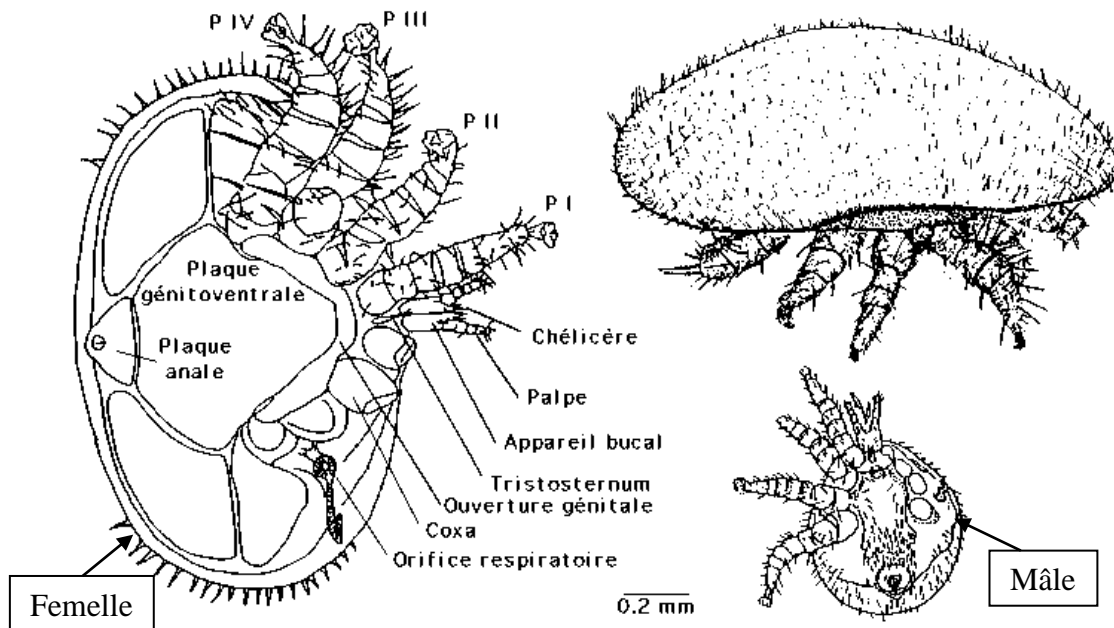


Figure 6 : Femelle *Varroa* adulte en vue ventrale (à gauche) et antérieure (à droite) ; mâle adulte en vue ventrale (en bas) (VANDAME, 1996)

3.3. Les formes immatures : Tout comme le mâle, les formes immatures sont rencontrées à l'intérieur des cellules du couvain de l'abeille. Trois stades immatures sont généralement distingués (Fig. 7) : la larve, la protonympe et la deutonympe (ROBAUX, 1986) :

- **La larve :** La larve le premier stade après l'œuf. Elle est enfermée dans la membrane de celui-ci et débute son développement 24h après la ponte. Elle est inactive et immobile, elle est de forme sphérique et mesure 0.5mm de diamètre.

- **La protonympe :** La protonympe est de couleur blanche et de forme arrondie. Elle possède quatre paires de pattes tendues vers l'extérieure et vers l'avant. Cette protonympe se déplace peu et elle est capable de percer la cuticule de la puppe d'abeille et de se nourrir de l'hémolymphe grâce au développement de ses chélicères. A ce stade, il est difficile de distinguer le mâle de la femelle.

- **La deutonympe :** La deutonympe prend l'aspect général propre à son sexe. Les pattes restent rigides et dirigées vers l'avant. Elle se déplace un peu plus que la protonympe et elle ne s'arrête pas de s'alimenter.

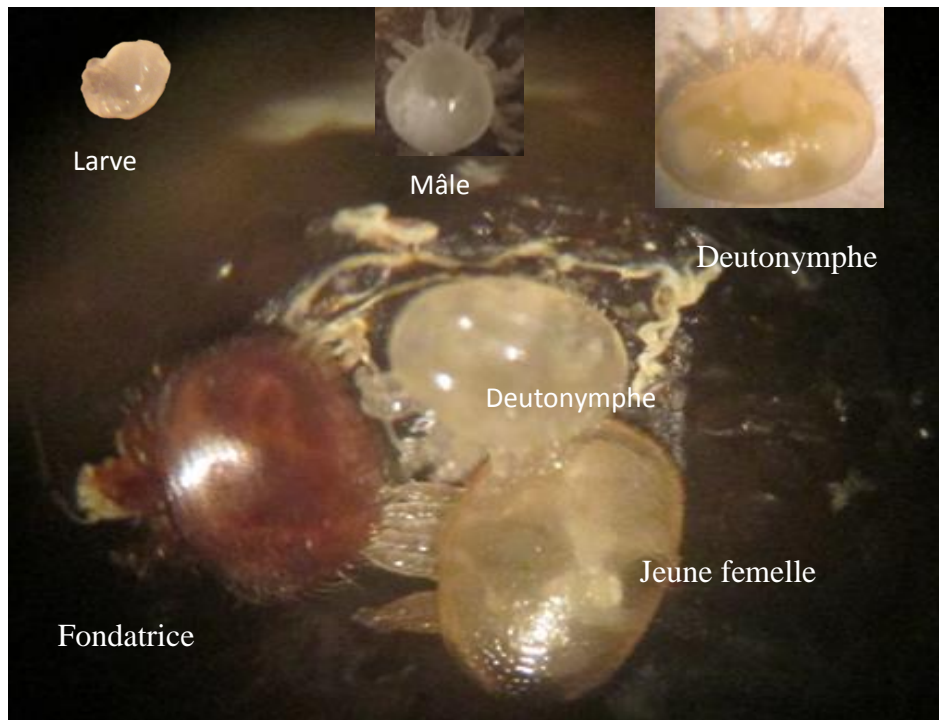


Figure 7 : Les différents stades de développement de *V. destructor* au fond de l'alvéole (Gx40) (Originale, 2016)

4. Cycle de développement

Le cycle de développement du parasite s'effectue parallèlement à celui de l'ouvrière ou de faux bourdons durant la phase de couvain operculé (Fig. 8). La femelle varroa appelée « fondatrice » est l'individu clef du cycle de développement de l'acarien. Son cycle de vie est rythmé par l'alternance entre la phase phorétique et la phase de reproduction (VANDAME, 1996 ; CALIS *et al.*, 1999).

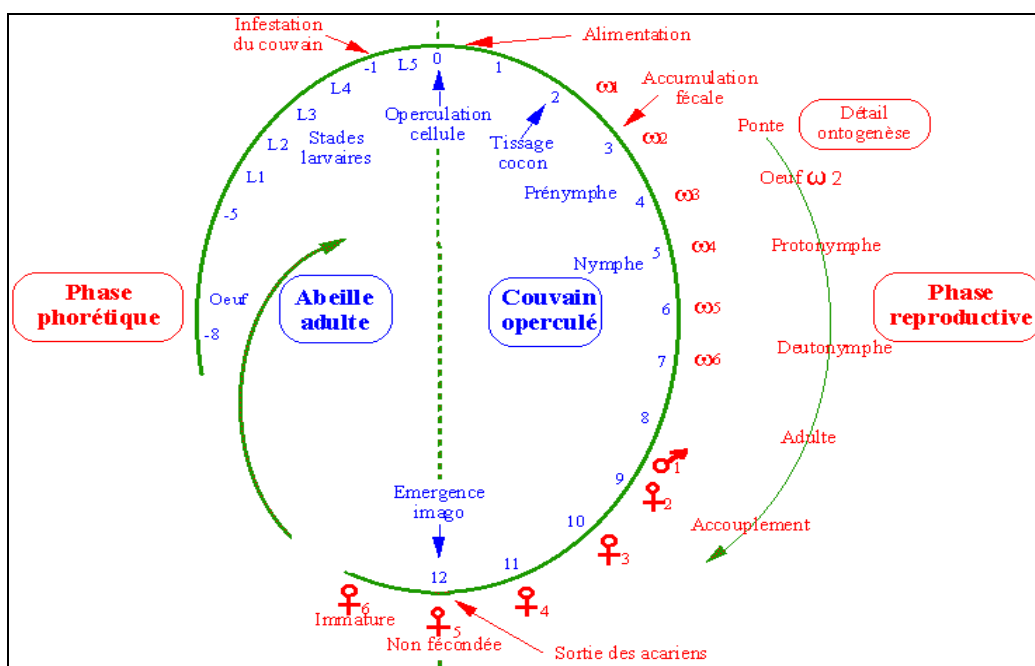


Figure 8 : Cycle de vie de *V. destructor* (VANDAME, 1996)

4.1. Phase de reproduction

La phase de reproduction dure de l'operculation à l'émergence de l'abeille. La femelle appelée "fondatrice" pénètre à l'intérieur de cellules du couvain operculé pour se reproduire, 15 à 20 heures avant l'operculation pour les cellules d'ouvrières et entre 45 à 50 heures pour les cellules contenant les mâles (IFANTIDIS, 1988 ; BOOT et *al.*, 1992). La femelle se glisse alors sous la larve et s'immerge dans la gelée larvaire ; elle est ainsi à l'abri des abeilles (IFANTIDIS, 1988). Selon COLIN (1982), il est assez fréquent de trouver cinq à dix femelles dans une alvéole de Faux-bourdon.

4.1.1. Facteurs influençant l'entrée de la fondatrice dans le couvain

Plusieurs auteurs ont mis en évidence l'influence de certains facteurs sur l'entrée de la fondatrice dans le couvain. Il s'agit de :

4.1.1.1. Facteurs éthologiques : Afin d'entrer dans le couvain, la fondatrice doit se trouver à quelques millimètres seulement de la cellule (alvéole). Pour ce faire, la femelle préfère les abeilles nourrices qui sont en contact avec le couvain (KRAUS et *al.*, 1986).

D'autre part, les cellules du couvain de faux-bourdons sont plus attractives que celles des ouvrières (BOOT et *al.*, 1995 ; CALDERONE et *al.*, 2001 ; CALIS et *al.*, 2006). Alors que les cellules royales sont moins infestées grâce à l'action répulsive de la gelée royale y présente (HARIZANIS, 1991 ; CALDERONE et *al.*, 2002).

4.1.1.2. Facteurs chimiques : LE CONTE et *al.* (1989) ont mis en évidence l'attractivité de trois esters (le palmitate de méthyle, le palmitate d'éthyle et Linoléate de méthyle) pour le varroa par la larve L₅ de l'abeille. Ces substances (kairomones) sont sécrétées par le couvain pour déclencher l'operculation des cellules. Dans les couvains de mâle et d'ouvrière, la sécrétion de ces kairomones est très faible chez les jeunes larves puis s'intensifie peu avant l'operculation de la cellule. Tandis que, le couvain de la reine sécrète une quantité importante de l'oléate de méthyl qui est répulsif pour l'acarien (TROUILLER et *al.*, 1994).

4.1.1.3. Facteurs mécaniques : la taille des alvéoles du couvain ainsi que la distance entre la larve et le bord de la cellule influencent sensiblement l'infestation (GOETZ et KOENIGER, 1993 ; CALIS et *al.*, 2006). De ce fait, la fondatrice manifeste une nette préférence pour le couvain du mâle (LE CONTE et ARNOLD, 1987).

4.1.1.4. Facteurs thermiques : les facteurs thermiques jouent également un grand rôle dans l'attractivité de varroa. En effet, selon LE CONTE et ARNOLD (1988), le thermopréférendum du varroa qui est compris entre 31,3 et 34,2°C correspond bien à la

température du couvain d'abeilles et à la température du corps des ouvrières (32,4°C sur le thorax et 31°C sur l'abdomen). Par contre des températures très élevées inhibent sa reproduction.

4.1.2. La ponte de la fondatrice

Durant les cinq heures qui suivent l'operculation de la cellule, la larve va finir de consommer la gelée qui se trouve au fond de l'alvéole libérant ainsi la femelle varroa (COLIN, 1982 et DONZE, 1995). Cette dernière va se déplacer sur la larve puis commence à se nourrir de l'hémolymphe et à déféquer en concentrant ses fèces sur une petite zone de l'alvéole proche de la zone anale de la nymphe d'abeille. Cette accumulation fécale (AF) sera d'une grande importance tant pour la fondatrice que pour les descendants (Fig.9) ; c'est un lieu de rendez-vous pour l'accouplement (SIMONEAU, 2004).

La fondatrice pond pour la première fois soixante à soixante-dix heures après l'operculation (LAURENT et SANTAS, 1987 ; DONZE, 1998a). Les pontes se succèdent toutes les 30 heures (DONZE, 1995).

Selon IFANTIDIS (1997), une femelle varroa peut pondre au maximum sept œufs dans les cellules de faux-bourdon et 6 dans les alvéoles de l'ouvrière. Le premier œuf pondu dans chaque cycle de reproduction donne toujours un mâle tandis que tous les descendants suivant se développent en femelles (DONZE et *al.*, 1998b). Toutefois, les données de la littérature nous apprennent que le nombre d'œufs pondus par des femelles transférées successivement d'une cellule de couvain à une autre, est de 30 (DE RUIJTER, 1987).

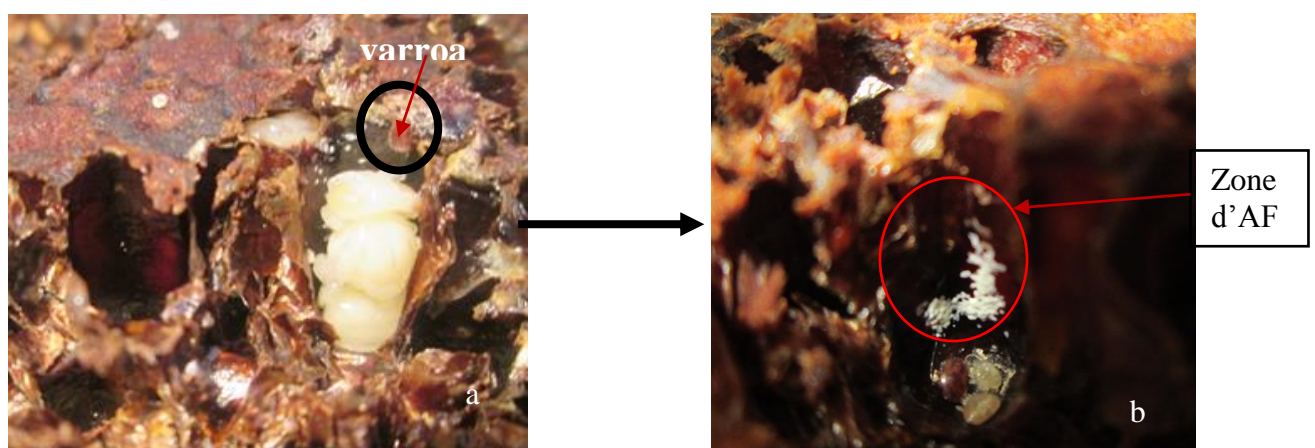


Figure 9 : Coupe transversale d'une alvéole infestée par varroa (G x40) (Originale, 2016) :

- a- Nymphe dans alvéole infestée
- b- Zone d'accumulation fécale (AF)

4.1.3. Développement de la descendance et accouplement

Vingt-quatre heures après la ponte, une larve devient apparente à l'intérieur de l'œuf. La transformation de cette larve en protonympe se déroule en 24 heures. Cette phase dure trois jours pour le mâle et cinq jours pour la femelle. Le stade deutonympe persiste un jour ou deux puis se développe en adulte. La durée de développement du parasite est de 8 à 9 jours pour une femelle et de 6 à 7 jours pour un mâle (COLIN, 1982 ; ROBAUX, 1986). Le mâle devient sexuellement mature en premier et s'accouple successivement avec les jeunes femelles adultes (DONZE et *al.*, 1998b). Selon VANDAME (1996), une femelle varroa ne peut être fécondée que dans l'alvéole où elle est naît.

4.2. Phase phorétique

Cette phase correspond à la période comprise entre la sortie du varroa de la cellule et de son entrée dans une autre cellule (MARTIN, 2003).

A l'émergence, l'abeille désopercule son alvéole et libère en général la fondatrice et une ou deux filles matures, tandis que les filles immatures et le mâle meurent dans l'alvéole (VANDAME, 1996). Les jeunes femelles adultes quittent l'alvéole du couvain et infestent rapidement des nourrices ce qui leur permet d'être transportées jusqu'à une nouvelle alvéole du couvain sur le point d'être operculée et le cycle recommence (Fig.10).

Les femelles varroa réalisent en général 2 à 3 cycles de reproduction au cours de leur vie (FRIES et ROSENKRANZ, 1996).

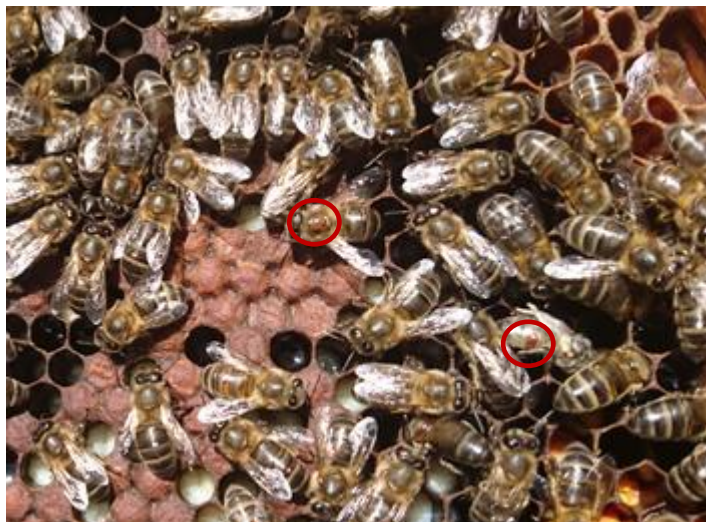


Figure 10 : Varroa sur une abeille adulte (Originale, 2017)

La phorésie constitue une phase propice en attendant l'infestation du couvain pour un nouveau cycle de reproduction. Selon LE CONTE et FAUCON (2002), la phase phorétique

permet la dissémination de l'espèce et la propagation la plus opérante est réalisée avec les apiculteurs lors des transhumances et l'essaimage des colonies parasitées.

Par ailleurs, la durée de la phase phorétique dépend du nombre d'alvéoles du couvain disponible pour entamer la phase de reproduction. Elle est de 4 à 11 jours en période d'été (COLIN, 1982 et MARTIN, 1998) à plusieurs mois en hiver (LE CONTE et FAUCON, 2002).

4.3. Durée de vie du varroa

Selon ROBAUX (1986), la durée de vie du parasite *V.destructor* est de 2 à 3 mois en été et de 4 à 6 mois en hiver. En absence de l'hôte, la durée de vie des femelles dépend essentiellement de conditions climatiques telles que la température qui varie de 13 à 25°C et le taux d'humidité de 65 à 70%. Cependant, il est à noter que les femelles varroa survivraient dans une ruche vide, environ 7 jours. Par contre à l'extérieur de la ruche, à une température de 28°C et une humidité de 85%, elles peuvent survivre sans nourriture durant une période de 9 jours. Mais à 35°C et 50% d'H.R, leur durée de vie est moins de 24 heures. Au-delà de 40°C, elles meurent en quelques heures seulement.

Les résultats des travaux réalisés par CATALAYUD et VERDU en 1994, montrent que la durée de vie moyenne de l'acararien est de 31 à 90 jours dans les conditions optimales.

5. Pathogénie chez l'hôte

Après la première infestation d'une colonie d'abeille, la population de varroa d'une colonie peut atteindre des niveaux très élevés en quelques années seulement (FRIES et *al.*, 2003). La croissance de la population est très variable et dépend de caractéristiques de l'hôte et de l'environnement. Des différences notables de dynamique des populations peuvent être observées également entre les régions tempérées et tropicales (DE JONG et *al.*, 1984). En climat tempéré, les colonies infestées par le varroa qui ne sont pas traitées peuvent s'effondrer sur une période de quelques mois à quelques années (LE CONTE et *al.*, 2010).

5.1. Au niveau de l'individu (l'abeille)

Selon RAMSEY et *al.* (2019), *V.destructor* ne se nourrit pas seulement d'hémolymphe mais apprécie particulièrement le corps gras des abeilles mellifères. Ce qui permet de comprendre sa préférence aux nourrices, dont le corps adipeux est plus important que celui des butineuses. La présence du varroa dans une colonie d'abeilles présente, également, des effets multiples et considérables. En effet, il peut y avoir trois actions pathogènes : action mécanique, prédatrice (spoliatrice) et vectrices (inoculatrice).

5.1.1. Action mécanique

Les abeilles parasitées par un ou plusieurs varroa se trouvent gênées dans l'accomplissement de leurs tâches (diminution de la capacité de vol ainsi que de leur activité dans la ruche) ce qui entraîne la réduction de leur durée de vie (FERNANDEZ et COINEAU, 2007).

5.1.2. Action spoliatrice

La prise répétée de l'hémolymphe au cours du développement de l'abeille affaiblit celle-ci et perturbe son métabolisme. COLIN (1989) signale une diminution du taux de protéines de la nymphe pouvant aller jusqu'à 20%. D'autre part, le nombre d'hémocytes est réduit (GAREDEW et *al.*, 2004 ; MAGDA et *al.*, 2006 ; BELAIDI, 2011), la taille des glandes hypopharyngiennes (responsable de la production de la gelée royale) est atrophiée (PINTO et *al.*, 2011) et les ailes sont déformées (BOWEN-WALKER et *al.*, 1999).

L'action spoliatrice porte également sur la baisse du poids des abeilles infestées (SCHNEIDER et DRESCHER, 1987).

5.1.3. Action vectrice

Selon BOWEN-WALKER et *al.* (1999), les lésions de la cuticule occasionnées par la piqûre de *V.destructor* constituent une porte d'entrée pour l'invasion d'autres agents pathogènes. L'acararien peut ainsi transmettre plusieurs virus parmi ceux-ci : le virus des ailes déformées (DWV) (Fig.11) et le virus de la paralysie aigue (ABPV).

Il est capable de transporter des spores de *Paenibacillus larvae* (agent responsable de la loque américaine) à la surface de son corps (VANDAME, 1996).



Figure 11 : Jeune ouvrière avec des ailes déformées (Originale, 2017)

5.2. Au niveau de la colonie

Quand l'infestation de la colonie d'abeilles par le parasite est faible, aucun symptôme clinique n'est visible et le parasite peut ne pas être détecté par l'apiculteur. Mais plus l'infestation est importante, plus les symptômes sont apparents. La surface du couvain est réduite et se présente souvent en mosaïque. Les ouvrières et les faux-bourçons naissent avec des ailes déformées, des abdomens de tailles réduites et le corps peut être noir et dépourvu de poils. Ces abeilles sont incapables de voler et se retrouvent trainées au sol. La colonie perd alors toute organisation sociale (ROBAUX, 1986). De ceci en découlent des colonies réduites à une poignée d'abeilles, encore entourées de réserves de nourriture, souvent avec un début d'élevage de couvain que les ouvrières n'arrivent pas à maintenir en vie.

Une colonie fortement infestée durant la saison estivale, aura beaucoup de difficulté à produire des jeunes abeilles en parfaite santé à l'automne et ne survivra pas durant l'hiver (FRIES et *al.*, 2003). Certaines colonies, peuvent s'effondrer graduellement au bout de deux saisons (FRIES et *al.*, 2006).

6. La lutte contre Varroa

Pour lutter contre le varroa il est impératif d'examiner le couvain ainsi que les abeilles adultes afin de le dépister dans la colonie prise en considération. Différentes étapes peuvent être considérées :

6.1. Dépistage

La lutte contre varroa doit d'abord commencer par un dépistage afin de déterminer la présence ou l'absence du parasite et également évaluer le taux et le niveau d'infestation dans certain cas (SIMONEAU, 2004). Les méthodes de dépistage sont variables et certaines demandent à l'apiculteur une bonne connaissance de la biologie du varroa et de l'abeille. Il s'agit d'évaluer le taux de parasitisme dans une colonie avant et après traitement (ROBEAU 1986). Selon DEVLIN (2004), plusieurs méthodes sont disponibles et elles ont chacune leur niveau de sensibilité. Parmi ces méthodes :

➤ **Inspection visuelle** : A la suite de l'ouverture de la ruche, il faut bien observer les abeilles sur les cadres du couvain. Les varroas peuvent être vus entre les segments abdominaux de l'abeille (BOUCHER, 2004).

➤ **Examen du couvain** : Cette méthode consiste à prélever des acariens qui se trouvent dans les cellules du couvain operculé (de préférence celles des mâles). Cette méthode donne une idée sur le taux de parasitisme du couvain ou bien le taux d'infestation de celui-ci.

➤ **Examen des abeilles** : Cette méthode nous permet d'évaluer le taux d'infestation des abeilles adultes. Elle consiste à prélever un échantillon d'abeilles (environ 200 abeilles), les placer dans un bocal contenant de l'alcool à 70° à 80° ou bien de l'eau additionné de détergent. Après avoir bien agité le mélange, les varroa tombés sont ainsi comptabilisés. Leur pourcentage par rapport aux abeilles prélevées nous renseigne sur le degré d'infestation de la colonie (DE JONG *et al.*, 1982).

➤ **La chute naturelle par pose des langes** : la pose des langes graissés recouverts d'une grille sur les planchers de la ruche pour quelques jours, leur lecture et leur remplacement permet d'estimer la mortalité journalière de l'acarien. L'avantage de cette méthode est le fait qu'on puisse récolter les varroas morts à n'importe quelle période de l'année (ROBEAU, 1986 ; CHAPLEAU, 2006). Cette méthode est parmi toutes les méthodes d'estimation de la population de *V.destructor*, la moins fastidieuse et contrairement aux méthodes impliquant le décompte de *Varroa* sur les abeilles adultes et dans le couvain, elle n'est pas destructive. Pour ces deux raisons, elle présente l'avantage de pouvoir être mise en œuvre en continue et par les apiculteurs eux-mêmes.

6.2. Moyens de lutte contre le parasite

Lorsqu'une colonie d'abeilles infestée par des varroas n'est pas traitée efficacement contre ce parasite, cette colonie s'effondrera au bout de quelques années (FRIES *et al.*, 1996). De ce fait, une fois la présence du varroa est détectée dans une ruche, des mesures doivent

être envisagées afin de limiter la propagation de la varroase et sauver en parallèle les colonies atteintes. Ces mesures font appel le plus souvent à des molécules chimiques ainsi qu'à l'utilisation de méthodes de lutte naturelle et biotechnique.

6.2.1. Lutte chimique

Depuis l'apparition du varroa, plusieurs molécules chimiques ont été mises en application dans plusieurs pays du monde. Les plus appliquées sont à base de Fluvalinate (Apistan®, Klarton®), d'Amitraz (Apivar®), de Fluméthrine (Bayvarol®) et de Coumaphose (Perizin®).

L'utilisation unique et répétée d'une matière active a engendré le développement des résistances acquises par *V.destructor*. Ainsi, l'efficacité de la plupart des acaricides chimiques utilisés varie entre 60 à 95% (ROSENKRANZ *et al.*, 2010). De plus, il a été constaté que certains résidus d'acaricides et certains métabolites issus de la dégradation de

ces molécules s'accumulent dans la cire (BOGDANOV et *al.*, 1995), et parfois même ils contaminent les produits de la ruche (LE CONTE et FAUCON, 2002).

6.2.2. Lutte naturelle

Le phénomène de résistance aux molécules chimiques a obligé les apiculteurs à s'orienter vers la lutte naturelle en se basant sur :

6.2.2.1. Application des acides organiques

Des chercheurs se sont intéressés à étudier les effets acaricides de certains acides organiques, naturellement présents dans le miel.

➤ **L'acide oxalique** : ou acide éthanedioïque, est présent dans le miel avec une valeur de 10 à 119 mg/kg selon les origines florales. Cette molécule est hydrosoluble et non volatile, elle présente trois modes d'application : dégouttement, pulvérisation (IMDORF et *al.*, 1997 ; CHARRIERE et *al.*, 1998a) et évaporation (IMDORF et *al.*, 2003), ou bien par insertion des bandelettes (BOUCHER, 2004). Son efficacité est estimée à 95% et 98% en absence du couvain (BARBANÇON et MONOD, 2005 ; MAHMOOD et *al.*, 2012). Toutefois, ce produit est toxique pour l'homme et nécessite beaucoup de précautions lors de son application.

➤ **L'acide formique** : L'acide formique, ou acide méthanoïque est une molécule hydrophile et très volatile, présente dans les miels entre 17 et 284 mg/kg. Son intérêt réside dans le fait qu'il atteint les varroas à l'intérieur des alvéoles operculées. Néanmoins, un traitement effectué au printemps augmente la concentration du miel en acide formique jusqu'à 417mg/kg. Des résidus d'un tel niveau peuvent modifier le goût du miel (à partir de 300mg/kg), l'utilisation de ce traitement est en conséquence conseillée en hiver (BOGDANOV et *al.*, 2002). D'autre part, l'acide formique présente une forte toxicité pour l'Homme (le port des vêtements et lunettes de protection sont obligatoires) et entraîne également une perte d'abeilles de 5% ou plus lors de son utilisation (HANLEY et DUVAL, 1995).

➤ **L'acide lactique** : ou acide 2-hydroxypropanoïque est une molécule hydrophile et non volatile. Comme l'acide oxalique, cette molécule peut être utilisée par dégouttement ou pulvérisation sur les abeilles. Le traitement doit s'opérer pendant l'hiver quand la température ambiante est supérieure à 4°C. Le dosage doit être précis car il peut provoquer la mortalité des abeilles (KRAUS et BERG, 1994).

6.2.2.2. Application des huiles essentielles

Les huiles essentielles, appelées aussi essences, sont des mélanges de substances aromatiques produites par de nombreuses plantes et présentes sous forme de minuscule gouttelettes dans les feuilles, la peau des fruits, la résine, les branches et le bois (PADRINI et LUCHERONI, 1996). IMDORF et *al.* (1999) ont testé 150 huiles essentielles et composants d'huiles essentielles mais peu d'entre elles se sont montrées efficaces lors de leur utilisation sur ruche en condition de terrain. Parmi tous les composants testés, c'est le thymol qui a donné le meilleur résultat. A partir de là, différentes formulations ont fait leur apparition et sont utilisées pour lutter contre le varroa à savoir : Apilife VAR (IMDORF et *al.*, 1994), Apiguard (TROUILLER, 2000) et Thymovar (BOLLHADER, 1998).

Selon KOTWAL et *al.* (2013), les huiles essentielles sont des sous-produits du métabolisme secondaire de certaines plantes. Les plantes ont développé l'utilisation potentielle de ces huiles pour se défendre. Elles présentent une efficacité variable selon les molécules, leur association et les dosages utilisés. Néanmoins leur utilisation en combinaison avec plusieurs huiles essentielles et d'autres principes actifs pourrait fournir des solutions dans la gestion de la lutte contre *Varroa destructor* et ses souches résistantes.

6.2.2.3. Lutte avec des champignons

Les champignons ont été également objet de recherche pour évaluer leur efficacité dans la lutte contre cette parasitose. RODRIGUEZ et *al.* (2009) ont étudié, au laboratoire, l'effet acaricide de deux champignons *Beauveria bassiana* et *Metharhizium anisopliae*. Ces champignons ont donné des résultats satisfaisants et prometteurs comme un nouveau moyen de lutte alternative.

6.2.3. Lutte biotechnique

Certaines possibilités de lutte contre la varroase découlent de certaines techniques apicoles qui peuvent être réalisées par l'apiculteur lui-même. Ces méthodes sont actuellement de plus en plus étudiées dans le monde. Elles se basent essentiellement sur une parfaite connaissance du cycle biologique du varroa d'une part et de celui de l'abeille d'autre part. Parmi ces méthodes :

6.2.3.1. Utilisation du plateau grillagé

La première mesure mécanique permettant de réduire la progression de la population de *V.destructor* est d'équiper les ruches d'un plateau grillagé, à maillage suffisamment fin pour laisser passer les varroas mais pas les abeilles. En effet, régulièrement des varroas chutent au

fond de la ruche (épouillage, chute au moment de l'émergence de la jeune abeille, *etc.*). Incapable de regagner la colonie par leurs propres moyens, les acariens restent alors prisonniers au fond de ces plateaux (CHAPLEAU, 2003).

6.2.3.2. Blocage de ponte de la reine

Selon FAUCON (1992), l'arrêt de la ponte de la reine perturbe et interrompt la multiplication des femelles varroa. Pour ce faire, il est conseillé de limiter la ponte de la reine sur un cadre, en 3 à 4 fois sur une période de 4 semaines et de détruire ce couvain. Cette destruction anéantit du même coup 80 à 95% des varroas présents dans la colonie.

6.2.3.3. Retrait du couvain de mâle

Cette méthode met à profit l'attraction préférentielle des femelles varroa (fondatrices) envers le couvain de mâle. La méthodologie de base consiste à introduire un cadre de couvain de mâle dans la colonie et le laisser jusqu'à l'operculation. Une fois operculé, il suffit de le retirer et de le détruire. Ce type d'intervention vise à freiner le développement des populations de varroas au début de la saison apicole et de diminuer ainsi la pression d'infestation au cours de l'été (CHARRIERE *et al.*, 1998b).

6.2.3.4. Formation de jeunes nucléi

D'après CHARRIERE (1998), la formation de jeunes nucléi (essaimage) est aussi une mesure biotechnique efficace pour retirer une partie non négligeable des varroas de la colonie mère. D'ailleurs, en formant un jeune nucléus la quantité de varroa n'est pas modifiée mais elle est répartie entre deux colonies et le taux d'infestation des abeilles est ainsi diminué (CHARRIERE *al.*, 1998c).

6.2.3.5. Sélection des abeilles tolérantes ou résistantes au *V.destructor*

La sélection est basée sur les comportements et les caractéristiques génétiques des abeilles contribuant à la résistance. Les plus étudiés sont :

- L'attraction du couvain pour le varroa ;
- L'agressivité ;
- La mutation des varroas ;
- La durée de temps d'operculation du couvain ;

- Le comportement hygiénique : il désigne la capacité qu'ont les ouvrières à se débarrasser des cadavres d'abeilles et à éliminer le couvain atteint. L'éviction des larves malades provoque la mort des immatures ; les fondatrices en revanche peuvent s'échapper et

se réfugier dans une autre cellule ou sur une ouvrière adulte (FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).

- Le comportement d'épouillage ou de toilettage : Une abeille est capable d'éliminer une partie des varroas phorétiques, soit sur elle-même (auto-toilettage), soit sur une de ses consœurs (allo-nettoyage) (FERNANDEZ et COINNEAU, 2007).



**Partie
Expérimentale**

*Présentation de la région
d'étude*

1. Situation géographique de la région d'étude

Notre étude a été réalisée dans la région de Tizi-Ouzou (Grande Kabylie), située dans la partie centrale de l'atlas tellien au Nord de l'Algérie. Cette région est à une distance de 100km à l'est de la capitale Alger et au nord de la chaîne de Djurdjura, entre les latitudes 36°20'N et 36°40'N et les longitudes 3°40'E et 4°35'E. Elle est bordée au Nord par la mer méditerranéenne, à l'Est par la wilaya de Bejaia, à l'Ouest par la wilaya de Boumerdès et au sud par la wilaya de Bouira (Fig.12).

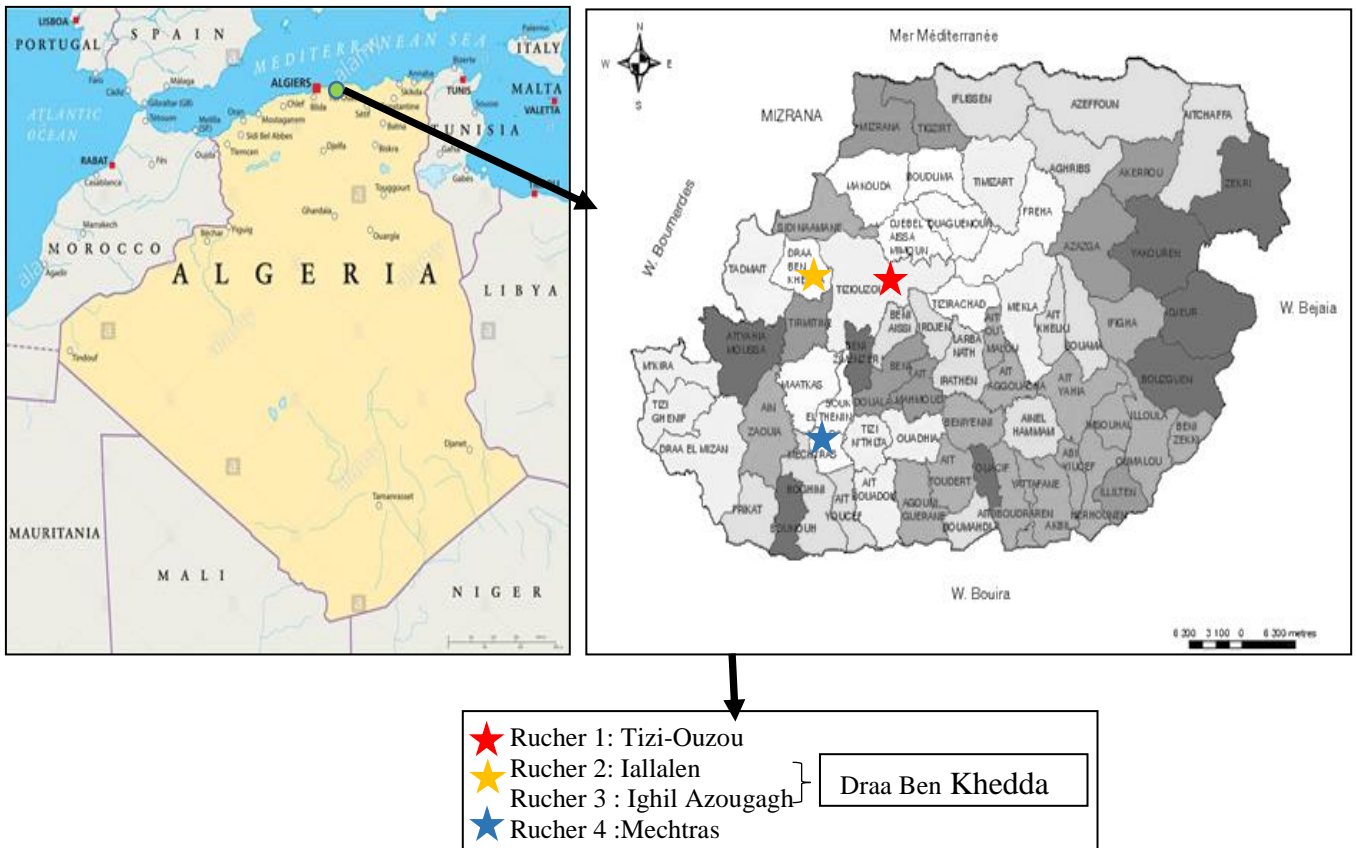


Figure 12 : Présentation de la région d'étude (Google maps, 2018)

2. Présentation des ruchers d'études

Nos différentes expériences sont réalisées sur des différents ruchers qui sont :

2.1. Rucher 1

Ce rucher appartient à un apiculteur privé. Il est situé au village Azib Ahmed à 2km au sud de la ville de Tizi-Ouzou (Fig.13).

2.2. Rucher 2

C'est un rucher qui appartient à un apiculteur privé. Il est situé au village Iallalene à 100m de la commune de Draa Ben Khedda. Cette dernière se trouve à 11km à l'ouest de Tizi-Ouzou à 56m d'altitude. Elle est délimitée au Nord par la commune de Sidi Naamane, au

Sud par la commune de Termitine, à l'Est par la commune de Tizi-Ouzou et à l'Ouest par la commune de Tadmaït (Fig.14).



Figure 13 : Rucher de Tizi-ouzou (Originale, 2017)



Figure 14 : Rucher d'Iallalene (Originale, 2017)

2.3. Rucher 3

C'est un rucher qui appartient à un apiculteur privé. Il est situé au village Ighil Azougagh à environ 400km d'altitude. Ce village est à 5km de la commune de Draa Ben Khedda, sur la route menant vers Sidi Ali Bounab (Fig.15).

2.4. Rucher 4

Le rucher 4 est situé au niveau du centre de formation professionnel (CFPA) de Mechtras qui est une commune située à 32km au sud du chef-lieu de la wilaya de Tizi-Ouzou

à 389 m et entre les latitudes 36°, 32' 41 nord et 18' Est. Cette commune est délimité à l'est par la commune de Tizi-N'Tleta, au sud par Assi Youcef, Sud-Ouest et l'Ouest par la commune de Boghni et au Nord par la commune de Souk El Tenine (Fig.16).



Figure 15 : Rucher d'Ighil Azougagh (Originale, 2017)



Figure 16 : Rucher de Mechtras (Originale, 2017)

3. Facteurs écologiques

Les Facteurs écologiques jouent un rôle important dans le développement de la faune et de la flore, parmi lesquels peuvent être cités : les facteurs abiotiques et les facteurs biotiques.

3.1. Facteurs abiotiques

Les facteurs abiotiques sont des facteurs indépendants de la densité qui agissent sur les organismes avec une intensité qui ne dépend pas de leur abondance (DAJOZ, 2006). Ils sont représentés par les facteurs climatiques : températures, précipitations, humidité et vent.

3.1.1. Caractéristiques climatiques

Le climat joue un rôle essentiel dans les milieux naturels, il intervient en ajustant les caractéristiques écologiques des écosystèmes (RAMADE, 1993). Les divers facteurs climatiques jouent un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivant en exerçant des actions sur la physiologie, le comportement des insectes ainsi que des autres animaux (FAURE et *al.*, 1980 ; DAJOZ, 1998). Aussi, IMDORF et *al.* (1996) rappellent que le climat, avec toutes ses composantes, joue un rôle important dans le développement du couvert végétal en général et de la flore mellifère en particulier. Il est considéré comme étant un facteur majeur dans la régulation du cycle biologique des abeilles. En effet, l'activité de butinage des abeilles est fortement influencée par les facteurs externes de l'environnement tels que la température, l'humidité relative de l'air, le vent et la pluie.

D'une manière générale, le climat de la région de Tizi-Ouzou est de type méditerranéen, caractérisé par un été chaud et sec et un hiver froid et pluvieux. Les données climatiques de la région d'étude ont été recueillies au niveau de la station météorologique de Boukhalfa (Tizi-Ouzou).

3.1.1.1. Température

La température est l'élément du climat le plus important étant donné que les processus métaboliques en dépendent. Des phénomènes comme la photosynthèse, la respiration, la digestion dont la réaction sont en fonction de la température. La grande majorité des êtres vivants ne peut subsister que dans un intervalle de températures comprises entre 0 et 50°C (DAJOZ, 2006). Selon DREUX (1980), la température joue le rôle le plus important que tous les facteurs climatiques.

Les températures minimales, maximales et moyennes de la région de Tizi-Ouzou enregistrées durant les deux années d'étude 2016 et 2017 sont présentées dans la figure suivante :

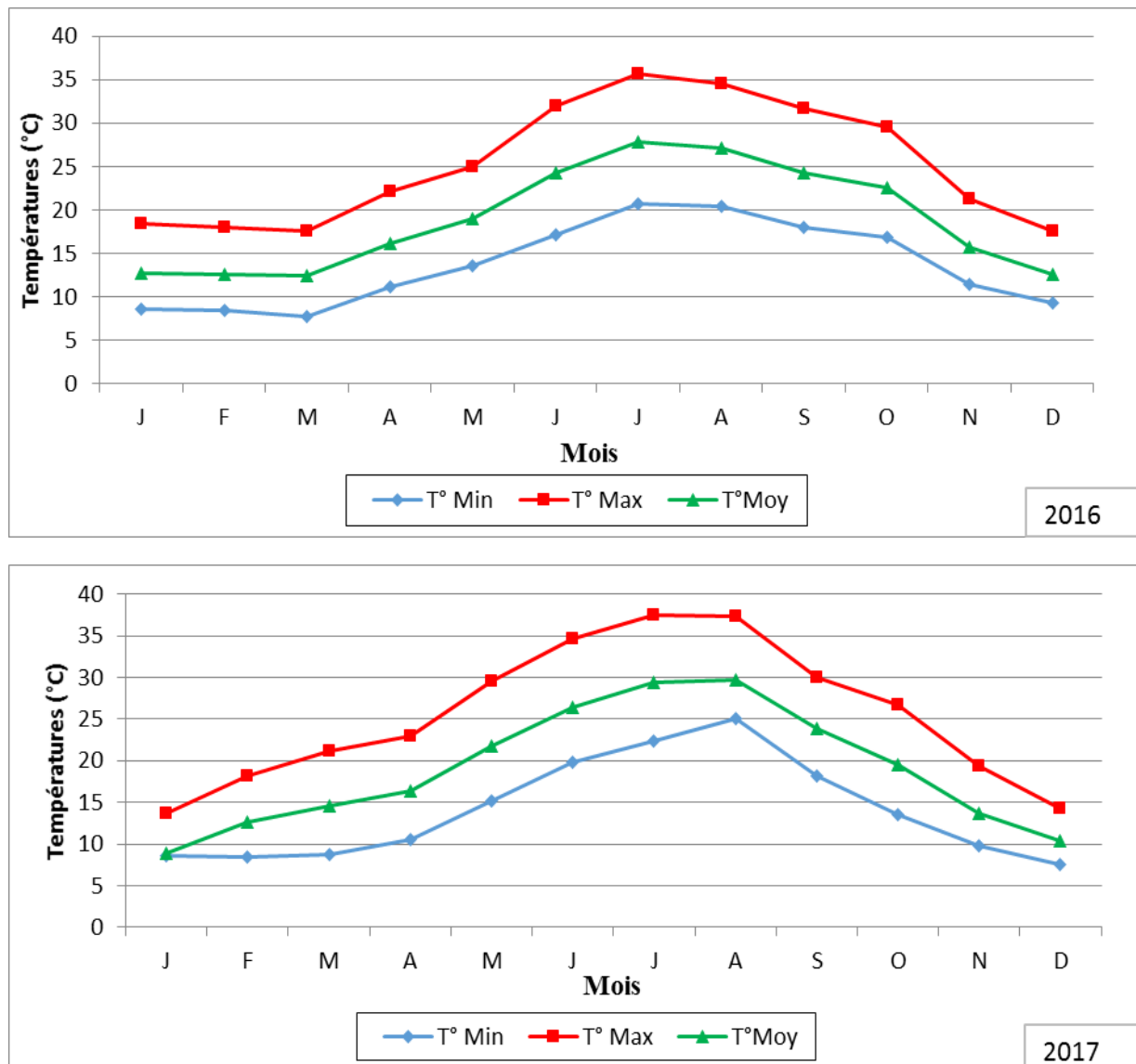


Figure 17 : Variation des températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Tizi-Ouzou durant les années d'étude 2016 et 2017 (O.N.M.T.O., 2018)

D'après la figure 17, nous constatons que durant les deux années de notre expérimentation la température varie d'un mois à un autre. En 2016, les mois les plus chauds sont les mois de juillet et août avec des températures moyennes mensuelles de 29,4°C et 29,7°C respectivement. Les mois les plus froids sont décembre et janvier avec 10,4°C et 8,9°C respectivement. En ce qui concerne l'année 2017, les températures moyennes mensuelles les plus élevées sont notées aux mois de juillet et août avec 27,9°C et 27,1°C respectivement. La température moyenne mensuelle la plus basse est de 12,6°C enregistrée aux mois de février et décembre.

3.1.1.2. Pluviométrie

La pluviométrie constitue un facteur écologique fondamental. En méditerranée le régime des précipitations est hivernal et les pluies annuelles tombent surtout durant les trois mois d'hiver (RAMADE, 1990).

Selon FAURIE *et al.* (2003), la pluviosité est l'un des principaux éléments du climat qui agit sur les végétaux dont se nourrit la faune, mais en plus elle est responsable de la présence voir de la concentration de certains animaux dans un milieu donné.

Les valeurs mensuelles de précipitations (mm) enregistrées dans la région de Tizi-Ouzou durant les années d'études 2016 et 2017 sont présentées dans la figure suivante :

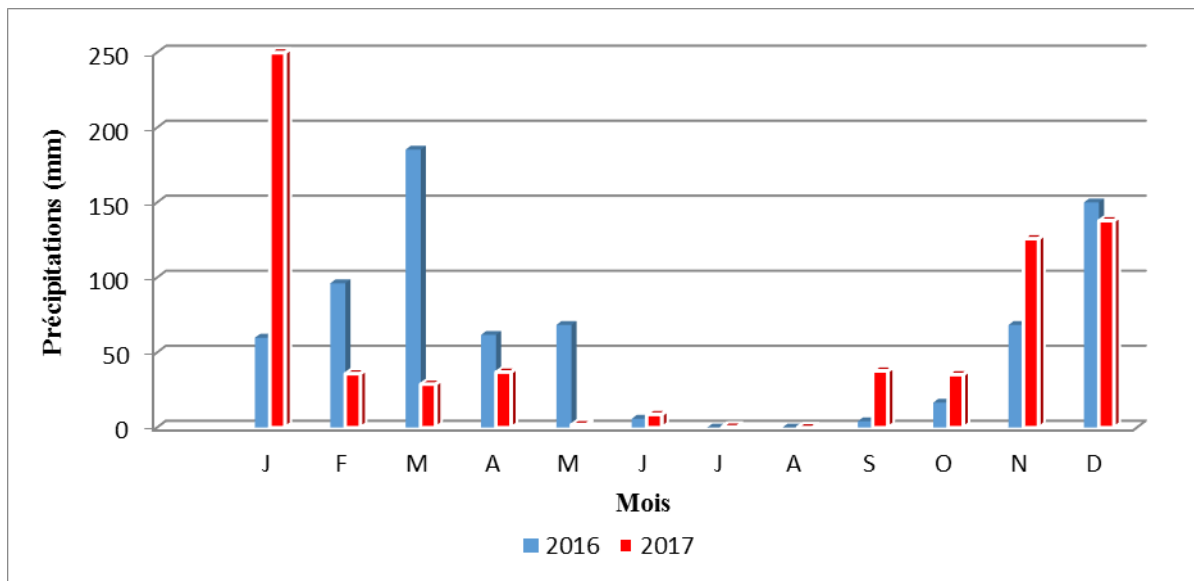


Figure 18 : Variation mensuelles des précipitations dans la région de Tizi-Ouzou durant les deux années d'étude 2016 et 2017 (O.N.M.T.O., 2018)

Les quantités mensuelles de pluies de la région de Tizi-Ouzou présentées dans la figure 18 montrent que sur un total de pluie de 716,8mm de l'année 2016, les valeurs les plus importantes de 185,3mm et 150,1mm sont enregistrées durant le mois de Mars et le mois de décembre respectivement. Pour l'année 2017 est enregistré un total de 700,3 mm avec un maximum de 250mm noté au mois de janvier. Les valeurs de pluviométrie sont de 0mm aux mois de juillet et août pour les deux années.

3.1.1.3. Humidité relative de l'air

L'humidité découle de plusieurs facteurs, de la quantité d'eau tombée, du nombre de jours de pluie, de la forme de ces précipitations (orages ou pluie fines), de la température, des vents et de la morphologie de la station considérée (FAURIE *et al.*, 2003).

Selon DAJOZ (1985), l'humidité a une influence sur la longévité et la vitesse de développement, sur la fécondité et le comportement des espèces. La figure 19 représente les

valeurs moyennes mensuelles d'humidité (en %) de la région de Tizi-Ouzou durant les deux années d'étude 2016 et 2017.

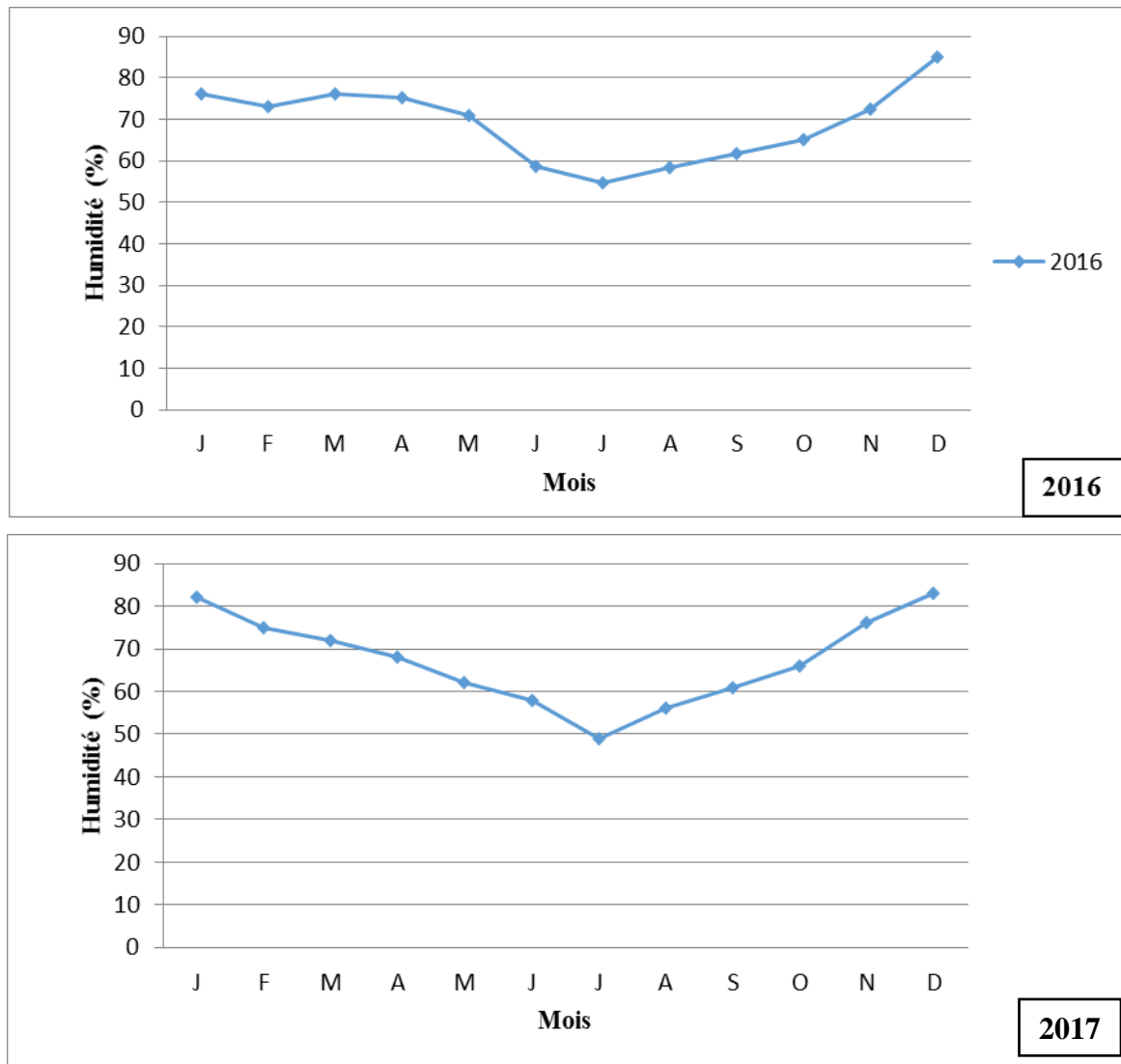


Figure 19 : Humidité relative mensuelle de la région de Tizi-Ouzou couvrant les deux années d'étude 2016 et 2017 (O.N.M.T.O., 2018)

Les données présentées dans la figure 19 font ressortir cinq mois d'humidité supérieure à 70%. Le mois de Décembre est le plus humide avec un taux de 84% suivi de janvier avec un taux de 79%, Le mois ayant la plus faible valeur est le mois de Juillet avec seulement 52%.

Pour l'année 2017 les taux d'humidité de l'air varient entre 49% et 83%. Le pourcentage le plus faible est de 49% enregistré au mois de juillet et le plus élevé est de 83% noté au mois de décembre 2017.

3.1.1.4. Vent

Le vent est l'un des éléments caractéristiques du climat. Il est fortement influencé par les conditions topographiques locales. Il est essentiel de connaître son intensité, sa direction, sa vitesse, du fait qu'il est un facteur de destruction de la végétation (DAJOZ, 2006).

Selon SELTZER (1946), le vent fait partie des facteurs les plus caractéristiques du climat, sa force est estimée d'après une échelle télégraphique dans les degrés sont les suivants : 0-1 vent calme, 1-2 vent faible ; 2-3 vent modéré ; 5-6 vent assez fort ; 7-8 vent fort et 9 vent violent

Les valeurs de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années d'étude 2016 et 2017 sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 2 : Valeurs de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années d'étude 2016 et 2017 (O.N.M.T.O., 2018).

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
2016	2,2	2,5	2,5	2,1	2,7	2,5	2,8	2,5	1,8	1,7	1,5	0,9
2017	1,5	2,2	2,1	2,2	2,2	2,7	2,4	2,9	2	1,2	1	1

Nous avons remarqué que les vitesses du vent sont relativement faibles durant la période d'étude ; la valeur la plus faible est de l'ordre de 0,9 m/s enregistrée au mois de Décembre 2016 et la valeur la plus forte est enregistrée au mois d'Août 2017 avec 2,9 m/s. D'une manière générale, la région de Tizi-Ouzou subit des vents faibles à modérés.

3.1.2. Synthèse climatique

Pour caractériser un bioclimat, plusieurs formules synthétiques ont été élaborées. Pour une approche bioclimatique de notre zone, nous retenons le climagramme d'EMBERGER (1971), conçu spécialement pour la région méditerranéenne. Il tient compte des précipitations annuelles (P), température moyenne des maxima du mois le plus chaud (M) et température moyenne des minima du mois le plus froid (m). La combinaison de ces deux éléments aboutit au quotient pluviométrique d'EMBERGER.

La synthèse climatique d'une région donnée se fait par l'analyse du diagramme ombrothermique de BAGNOULES et GAUSSEN (1953) et par le climagramme d'EMBERGER (1955).

3.1.2.1. Diagramme ombrothermique

A partir des données thermiques et pluviométriques rassemblées, nous avons tracé le diagramme ombrothermique de Bagnoules et Gausсен (Fig.20). Un tel diagramme nous permettra de situer la période sèche de notre région d'étude, période qui correspond au

nombre de mois dans lesquels la courbe des précipitations se situe en dessous de la courbe des températures, c'est-à-dire, $P < 2T$. Cette saison sèche coïncide avec les hautes températures. Le reste de l'année correspond donc à une période humide et froide.

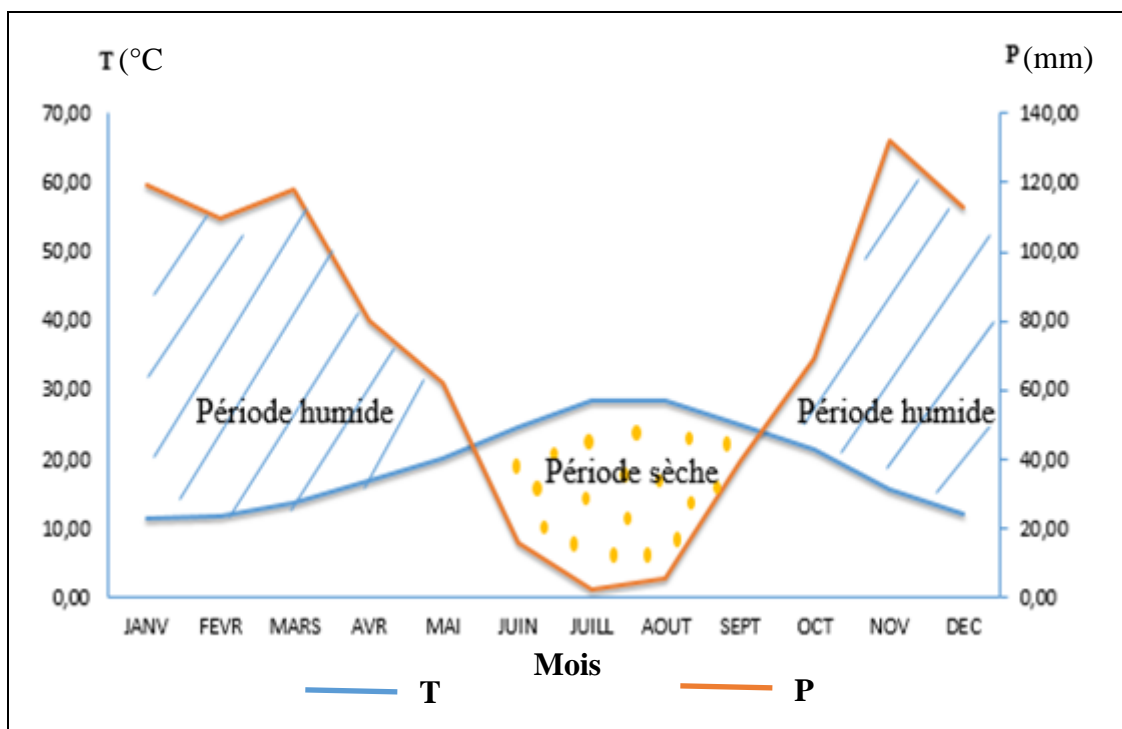


Figure 20 : Diagramme ombrothermique de Bagnoules et Gausсен de la région de Tizi-Ouzou sur 10 ans de 2007 à 2017 (O.N.M.T.O., 2018).

Dans la région de Tizi-Ouzou, le diagramme ombrothermique révèle que la sécheresse est particulièrement intense en été, elle se fait sentir dès le mois de juin et se prolonge jusqu'à la fin du mois d'octobre, elle dure 5 mois. Quant à la période humide, elle s'étale du début du mois de janvier jusqu'à la fin du mois de Mai où elle est interrompue par la période sèche, et elle reprend de nouveau vers la fin octobre jusqu'à la fin décembre.

1.3.4.3. Quotient pluviométrique

En vue de situer notre région d'étude dans le climatogramme d'Emberger pour l'Algérie, les moyennes annuelles (minimales et maximales) de température et de pluviométrie sont indispensables pour calculer le quotient d'Emberger simplifié par STEWART (1969) qui s'écrit comme suit :

$$Q2 = 3,43 \times P/M-m$$

P : précipitations moyennes annuelles (mm).

M : Température moyenne de tous les maxima du mois le plus chaud.

m : Températures moyenne de tous les minima du mois le plus froid.

Le Quotient pluviométrique (Q2) d'Emberger pour Tizi-Ouzou pour une période de 10 ans sera donc :

$$Q2 = 3,43 \times 868,26 / 36,2 - 7 = 102$$

Ce résultat permet de placer la région d'étude dans l'étage bioclimatique subhumide à hiver tempéré (Fig.21).

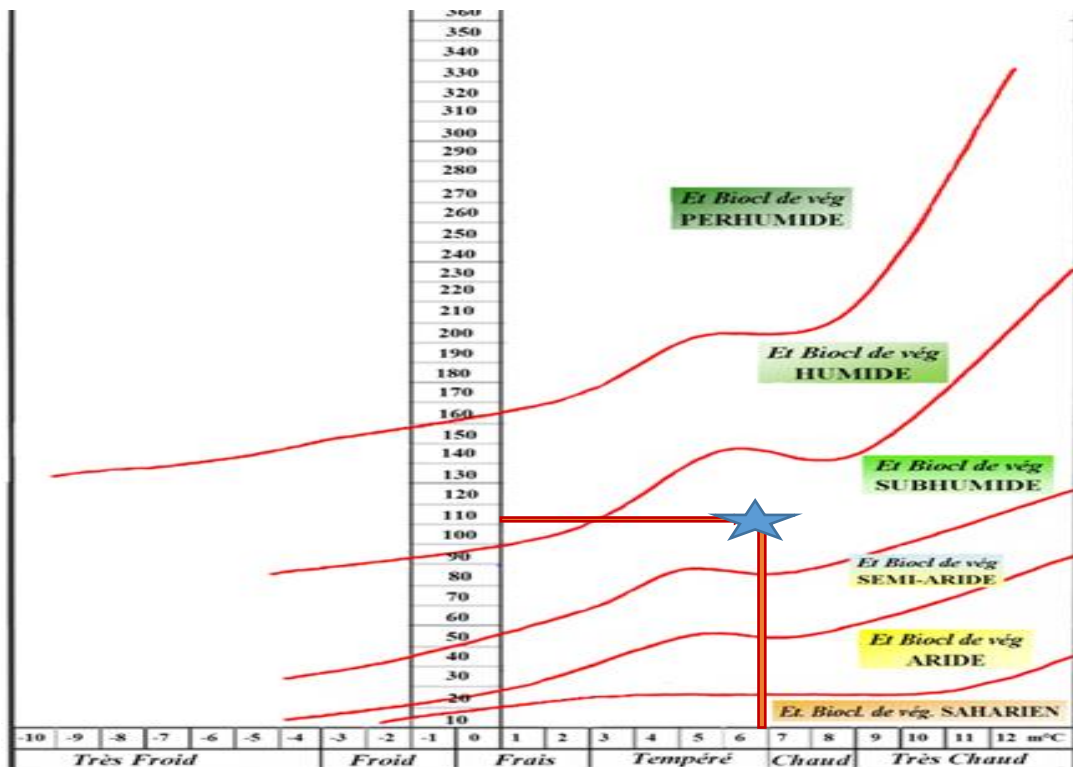


Figure 21 : Climagramme d'Emberger pour la région de Tizi-Ouzou (2007 à 2017)

3.2. Facteurs biotiques

La présence d'une flore autour d'un rucher est très importante pour le bon développement des colonies d'abeilles. En effet, cette flore est la source de nectar et de pollen dont les abeilles se nourrissent exclusivement. Les ruchers expérimentaux installés dans les différents sites d'étude sont entourés d'une flore mellifère très variée composée principalement de plantes spontanées telles que *Oxalis pes-caprae* L. (Oxalidaceae), *Sinapis arvensis* L. (Brassicaceae), *Andryala integrifolia* L. (Asteraceae), *Pallenis spinosa* (Asteraceae), *Dittrichia viscosa* (Asteraceae), *Mentha pulegium* L (Lamiaceae), *Lavendula stoechas* (Lamiaceae), *Asphodelus microcorpus* L. (Liliaceae) et *Calluna vulgaris* (Ericaceae). Il est rencontré également un certain nombre d'arbres notamment des agrumes, mais aussi des oliviers et des eucalyptus.

CHAPITRE IV

*Dynamique des
populations d'abeilles
et de leur parasite
*V. destructor**

1. Introduction

Afin de pouvoir développer une meilleure stratégie de lutte contre le parasite *Varroa destructor*, il est important d'étudier la relation hôte-parasite. L'étude de la dynamique des populations parasitaires dans la colonie d'abeilles permet de connaître les caractéristiques du développement des acariens dans une région donnée, sous un climat défini et avec une espèce d'abeille connue. Elle donne les bases nécessaires au contrôle de la varroase et permet de comparer l'évolution des populations du parasite d'une colonie à une autre ou d'une période à une autre.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

Notre étude a été réalisée au niveau de 28 colonies d'abeilles locales *Apis mellifera intermissa* réparties sur deux sites. Chacun comporte deux ruchers de 7 ruches chacun :

- **Site 01** se trouve dans le village d'Ighil Azougagh, dans la commune de DBK, à une altitude d'environ 400m. Il renferme le Rucher 1 dont les ruches n'ont pas été traitées contre le parasite varroa depuis trois ans et le Rucher 2 dont les ruches ont été traitées au mois d'octobre 2015.

- **Site 02** se trouve dans le village Azib Ahmed, dans la commune de Tizi-Ouzou, à une altitude de 200m ; il renferme le Rucher 3 dont les ruches n'ont pas été traitées depuis trois ans et le Rucher 4 dont les ruches ont été traitées au mois d'octobre 2015.

Les ruches utilisées sont de type Langstroth dont le plateau est constitué d'une grille métallique à maille fine (4-5 mm) qui recouvre le linge déposé sur la surface du plancher de la ruche. Ce type de plateau sert à recueillir les *Varroa* qui tombent et empêche l'accès des abeilles pour les nettoyer.

L'étude s'est déroulée durant la période allant du mois de Mars 2016 jusqu'au mois de novembre 2017.

2.2. Méthodes

2.2.1. Etude de la dynamique des populations des abeilles

Le suivi de développement des colonies de chaque site est basé sur :

- L'estimation de la taille de la colonie c'est-à-dire le nombre d'abeilles que contient une ruche ;
- L'estimation du nombre d'alvéoles du couvain ouvert, du couvain operculé et de provisions.

2.2.1.1. Estimation de la taille d'une colonie

Le nombre d'abeilles est estimé chaque vingt jours, ce qui nous permet d'évaluer la taille de chaque colonie. Pour cela, nous avons d'abord déterminé le nombre d'abeilles que comporte un cadre en suivant la méthode d'IMDORF *et al.* (2010) qui consiste à :

- la pesée d'une ruchette et d'un cadre vides
- la pesée de la ruchette contenant un cadre bien rempli d'abeilles.
- déterminer le poids moyen d'environ 100 abeilles en utilisant une balance de précision.

- déduire par la suite le nombre d'abeilles que comporte un cadre et qui est dans notre cas d'environ 2350 individus.

Enfin pour déterminer la population totale d'abeilles dans une colonie, nous avons suivi la formule suivante :

$$\text{Nombre total d'abeilles} = \text{Nombre de cadres occupés par les abeilles} \times 2350$$

2.2.1.2. Estimation du nombre de cellules du couvain et de provision

Pour estimer le nombre de cellules (alvéoles) du couvain (ouvert et operculé) et des provisions dans une colonie, nous avons suivi la méthode de MORETTO (2001). Cette méthode consiste à utiliser une grille métallique à maille fine de 25cm² comme unité de mesure. En déduisant le nombre de cellules que délimite cette grille, le nombre total d'alvéoles d'un cadre est estimé en multipliant le nombre de fois que la grille est utilisée par le nombre moyen de cellules que délimite cette grille (Fig. 22).



Figure 22 : Estimation du nombre de cellules du couvain d'une colonie d'abeilles (Originale, 2016)

2.2.2. Etude de la dynamique des populations du varroa

L'étude de la dynamique des populations du varroa comprend :

- L'estimation du taux d'infestation du couvain ainsi que le nombre de varroa qui s'y trouvent.
- L'estimation du taux d'infestation des abeilles adultes et le nombre de varroa phorétiques.
- La détermination de la mortalité (chute) naturelle du parasite.

2.2.2.1. Estimation de la population du varroa dans le couvain

L'estimation de la population du varroa dans le couvain consiste à déterminer le nombre de varroa qui se trouve dans les cellules operculées du couvain qui donnera une idée sur le degré d'infestation de la colonie (GARCIA-FERNANDEZ et *al.*, 1995). Pour cela, un morceau de couvain renfermant environ 200 cellules est prélevé avec un couteau bien affûté puis mis dans des boîtes étiquetées. Au laboratoire, les nymphes sont retirées pour compter le nombre d'individus de varroa présents soit dans l'alvéole ou coller sur la nymphe (Fig.23).



Figure 23 : Prélèvement des nymphes d'abeilles (Originale, 2016)

Le taux d'infestation du couvain (TIC) est déterminé par la formule suivante :

$$\text{TIC (\%)} = \frac{\text{Nombre de cellules infestées par varroa}}{\text{Nombre de cellules ouvertes}} \times 100$$

Par la suite, le nombre de varroa dans le couvain est calculé selon la formule proposée par MORETTO en 2001 :

$$\text{Nombre de varroa dans le couvain} = \frac{A \times B}{C}$$

Avec : A- Nombre de cellules du couvain operculé.
B- Nombre de varroa trouvé dans les cellules ouvertes.
C- Nombre de cellules ouvertes.

2.2.2.2. Estimation de la population du varroa phorétiques

Avant d'estimer la population du varroa phorétiques dans chaque colonie, nous avons d'abord déterminé le taux d'infestation des abeilles adultes en suivant la méthode de DE JONG *et al.* (1982). Celle-ci consiste à prélever sur plusieurs cadres d'une ruche environ 150 à 200 abeilles et à les verser dans un bocal en plastique qui contient de l'alcool à 70°. Quelques minutes après que toutes les abeilles soient mortes, nous agitons l'ensemble abeilles-alcool afin que tous les varroas puissent se détacher de leur hôte. Les abeilles sont par la suite retirées et comptées pour faciliter le comptage des varroas morts qui se trouvent dans l'alcool. Les acariens qui sont restés encore collés aux abeilles ont été également dénombrés avec précision. L'opération a été poursuivie de la même manière sur tous les bocaux utilisés pour les autres colonies (Fig.24)



Figure 24 : Estimation des populations du varroa phorétique (Originale, 2016) :
a- Bocal avec abeilles dans l'alcool
b- Comptage des abeilles et du varroa

A partir des échantillons d'abeilles prélevés, le taux d'infestation des abeilles est calculé comme suit :

$$\text{TIA (\%)} = \frac{\text{Nombre de varroa phorétiques trouvés}}{\text{Nombre d'abeilles prélevées}} \times 100$$

En connaissant le nombre d'abeilles présent dans chaque colonie, nous pouvons estimer le nombre de varroa phorétiques selon la formule proposée par MORETTO en 2001 :

$$\text{Nombre de varroa phorétiques} = \frac{A \times B}{C}$$

Avec : A- Nombre d'abeilles.
B- Nombre de Varroa phorétiques trouvé.
C- Nombre d'abeilles prélevé.

2.2.2.3. Estimation de la mortalité naturelle du varroa

Afin d'estimer la mortalité naturelle du varroa, les ruches sont équipées d'un linge, enduit de matière grasseuse, placé sur le plancher (le plateau) des ruches. Chaque linge est protégé par une grille métallique empêchant les abeilles d'accéder à ces langes. Le retrait des langes et le dénombrement de la mortalité naturelle du varroa est effectué en parallèle avec le comptage du varroa dans le couvain et sur les abeilles, c'est-à-dire tous les trois semaines durant toute la période d'étude (Fig.25). Lors de cette opération, les formes immatures ne seront pas comptées.



Figure 25 : Le comptage du varroa (Gx40) (Originale, 2016) :
a- Varroa récupéré sur le linge
b- Varroa vue sous la loupe

2.2.3. Fertilité et reproduction du varroa

Lors de l'estimation du nombre de varroa dans le couvain, nous avons également analysé la descendance des fondatrices (les formes immatures, les jeunes femelles et les mâles) ainsi que les femelles qui se trouvent seules dans les alvéoles (Fig.26). Cette opération est effectuée pour déterminer le taux de fertilité.

La descendance est considérée fertile lorsque la cellule contient un mâle et stérile, lorsque les alvéoles ne contiennent pas de mâle car si un seul mâle est présent, il aurait eu la possibilité de féconder les femelles adultes avant l'émergence de l'abeille (VANDAME, 1996).

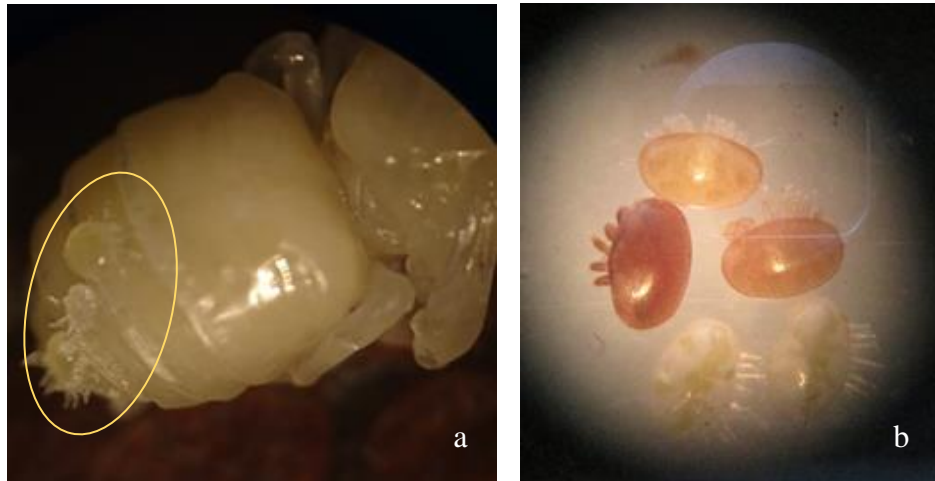


Figure 26 : La descendance du varroa (Original, 2017) :
 a- Les formes immatures sur une nymphe
 b- Deutonymphes, jeunes femelles et la fondatrice

Selon SANTOS *et al.* (2015) et ALATTAL *et al.* (2017), le taux de reproduction effectif (TRE) de l'acarien est déterminé par la formule suivante :

$$\text{TRE (\%)} = \frac{\text{Nombre de deutonymphes et de jeunes adultes}}{\text{Nombre de fondatrices}} \times 100$$

Signalant que seules les cellules infestées par une seule fondatrice sont utilisées, car elles sont moins productives à mesure que le nombre de fondatrices par cellule augmente (FUCHS et LANGENBACH, 1989).

2.3. Analyse statistique

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%. Quand les résultats d'analyse statistique présentent une différence significative, nous procédons à la classification des moyennes à travers le test de Newman et Keuls à 5% d'erreur. Ce test permet de comparer les moyennes entre elles et les classer en groupes homogènes (logiciel Stat Box version 6.40).

$P > 0,05$ → les variables étudiées montrent une différence non significative.

$0,01 < P \leq 0,05$ → les variables montrent une différence significative.

$0,001 < P \leq 0,01$ → les variables montrent une différence hautement significative.

$P \leq 0,001$ → les variables montrent une différence très hautement significative

3. Résultat

3.1. Dynamique de la population des abeilles

Le suivi de l'évolution saisonnière de la colonie d'abeilles nous a permis d'estimer le nombre d'abeilles ainsi que celui des cellules du couvain (ouvert et operculé) et de provisions présents au sein des ruches d'études.

3.1.1. Estimation de la taille de la colonie

La taille de la colonie, c'est-à-dire le nombre d'abeilles dans la colonie, durant les deux années d'étude est représentée par la figure 27.

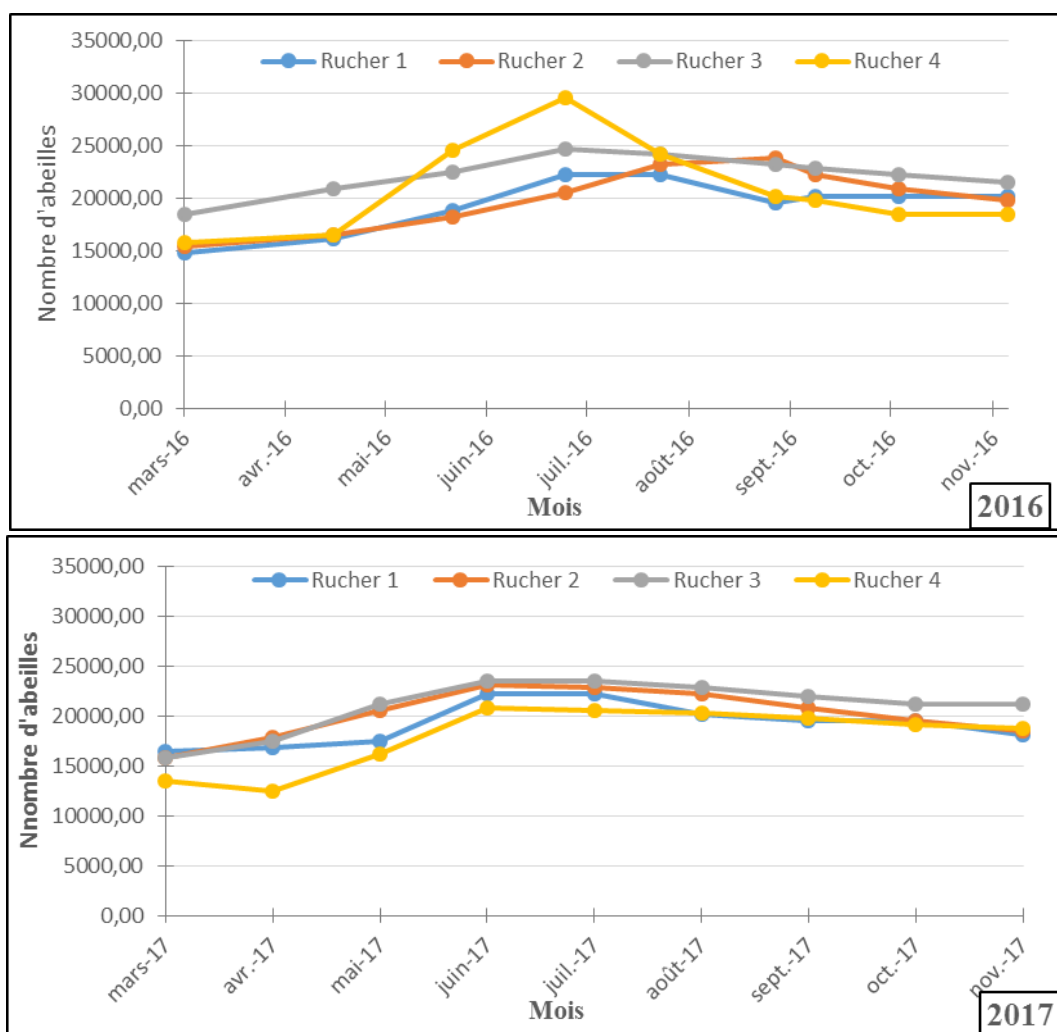


Figure 27 : Evolution du nombre d'abeilles dans les colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)

Durant les deux saisons d'étude, nous avons constaté que le nombre moyen d'abeilles, enregistré au niveau des quatre ruchers étudiés, augmente progressivement à partir du début du printemps jusqu'à la fin d'automne et atteint son maximum au mois de juin. Durant la

saison 2016, le nombre moyen d'abeilles le plus élevé est relevé au niveau du rucher 4 avec 29542 individus. Les ruchers 1 et 2 enregistrent un effectif moyen de 22157 et 20478 abeilles respectivement. En 2017, la population d'abeilles régresse dans l'ensemble des ruchers. Toutefois, les nombres moyens les plus élevés des abeilles sont toujours observés au niveau des colonies des ruchers 2 et 3 avec respectivement 23164 et 23500 individus.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il y a une différence significative entre les deux années d'étude ($p \leq 0,05$), une différence très hautement significative entre les périodes (mois) ($P \leq 0,001$) et une différence hautement significative entre les ruchers ($P \leq 0,01$) (Tab.3).

Tableau 3 : Analyse de la variance de l'évolution de la taille de la colonie.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	632775000	71	8912324		
Var. Année	20849470	1	20849470	7,284	0,01209
Var. Période	405341700	8	50667710	17,702	0
Var. Rucher	63486590	3	21162200	7,394	0,00119
Var. Résiduelle	68693980	24	2862249		

La comparaison des moyennes élaborée à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour les facteurs année, période et rucher en plusieurs groupes homogènes.

Les deux années d'étude sont classées en deux groupes. La première année 2016 est classée en groupe A et la deuxième année est classée en groupe B (Annexe 1).

Pour le facteur période, les résultats du test de NEWMAN et KEULS révèlent que le mois de juin est classé en groupe A car durant ce mois, les colonies d'abeilles sont très peuplées. Tandis que les mois de mars et avril, où la reine de ces colonies vient de reprendre la ponte, sont regroupés en groupe D (Annexe 2).

D'autre part, pour le facteur rucher, le test de NEWMAN et KEULS classe les 4 ruchers étudiés en 2 groupes homogènes. Le rucher 3 est classée dans le groupe A, c'est le rucher qui représente les colonies les plus peuplées. Tandis que les ruches 1, 2 et 4 sont classées dans le groupe B (Annexe 3).

3.1.2. Estimation du nombre d'alvéoles du couvain et de provisions

3.1.2.1. Estimation du nombre d'alvéoles du couvain ouvert

Le nombre d'alvéoles du couvain ouvert dénombré dans les différents ruchers et durant les deux années d'étude est représenté dans la figure 28.

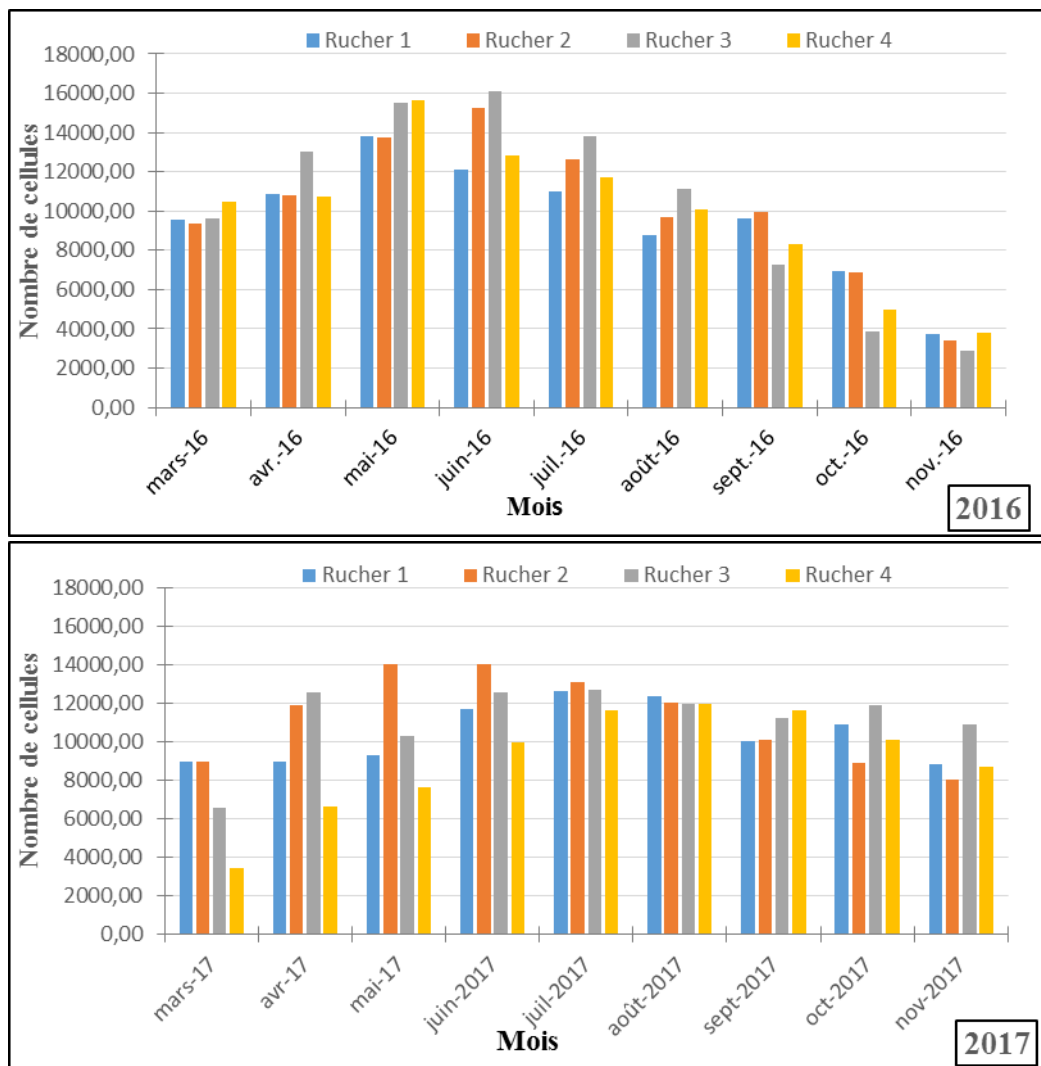


Figure 28 : Nombre d'alvéoles du couvain ouvert au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)

Durant la première année d'étude (2016), le couvain ouvert est très développé au mois de juin au niveau des Ruchers 3 et 4 qui enregistrent un effectif moyen de 16110,86 et 15666,86 alvéoles respectivement. Alors qu'au niveau des Ruchers 1 et 2, le nombre moyen d'alvéoles est de 13806,29 et 13721,71 alvéoles respectivement. Durant la saison 2017, nous constatons que le développement du couvain marque une légère régression au niveau des Ruchers 1, 3 et 4 avec des effectifs moyens de 12622,29, 12706,86 et 11670,86 alvéoles enregistrés au mois de juillet. Par contre, les colonies du rucher 2 marquent une progression dans la production du couvain aux mois de mai et juin avec un nombre moyen d'alvéoles de 14017,71.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux années d'étude ($p > 0,05$) alors que le facteur période présente une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) et le facteur rucher présente une différence significative ($P \leq 0,05$) (Tab.4).

Tableau 4 : Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain ouvert.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	656869100	71	9251678		
Var. Année	4270720	1	4270720	1,84	0,18467
Var, Période	340812500	8	42601570	18,353	0
Var, Rucher	21280380	3	7093462	3,056	0,04716
Var. Résiduelle	55710880	24	2321287		

Le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de signification 5%, classe les moyennes obtenues pour les facteurs période en sept groupes homogènes. Le mois de juin est classé en groupe A, les mois de mars et octobre sont classés en groupe D et le mois de novembre est en groupe E (Annexe 4). D'autre part, les 4 ruchers sont tous classés en groupe A (Annexe 5).

3.1.2.2. Estimation du nombre d'alvéoles du couvain operculé (fermé)

Le nombre moyen d'alvéoles du couvain operculé dénombré au niveau des ruchers ayant fait l'objet de l'étude durant les saisons 2016 et 2017 est illustré dans la figure 29.

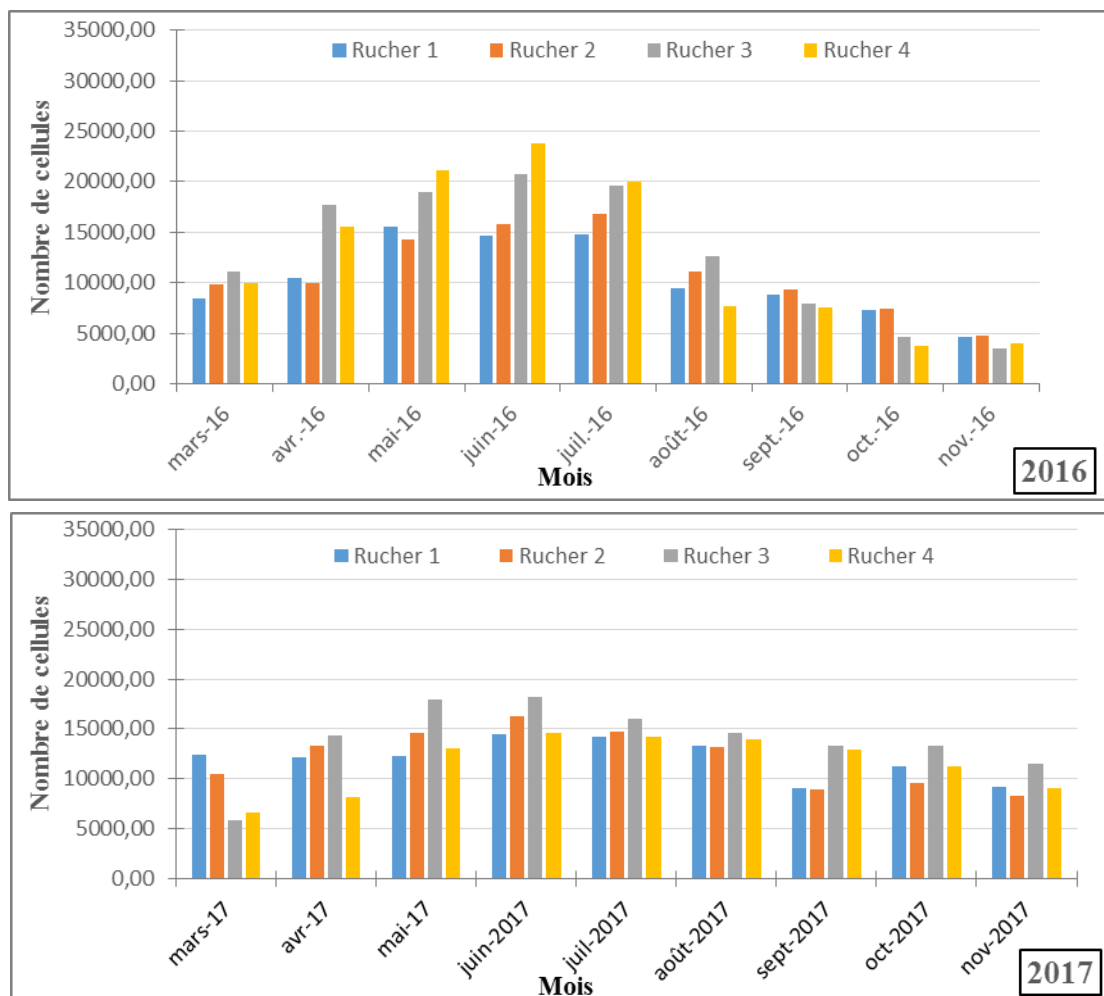


Figure 29 : Nombre d'alvéoles du couvain operculé au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)

Le nombre d'alvéoles du couvain operculé le plus élevé est enregistré au mois de juin de la première année (2016) au niveau des ruchers 3 et 4 avec un pic de 20765.14 et de 23785,71 alvéoles respectivement.

Durant la deuxième année (2017), nous constatons que le développement du couvain marque une légère régression au niveau de tous les ruchers. Toutefois, les colonies des 4 ruchers marquent leur pic d'évolution au mois de juin avec un nombre moyen le plus élevé de 18225.14 alvéoles enregistré au niveau du Rucher 3.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux années d'étude ($p > 0,05$). Alors que pour le facteur période, une différence très hautement significative avec ($P \leq 0,001$) est notée. Pour le facteur rucher, il existe une différence significative ($P \leq 0,05$) (Tab.5).

Tableau 5 : Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain fermé.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	1420041000	71	20000570		
Var. Année	7805184	1	7805184	1,366	0,25302
Var, Période	912750800	8	114093800	19,964	0
Var, Rucher	52084990	3	17361660	3,038	0,04801
Var. Résiduelle	137162800	24	5715118		

Pour le facteur période, le test de NEWMAN et KEULS classe les dix périodes d'étude en cinq groupes homogènes. Le groupe A présente la période qui s'étale du mois de mai jusqu'au mois de juillet, en cette période le couvain fermé (operculé) est très important. Le groupe B renferme la période d'avril. Alors que le groupe D regroupe les mois d'octobre, et novembre durant lesquelles le couvain operculé est faible (Annexe 6).

D'autre part, le test statistique classe les ruchers en trois groupes. Le rucher 3 qui présente plus du couvain operculé, est classé en groupe A. Les ruchers 2 et 4 sont regroupés dans la classe intermédiaire AB alors que le rucher 1 est placé dans le groupe B (Annexe 7).

3.1.2.3. Estimation du nombre d'alvéoles de provisions

Le nombre moyen d'alvéoles de provision (miel et pollen) de chaque rucher et durant les deux années d'étude est représenté dans la figure 30. Le nombre moyen des cellules de provisions évolue progressivement, durant les deux années d'études, depuis le début du printemps jusqu'à atteindre un pic vers la fin d'été.

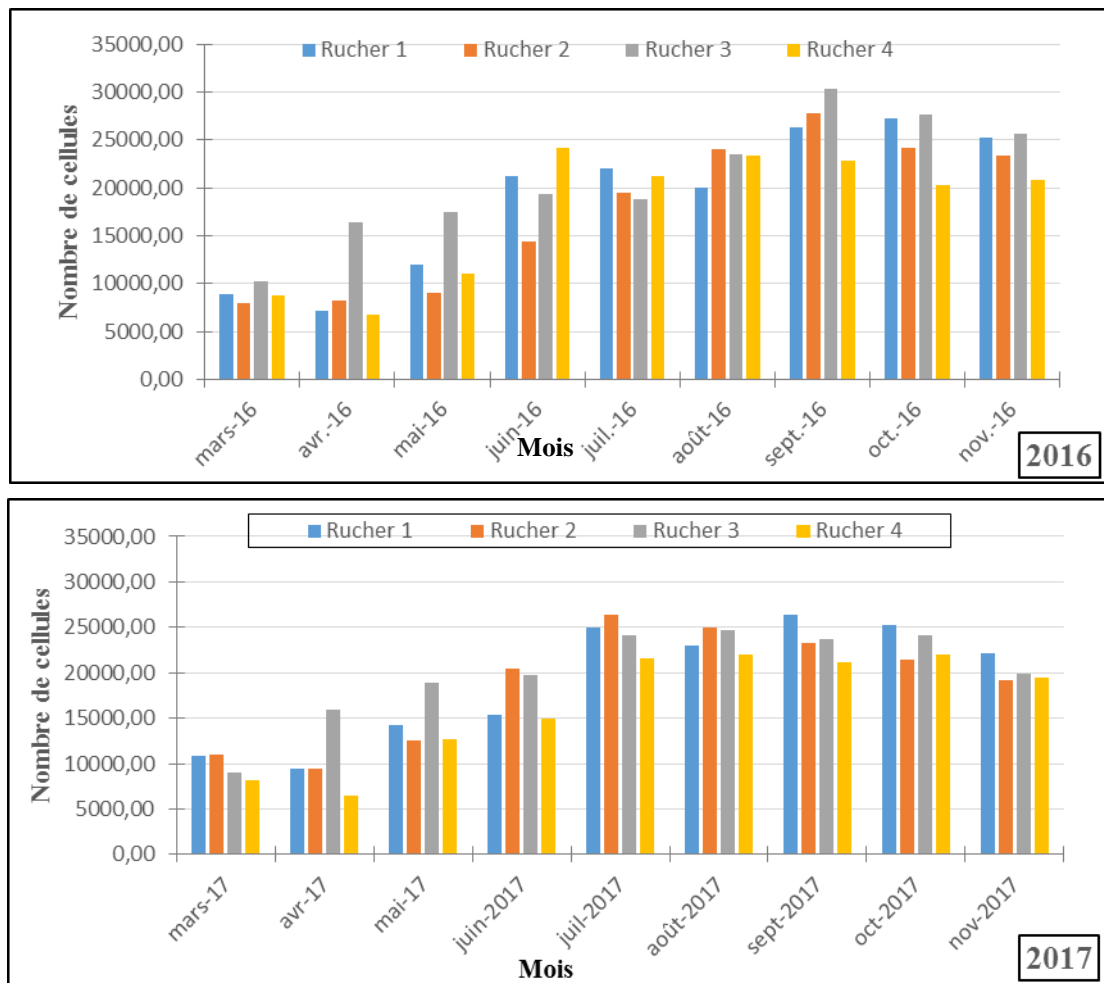


Figure 30 : Nombre d'alvéoles de provisions au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)

Durant la saison 2016, le maximum de nombre d'alvéoles est enregistré durant le mois de septembre au niveau du Rucher 2 et Rucher 3 avec respectivement 30340,00 et 27760,57. Alors que durant la deuxième année, les pics sont enregistrés au mois de juillet au niveau du Rucher 1 et Rucher 2 avec un nombre moyen d'alvéoles de 25012,00 et 26365,14 Respectivement.

Cependant, l'analyse de la variance à deux critères de classification révèle une différence non significative pour le facteur année ($p > 0,05$), une différence très hautement significative avec ($P \leq 0,001$) pour le facteur période et une différence significative ($P \leq 0,05$) pour le facteur rucher (Tab.6).

Tableau 6 : Analyse de la variance de l'évolution de nombre d'alvéoles de provisions.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	2900988000	71	40858980		
Var. Année	11364610	1	11364610	1,522	0,22742
Var, Période	2300240000	8	287530000	38,512	0
Var, Rucher	75793660	3	25264550	3,384	0,03421
Var. Résiduelle	179183400	24	7465974		

Le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de signification 5%, classe les moyennes obtenues pour le facteur période en sept groupes homogènes.

Le mois de septembre est classé dans le groupe A. Les mois de mars et avril qui correspondent au début du printemps sont regroupés dans le groupe E (Annexe 8).

Pour le facteur rucher, le test statistique ordonne les moyennes obtenues en trois groupes homogènes. Les groupes A et B représentent respectivement le rucher 3 et le rucher 4. Les ruchers 1 et 2 sont classés dans le groupe intermédiaire AB (Annexe 9).

3.2. Etude de la dynamique de la population du varroa

3.2.1. Varroa dans le couvain

3.2.1.1. Evolution du taux d'infestation du couvain (TIC)

Le taux moyen d'infestation du couvain par varroa au niveau des ruchers étudiés au cours de la saison 2016 et 2017 est rapporté dans la figure 31.

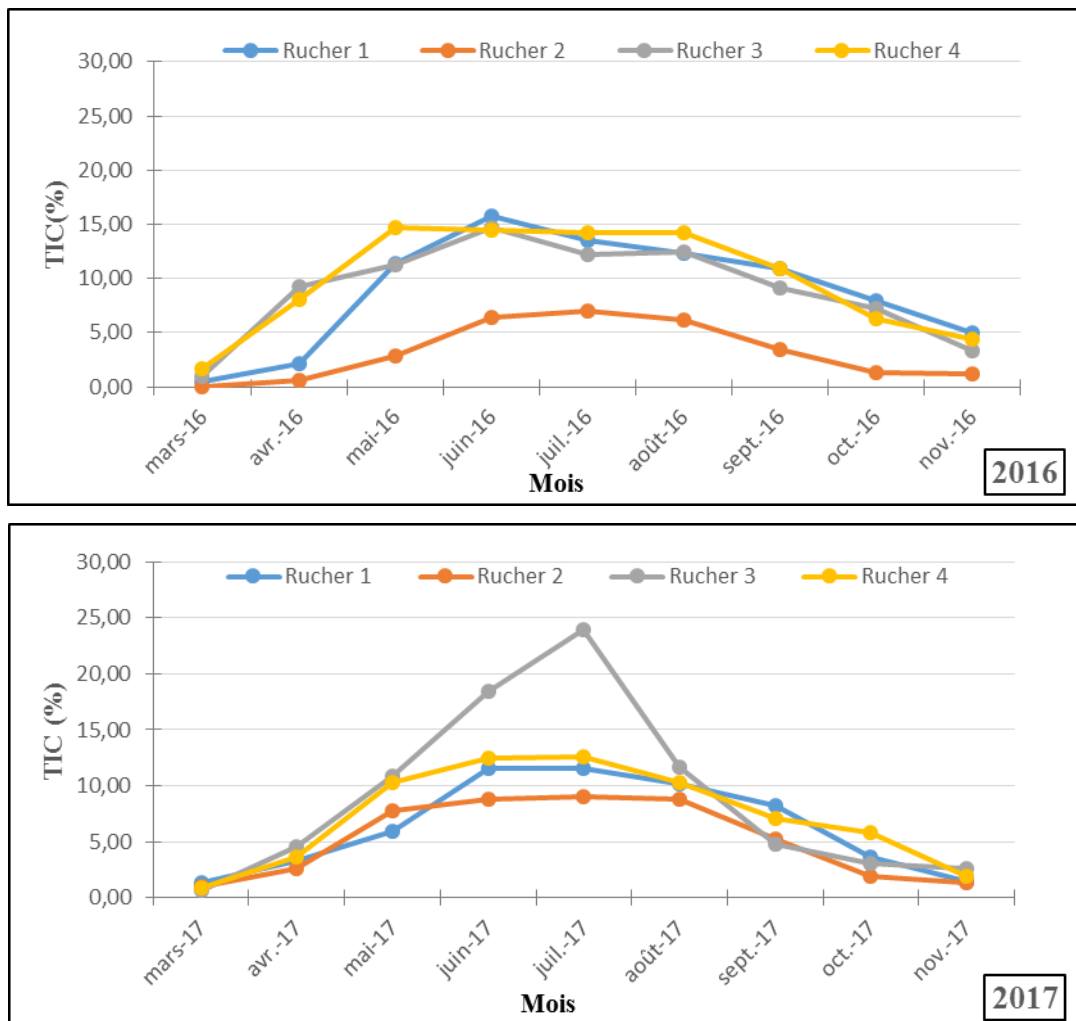


Figure 31 : Taux moyen d'infestation du couvain (TIC) par le varroa durant la période d'étude (2016-2017)

Durant les deux années d'étude, l'infestation du couvain par varroa augmente progressivement depuis le mois de mars jusqu'au mois de juin puis régresse jusqu'à atteindre les taux les plus faibles au mois de novembre. En effet, en 2016, l'infestation du couvain des colonies des ruchers 1, 3 et 4 atteint un maximum de 15.71, 14.76 et 14.48% respectivement au mois de juin. Alors qu'au niveau du rucher 2, le TIC est de 6.95% à la même période.

Durant la saison 2017, une augmentation du taux d'infestation du couvain est constaté au mois de juillet au niveau des ruchers 2 et 3 avec une moyenne de 9.05% et 23.90% respectivement. Par contre, au niveau des colonies de R1 et R4, le TIC diminue et enregistre des taux les plus élevés au mois de juillet avec respectivement 11,52% et 12,57%.

L'analyse de la variance montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux années d'études ($P > 0,05$) et révèle en parallèle une différence très hautement significative pour le facteur Période et le facteur rucher ($P \leq 0,001$) (Tab.7).

Tableau 7 : Analyse de la variance du taux d'infestation du couvain (TIC).

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	1891,732	71	26,222		
Var. Année	11,361	1	11,361	2,547	0,11992
Var, Période	252,423	3	84,141	18,863	0
Var, Rucher	1263,244	8	157,906	35,399	0
Var. Résiduelle	107,057	24	4,461		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les périodes d'études en 7 groupes homogènes. Le groupe A renferme les mois de juin et juillet durant lesquelles le TIC est plus important. Le mois de mars durant lequel le taux d'infestation du couvain enregistré est plus faible est classé dans le groupe E (Annexe 10).

D'autre part, les ruchers sont classés en deux groupes homogènes. Le groupe A renferme les ruchers 1, 3 et 4. Le rucher 2 est classé dans le groupe B (Annexe 11).

3.2.1.2. Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain fermé

a. Au niveau du Rucher 1

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation du couvain (TIC) est en fonction du développement du couvain dans la colonie, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

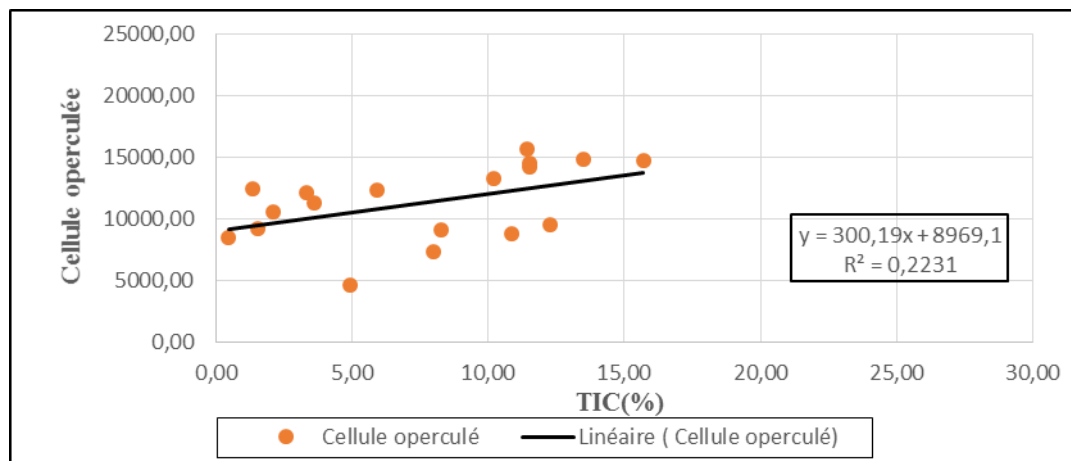


Figure 32 : Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 1.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,47$. Certains points sont proches de la ligne, mais d'autres en sont éloignés, ce qui indique seulement une corrélation moyenne entre le TIC et le nombre de cellules du couvain fermé. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 300,19x + 8969,1$ avec $R^2 = 0,22$.

b. Au niveau du Rucher 2

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation du couvain (TIC) est en fonction du développement du couvain dans les colonies du Rucher 2, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

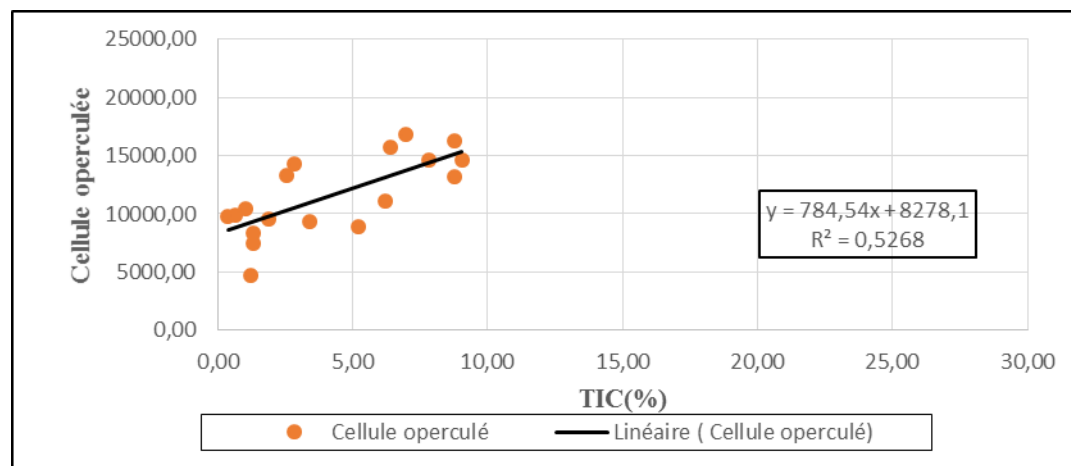


Figure 33 : Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 2.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,72$. La plupart des points se rapprochent de la ligne, ce qui indique une relation linéaire forte entre les variables le TIC et le nombre de cellules du couvain fermé dans les colonies étudiées. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 784,54x + 8278,1$ avec $R^2 = 0,52$.

c. Au niveau du Rucher 3

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation du couvain (TIC) est en fonction du développement du couvain dans les colonies du Rucher 3, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure 34.

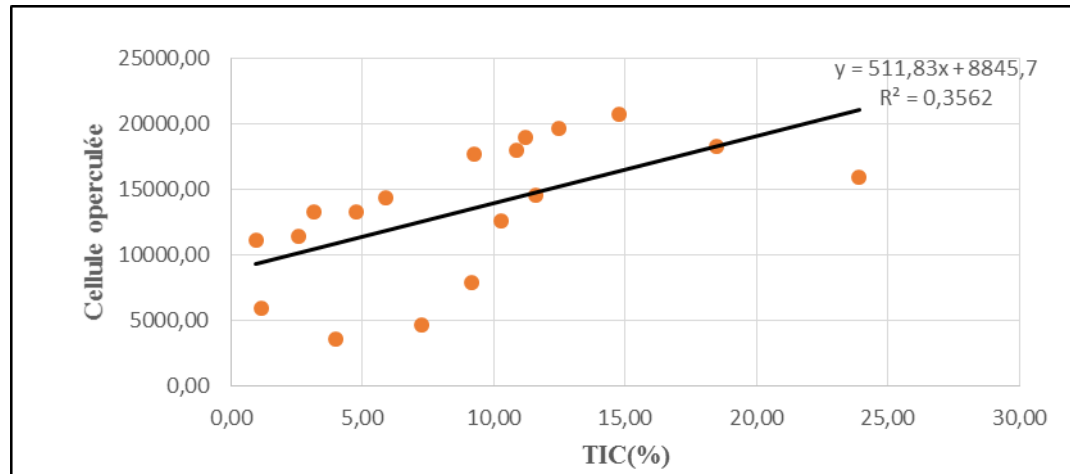


Figure 34 : Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 3.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,59$. Nous concluons qu'il y a une corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain fermé dans les colonies étudiées. Certains points se rapprochent de la droite. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 511,83x + 8845,7$ avec $R^2 = 0,3562$.

d. Au niveau du Rucher 4

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation du couvain (TIC) est en fonction de développement du couvain dans les colonies du Rucher 4, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

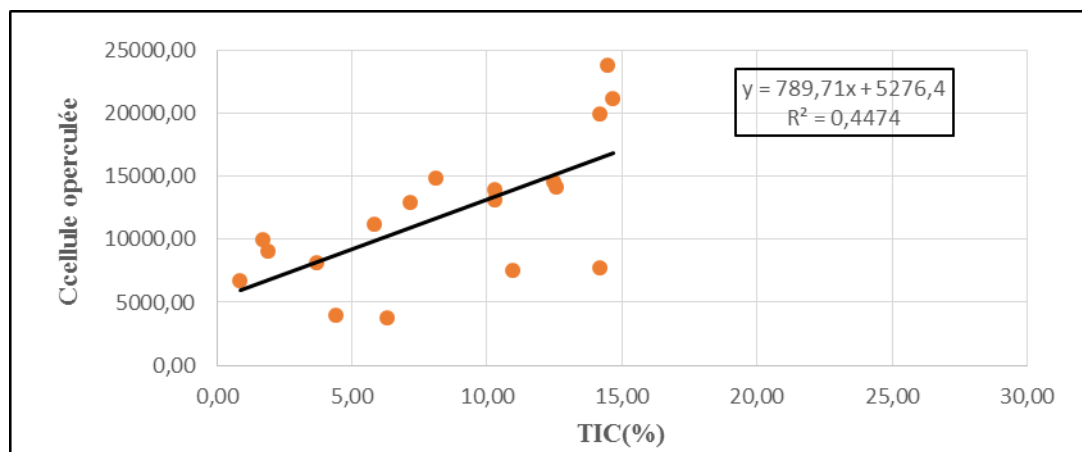


Figure 35 : Corrélation entre le TIC et le nombre de cellules du couvain operculé au niveau du rucher 4

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,69$ ce qui implique qu'il existe une forte relation positive entre le TIC et le nombre de cellules du couvain fermé dans les colonies étudiées. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 789,71x + 5276,4$ avec $R^2 = 0,44$.

3.2.2. Varroa phorétique

3.2.2.1. Evolution du taux d'infestation des abeilles (TIA)

Le taux moyen d'infestation des abeilles (TIA) par varroa au niveau des ruchers étudiés au cours de la saison 2016 et 2017 est rapporté dans la figure 36.

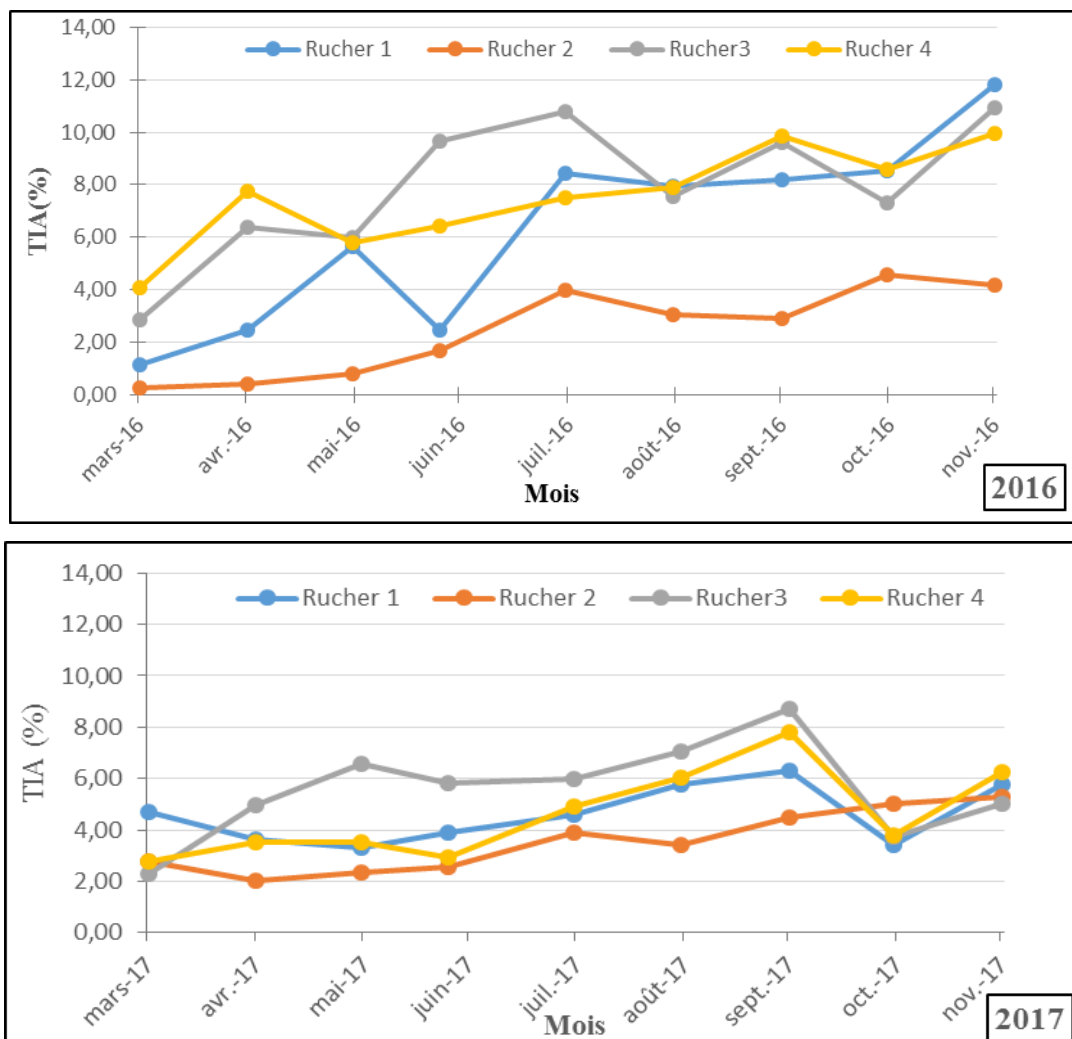


Figure 36 : Evolution de taux d'infestation des abeilles (TIA) dans les quatre ruchers d'étude durant les deux années (2016-2017)

Pour l'infestation des abeilles adultes par varroa, nous remarquons que le TIA est très élevé durant l'année 2016 dans tous les ruchers. Il est à noter également que les abeilles des ruchers 1 et 3 sont les plus infestées avec un taux moyen de 11,81% et 10,95% respectivement au mois de novembre. Toutefois, au cours de la deuxième année, une nette régression du TIA

est notée au niveau des Ruchers 1,3 et 4, avec des taux moyens de 6,29%, 8,72% et 7.83% respectivement durant le mois de septembre. Tandis qu'au niveau du Rucher 2, le TIA atteint un maximum de 5.28% au mois de novembre

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle une différence très hautement significative pour l'effet année, pour l'effet période et pour le facteur rucher ($P \leq 0,001$) (Tab.8).

Tableau 8 : Analyse de la variance de l'évolution du taux d'infestation du couvain (TIA).

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	508,287	71	7,159		
Var. Année	33,661	1	33,661	27,547	0,00003
Var, Période	146,237	3	48,746	39,892	0
Var, Rucher	172,784	8	21,598	17,675	0
Var. Résiduelle	29,326	24	1,222		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les deux années étudiées en deux groupes homogènes. L'année 2016 est classée en groupe A et l'année 2017 qui présente un TIA plus faible est placée en groupe B (Annexe 12).

Pour le facteur période, le test statistique détermine les périodes en 3 groupes homogènes. Le groupe A représente les 5 mois durant lesquels le TIA est le plus important. Le groupe B qui englobe les mois d'avril, mai et juin et le mois de mars, durant lesquels est enregistré le taux moyen d'infestation le plus faible, est classé en groupe C (Annexe 13).

D'autre part, les ruchers sont classés en 4 groupes homogènes. Les ruchers 3 et 2 sont classés respectivement en groupe A et C. Tandis que le rucher 4 est classé dans le groupe AB et le rucher 1 est classé dans le groupe B (Annexe 14).

3.2.2.2. Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles dans la colonie

a. Au niveau du Rucher 1

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 2, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure 37.

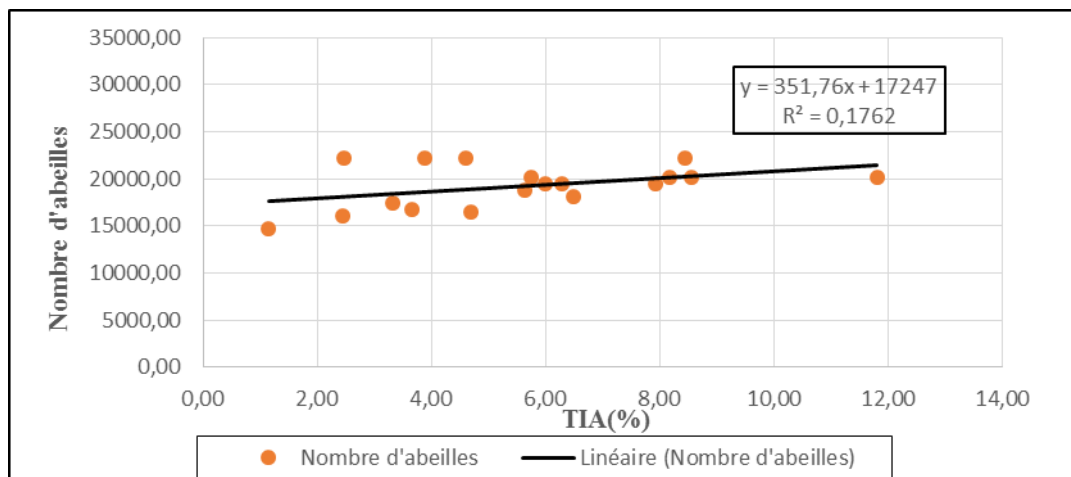


Figure 37 : Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du rucher 1.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,41$. Nous concluons qu'il y a une faible corrélation entre le TIA et nombre d'abeilles dans les colonies étudiées. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 351,76x + 14247$ avec $R^2 = 0,17$.

b. Au niveau du Rucher 2

Afin de déterminer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 2, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure ci-dessous :

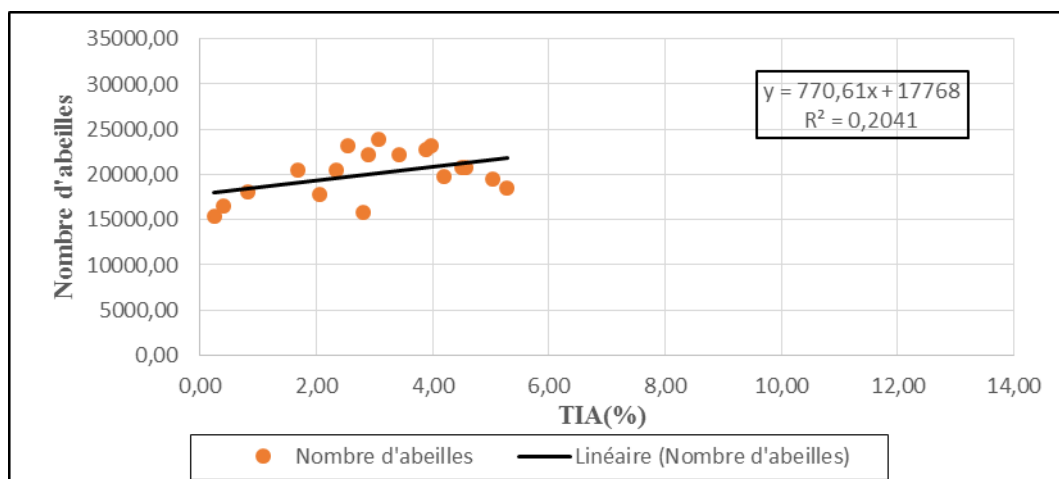


Figure 38 : Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du rucher 2.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,45$. Nous concluons qu'il y a une faible corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles dans les colonies étudiées. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 770,61x + 17768$ avec $R^2 = 0,20$.

c. Au niveau du Rucher 3

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 3, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure 39.

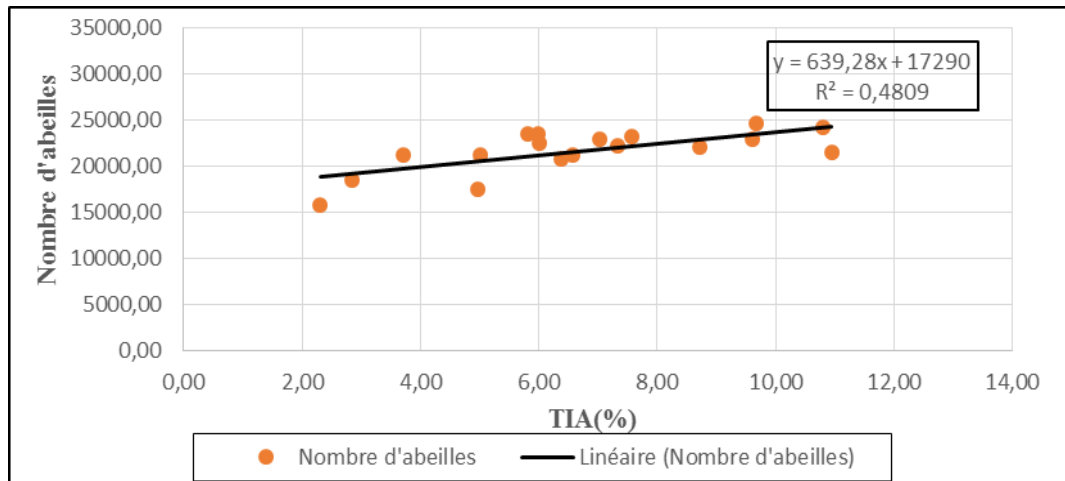


Figure 39 : Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du Rucher 3.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,69$. Nous concluons qu'il y a une forte corrélation positive entre le TIA et nombre d'abeilles dans les colonies étudiées. Cette corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 639,28x + 17290$ avec $R^2 = 0,48$.

d. Au niveau du Rucher 4

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 4, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure 40.

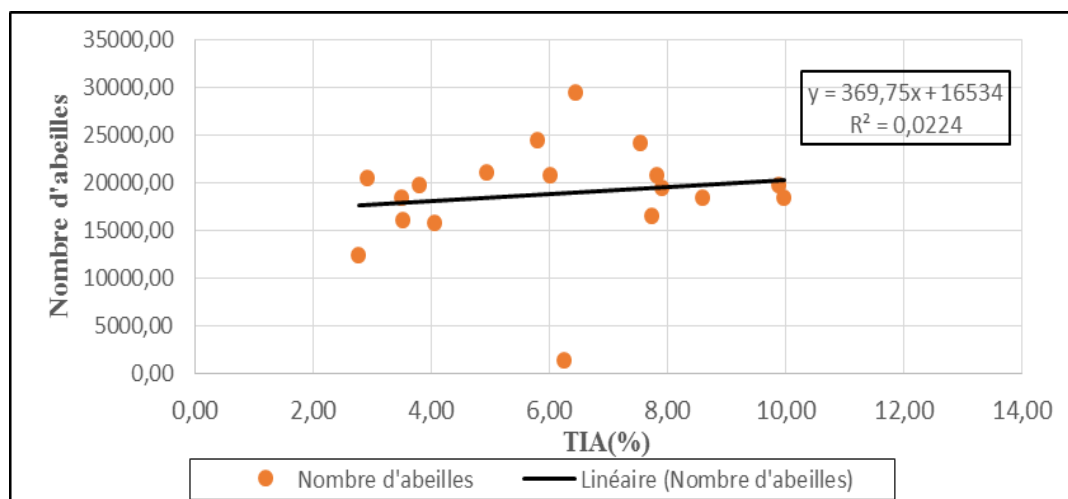


Figure 40 : Corrélation entre le TIA et le nombre d'abeilles au niveau du Rucher 4.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,14$. r est proche de 0 nous concluons alors qu'il n'y a pas de relation entre le TIA et le nombre d'abeilles dans les colonies étudiées. La droite de régression est exprimée par la fonction mathématique est : $y = 369.75x + 16534$ avec $R^2 = 0,02$.

3.2.3. Evolution de la population totale du varroa

La population totale du varroa est représentée par la somme des populations des varroa phorétiques et celles du couvain. L'évolution observée de cette population durant les deux années d'étude (2016-2017) est rapportée dans la figure suivante :

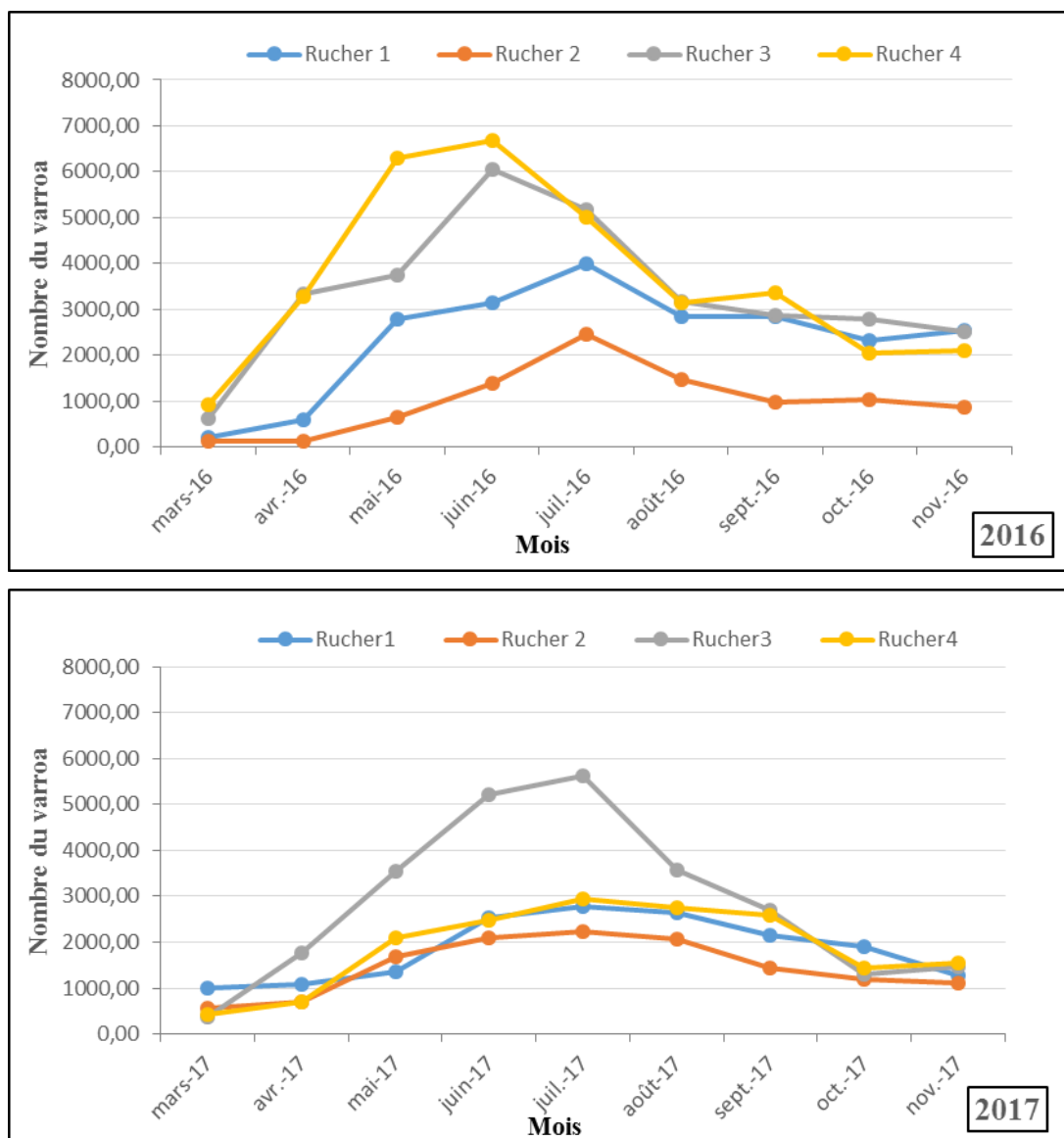


Figure 41 : Evolution de la population totale du varroa au niveau des quatre ruchers étudiés durant la période d'étude (2016-2017)

Nous remarquons que la population totale du varroa est très importante durant la saison 2016. En effet, nous enregistrons un maximum de population au mois de juin pour les ruchers 3 et 4 avec respectivement une moyenne de 6064 et 6673 varroa ; alors qu'au niveau des ruchers 1 et 2 la population varroa atteint son maxima au mois de juillet avec respectivement 3984 et 2476 varroa.

Durant la deuxième année, la population du varroa va régresser au niveau de tous les ruchers 1, 2,3 et 4 pour enregistrer respectivement un maximum de 2780 ; 2226 ; 5633 et 2949 varroa au mois de juillet.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre une différence hautement significative pour le facteur année ($P \leq 0,01$). Une différence très hautement significative pour le facteur période et pour le facteur rucher ($P \leq 0,001$) (Tab. 9).

Tableau 9 : Analyse de la variance de l'évolution de la population totale du varroa

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	160462400	71	2260035		
Var. Année	6424816	1	6424816	13,868	0,00114
Var, Période	37290460	3	12430150	26,83	0
Var, Rucher	72793570	8	9099196	19,64	0
Var. Résiduelle	11119040	24	463293,3		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les deux années étudiées en deux groupes homogènes. L'année 2016 durant laquelle la population du varroa est importante est classée en groupe A et l'année 2017 est placée en groupe B (Annexe 15).

Pour le facteur période, le test statistique détermine 5 groupes homogènes. Les mois de juin et juillet sont classés dans le groupe A, le mois de mars est classé dans le groupe D (Annexe 16).

D'autre part, les ruchers sont classés en trois groupes homogènes. Le Rucher 3 et 4 sont regroupés en groupe A. Le Rucher 1 et 2 sont classés respectivement dans le groupe B et C (Annexe 17).

3.2.4. Evolution de la mortalité naturelle de la population du varroa

L'évolution de la mortalité naturelle de la population du varroa durant les deux années d'étude est représentée dans la figure 42. La comparaison des données de l'évolution des taux moyen de mortalité naturelle du *V.destructor* durant les deux années d'étude, montre une augmentation progressive depuis le mois de mars jusqu'au début de l'automne.

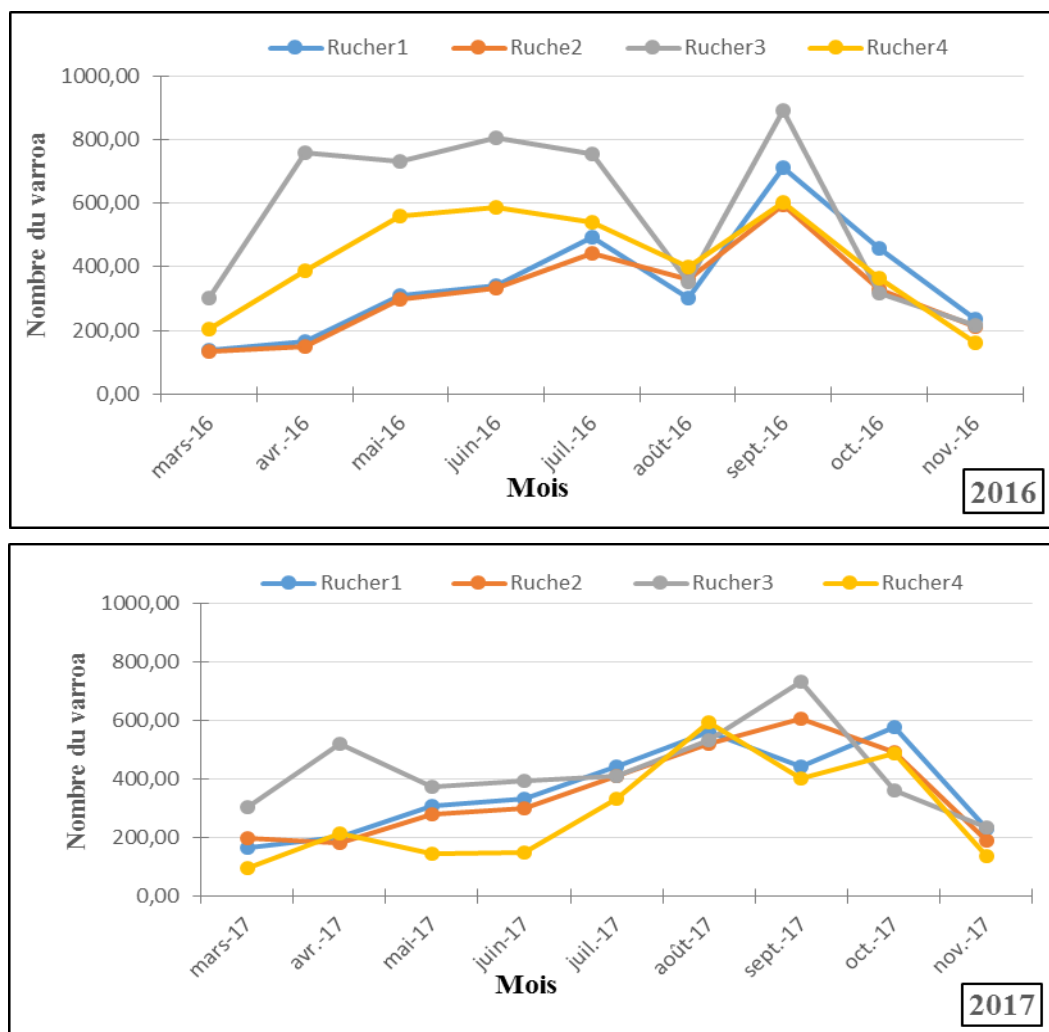


Figure 42 : Mortalité naturelle du varroa durant la période d'étude (2016-2017)

Les ruchers non traités 1 et 3 enregistrent, respectivement, un pic de mortalité moyenne de 711,29 et 890,86 varroas au mois de septembre 2016. Au cours de la deuxième année (2017), le taux de mortalité baisse légèrement au niveau des ruchers 1, 3 et 4 ; alors qu'au niveau du rucher 2 traité, les taux moyens de mortalité continuent à augmenter jusqu'à atteindre, au mois de septembre 2017, un effectif maximum de 606 varroa.

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle une différence hautement significative pour l'effet année ($P \leq 0,01$) et une différence très hautement significative pour l'effet période et effet rucher ($P \leq 0,001$) (Tab.10).

Tableau 10 : Analyse de la variance de l'évolution de la mortalité naturelle du varroa

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var, Totale	2511522	71	35373,55		
Var. Année	57215,25	1	57215,25	10,488	0,00353
Var, Période	315389,3	3	105129,8	19,272	0
Var, Rucher	1168548	8	146068,5	26,776	0
Var. Résiduelle	130923,4	24	5455,141		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les deux années étudiées en deux groupes homogènes. L'année 2016 durant laquelle la chute naturelle du varroa est importante est classée dans le groupe A et l'année 2017 est placée dans le groupe B (Annexe 18).

Pour le facteur période, le test statistique classe les périodes d'étude en 5 groupes homogènes. Le mois de septembre est classé dans le groupe A ; tandis que les périodes de mars et novembre sont classées dans le groupe D (Annexe 19).

D'autre part, les ruchers sont classés en 2 groupes homogènes. Le Rucher 3 est classé dans le groupe A. Alors que les Ruchers 1, 2 et 4 sont regroupés dans le groupe B (Annexe 20).

3.2.4.1. Corrélacion entre la mortalité naturelle et la population totale du varroa

a. Au niveau du rucher 1

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 1, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

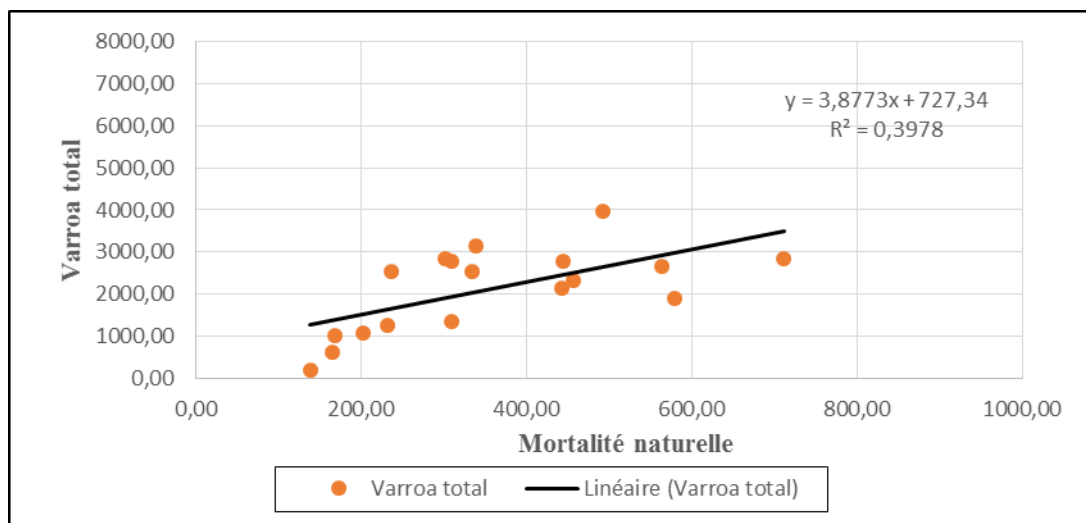


Figure 43 : Corrélacion entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 1

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,63$ ce qui indique qu'il existe une forte corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau des colonies du Rucher 1. La corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 3,8873x + 727,34$ avec $R^2 = 0,39$.

b. Au niveau du rucher 2

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 2, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

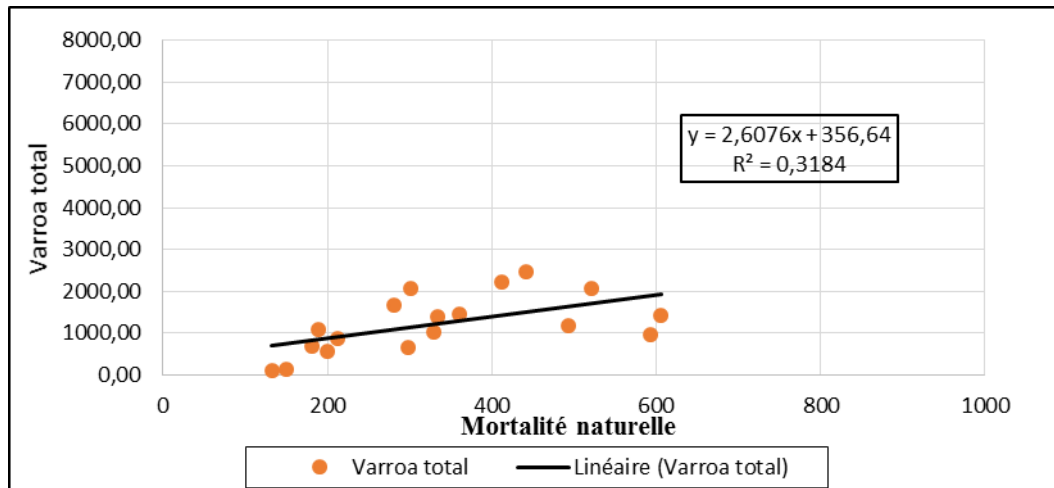


Figure 44 : Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 2

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,56$, ce qui indique qu'il existe une faible corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau des colonies du Rucher 2. La corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 2,6076x + 356,64$ avec $R^2 = 0,31$.

c. Au niveau du rucher 3

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 3, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

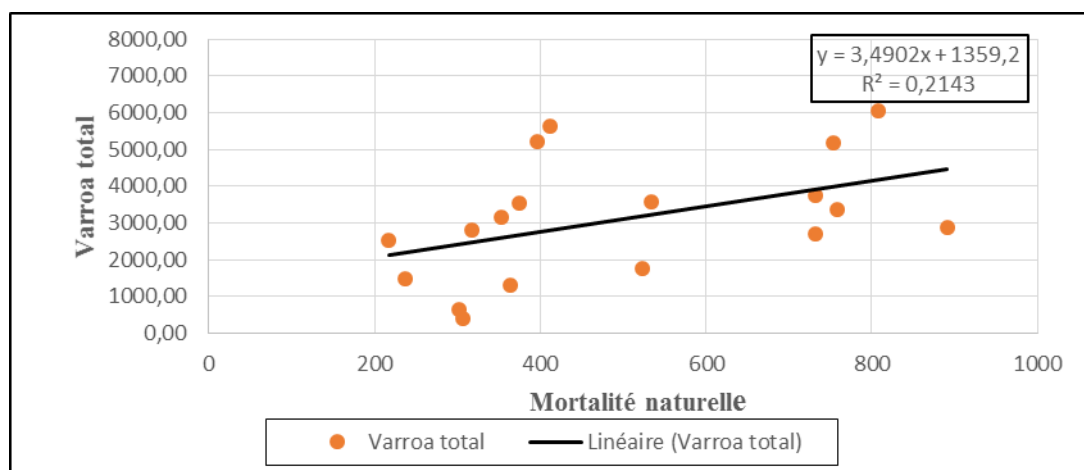


Figure 45 : Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 3

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,46$, ce qui indique qu'il n'existe pas de relation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau des colonies du Rucher 3. La corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 3,4902x + 1359,2$ avec $R^2 = 0,21$.

d. Au niveau du rucher 4

Pour montrer si l'évolution du taux d'infestation des abeilles (TIA) est en fonction de l'évolution du nombre d'abeilles dans les colonies du Rucher 4, nous avons effectué une analyse de la régression linéaire représentée dans la figure suivante :

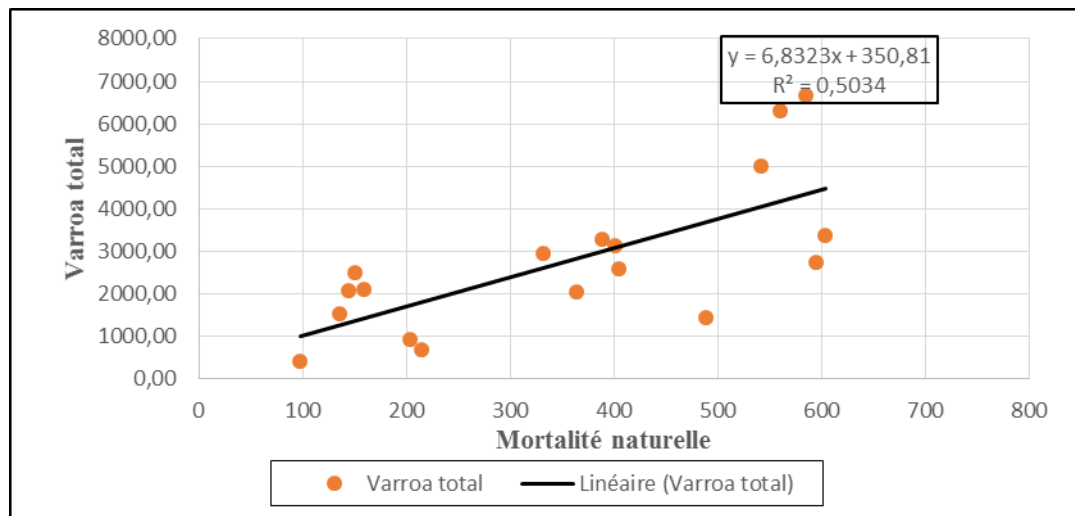


Figure 46 : Corrélation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau du Rucher 4.

Le coefficient de corrélation obtenu est $r = 0,70$, ce qui indique qu'il existe une forte relation entre la population totale du varroa et la mortalité naturelle au niveau des colonies du Rucher 4. La corrélation est déterminée par une droite de régression dont la fonction mathématique est : $y = 6,8323x + 350,81$ avec $R^2 = 0,50$.

3.3. Fertilité et reproduction du varroa

3.3.1. Taux moyen de la descendance

Le taux moyen des individus varroa trouvé dans les alvéoles du couvain des abeilles est représenté dans la figure 47.

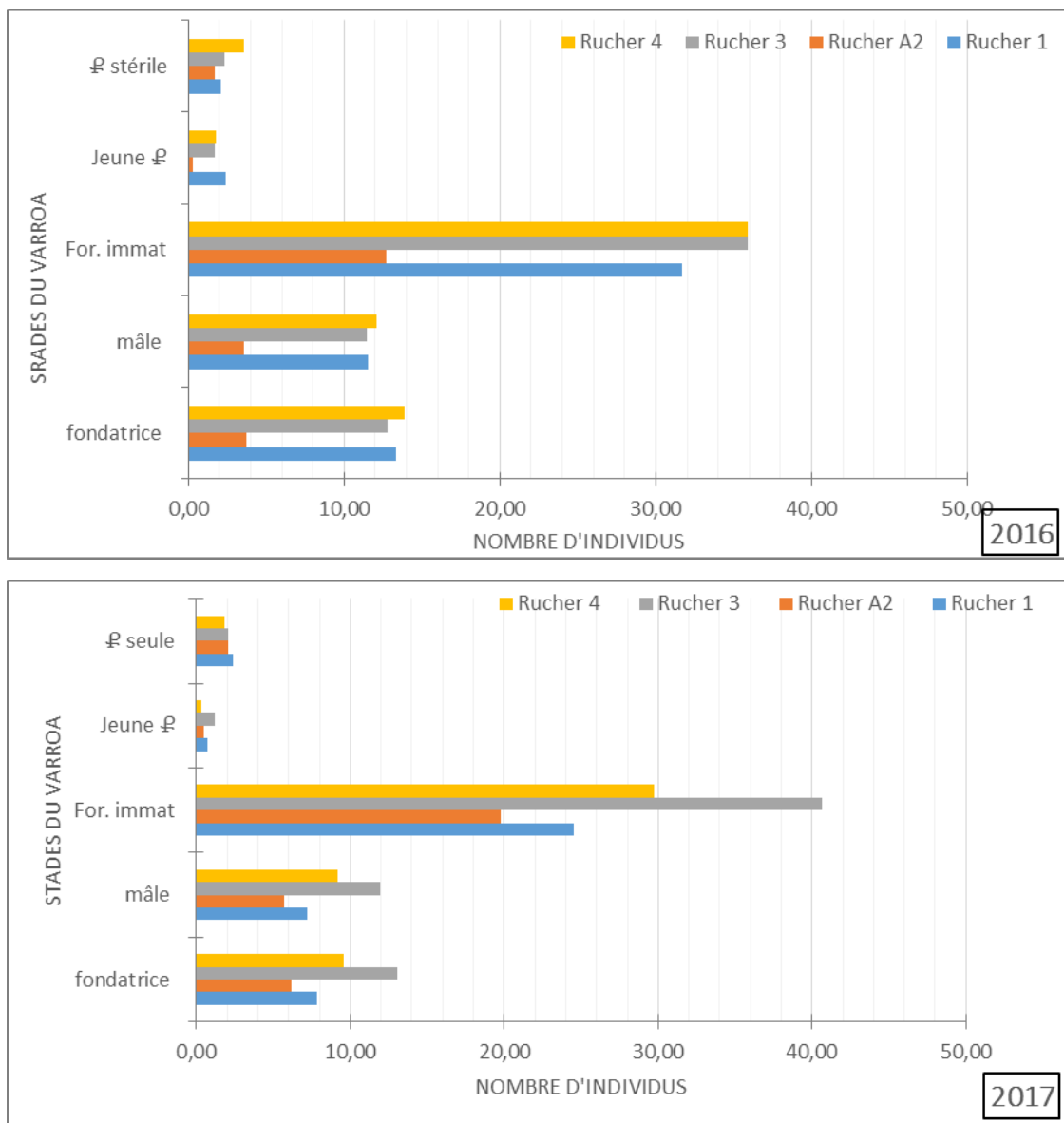


Figure 47 : Nombre moyen des individus varroa durant la période d'étude (2016-2017)

L'analyse des alvéoles infestées par varroa, durant les deux années d'études et au niveau des quatre ruchers, nous a permis de déterminer le nombre moyen de fondatrices et de leur descendance, c'est à dire l'effectif moyen des formes immatures, des jeunes femelles et des mâles ainsi que le nombre des femelles qui sont trouvées seules dans les alvéoles (femelle stérile).

En 2016, le nombre moyen de fondatrice le plus élevé est enregistré au niveau des ruchers 1 et 4 avec respectivement 13,37 et 13,87 individus. Alors qu'au niveau du rucher 2, nous avons relevé l'effectif moyen le plus faible qui est de 3,73 individus. Pour le nombre de mâle, nous constatons que le nombre moyen le plus élevé est enregistré au niveau du rucher 4 avec 12,08 individus. Le nombre moyen des formes immatures est très important au niveau des ruchers 3 et 4 avec respectivement 35,94 et 35,89 individus. D'autre part, nous avons

enregistré, au niveau des quatre ruchers, un très faible effectif de jeunes femelles varroa ainsi que celui de femelles stériles.

Durant la deuxième année d'étude (2017), nous constatons, au niveau du rucher 3, une légère augmentation du nombre moyen des fondatrices, de mâles et des formes immatures qui est de 13,08 ; 11,95 et 40,62 individus respectivement. Le rucher 2 marque également une augmentation de l'effectif de tous les individus. Par contre, au niveau des ruchers 1 et 4, nous enregistrons une diminution de nombre moyen de fondatrice, de mâle, des formes immatures, des jeunes femelles et les femelles stériles.

L'analyse de la variance révèle une différence très hautement significative pour le facteur individus ainsi que pour le facteur rucher ($P \leq 0,001$) et une différence non significative pour l'effet année ($P > 0,05$) (Tab.11).

Tableau 11 : Analyse de la variance du nombre de la descendance du varroa (individus)

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	4215,058	39	108,078		
Var. Individus	3126,779	4	781,695	117,777	0
Var. Rucher	406,16	3	135,387	20,399	0,00007
Var. Année	0,958	1	0,958	0,144	0,71074
Var. Résiduelle	79,645	12	6,637		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les différents stades de développement du varroa (les individus) en trois groupes homogènes. Les formes immatures sont classés en groupe A. Les fondatrices et les mâles sont regroupés en groupe B. les femelles stériles et les jeunes femelles sont classées en groupe C.

Le test statistique classe les ruchers en 3 groupes homogènes. Les ruchers 3 et 4 sont classés dans le groupe A ; tandis que les ruchers 1 et 2 sont classés dans le groupe B et C respectivement.

3.3.2. Taux de reproduction effective (TRE)

Le taux de reproduction effectif (taux de fertilité) du varroa est représenté dans la figure 48.

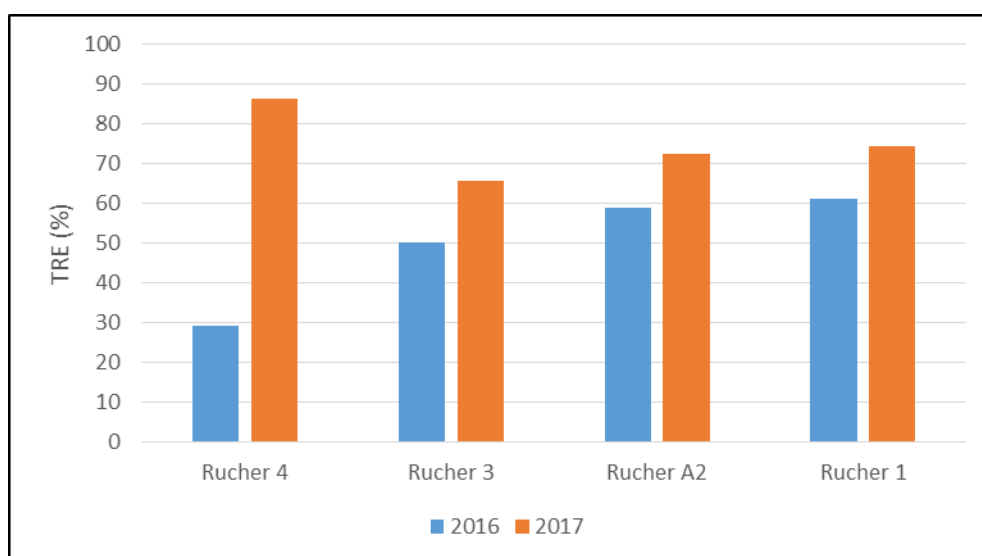


Figure 48 : Taux de reproduction effective du varroa au niveau des colonies étudiées durant les deux années (2016-2017)

Nous remarquons qu'en 2016 le TRE est très important au niveau du rucher 1 avec un taux moyen de 61% suivi par le rucher 2 avec un taux de 59%, alors que le rucher 4 enregistre un taux le plus faible qui est de 29%. Au cours de la deuxième année, le TRE est très important au niveau de tous les ruchers. Nous retenons, tout de même, que les colonies du rucher 4 marquent le taux le plus élevé qui est de 86,46%.

L'analyse de la variance à deux critères de classification révèle une différence non significative pour l'effet année et pour l'effet rucher sur le taux de fertilité du varroa ($P > 0,05$) (Tab.12).

Tableau 12 : Analyse de la variance du taux de reproduction effectif du varroa.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	2099,196	7	299,885		
Var. Rucher	159,443	3	53,148	0,227	0,87249
Var. Année	1237,282	1	1237,282	5,284	0,10421
Var. Résiduelle	702,471	3	234,157		

4. Discussion

Au cours de notre étude, nous nous sommes intéressés à l'étude de la dynamique des populations de l'abeille locale *Apis mellifera intermissa* et celle de la population du *Varroa destructor* au niveau des colonies traitées contre ce parasite et des colonies qui n'ont pas subi de traitement depuis trois ans. Nous avons constaté que l'évolution de la population des abeilles et celle du varroa diffère d'une période à une autre et d'un rucher à un autre.

A partir de la fin du mois de mars, la reine commence à pondre et les colonies reprennent l'activité jusqu'à ce qu'elles atteignent leur pic vers le mois de juin et juillet au niveau de tous les ruchers. Cette période coïncide avec la présence des ressources mellifères (le pollen et le nectar) source de nourriture des abeilles. Puis à partir de la fin du mois de septembre, les ressources de pollen diminuent, la reine ralentit la ponte et la population d'abeilles va ainsi diminuer.

PEYVEL (1994) note que le cycle de développement de la race *A. mellifera intermissa* est déterminé par des contrastes climatiques exceptionnels et saisonniers. En effet, selon IMDORF et *al.* (1996), l'évolution des colonies dépend de la floraison, de l'emplacement de la ruche et du comportement des ouvrières ainsi que de la reine.

VANDAME (1996) et DELAPLANE et *al.* (2013) rapportent qu'en climat tempéré, le nombre d'individus peuplant la colonie est une fonction directe des conditions floristiques, elles-mêmes dépendantes des conditions climatiques. Durant notre étude, nous avons constaté que les colonies étudiées sont plus développées durant la saison 2016 qu'en 2017. Les températures élevées ainsi que les faibles quantités de précipitation (2-37mm) enregistrées durant le printemps 2017 semblent entraver l'activité des abeilles. Ce qui corrobore les résultats obtenus par IMDORF et *al.* (2010) qui rapportent que les conditions climatiques variables engendrent également des différences d'une année à l'autre dans le développement d'une colonie.

D'autre part, la présence du couvain favorise le développement de la population du varroa (DONZE et *al.*, 1996). En effet, au cours de la première année de l'expérimentation, le couvain est très important ce qui favorise l'entrée de la fondatrice dans les cellules pour se reproduire. Il est à noter également, que le TIC, durant les deux saisons de notre étude est à son maximum aux mois de juin et juillet.

BOOT et *al.* (1994) et EGUARAS et *al.* (1994) rapportent que le nombre du varroa dans le couvain est lié à la saison et à la disponibilité du couvain dans la ruche.

De nombreux auteurs signalent également que les effets climatiques sur la production du couvain influencent significativement sur la croissance des populations de varroa dans le couvain (DE JONG et *al.*, 1984 ; FRIE et *al.*, 1994 ; GARCIA-FERNANDEZ et *al.*, 1995 ; MORETTO et MELLO, 2000).

Selon KRAUS et PAGE (1995) et BRANCO et *al.* (1999), en climat méditerranéen de Californie, la croissance des populations du parasite n'est pas due à un taux de reproduction élevé mais à la possibilité du varroa de se reproduire continuellement dans le couvain qui est présent presque toute l'année.

Par ailleurs, les colonies des ruchers non traités (R1 et R3) montrent un TIC important qui diffère d'une année à une autre et d'une période à une autre. En effet, il est plus élevé au mois de juin de la première année pour le rucher 1 alors qu'au niveau du rucher 3, il atteint un maximum au mois de juillet de la deuxième année. Cela peut s'expliquer par le fait que dans une cellule nous pouvons trouver plus d'un individu varroa. Selon IFANTIDIS (1997), une femelle varroa peut pondre au maximum sept œufs dans les cellules de faux-bourdon et 6 dans les alvéoles de l'ouvrière.

Néanmoins, au cours de la première année au niveau des ruchers non traités, le TIA augmente progressivement à partir du mois de juillet pour atteindre un maximum au mois de novembre de 11,81% pour le R1 et de 10,95% pour le R3. Alors que durant la deuxième année, l'infestation des abeilles régresse jusqu'à 6,29% et 8,72% au niveau de R1 et R3 respectivement et ce au mois de Septembre

En outre, la mortalité naturelle au niveau de ces deux ruchers est très importante au mois de septembre de la première année. Alors qu'au cours de la deuxième année, les deux ruchers enregistrent une légère baisse de la mortalité naturelle avec des pics moyens de 731,81 pour R3 au mois de septembre et de 579 pour R1 au mois d'octobre. En effet, à ces périodes, les colonies sont presque dépourvues du couvain, alors les varroas qui n'étaient pas dans le couvain sont devenus phorétiques.

EGUARAS et *al.* (1994) et KOKKINIS et LIAKOS (2004) signalent qu'en automne, lorsque le couvain diminue, il est possible d'observer une augmentation du nombre de cellules pluri-infestées.

Selon FREY et *al.* (2011), chaque colonie est infestée à son niveau suivant les facteurs de tolérance et résistance qui lui sont propres.

Par ailleurs, la différence de l'infestation des colonies d'une année à l'autre et d'un rucher à un autre peut être due au fait que les ouvrières manifestent beaucoup plus le comportement d'épouillage que celles des autres colonies. Nous signalons, également, que malgré les taux d'infestation élevé des colonies étudiées, ces dernières restent actives et rigoureuses

La diminution de la population varroa au cours de la deuxième année peut être également liée aux températures élevées. HOULE (2004) rapporte que des expériences ont été menées sur l'utilisation de la chaleur contre le varroa afin de trouver la température et la durée de traitement qui permettent de réduire le nombre d'acariens sans tuer les abeilles. Il note aussi que dans certains pays, comme l'Algérie et le Maroc, les abeilles arrivent à cohabiter avec le varroa. La dynamique de développement de l'acarien est ralentie par la température du couvain qui est supérieure à 36°C

BERKANI et al. (2013) signalent qu'en climat méditerranéen, une mortalité importante du varroa a été enregistrée. Alors que dans le cas des climats semi-arides et arides aux étés chauds, il a été constaté que les températures élevées ont un effet néfaste sur les acariens.

GARCIA-FERNANDEZ et al. (1995) et BERKANI et al. (2013) rapportent que le climat et la phénologie sont deux facteurs qui peuvent contrôler la dynamique des populations de varroa.

D'autre part, nos résultats se rapprochent de ceux de ADJLANE et al. (2015) et de HABBI-CHERIFI (2015) qui ont enregistré chez *A.mellifera intermissa* respectivement dans la région de la MITIDJA et de TIZI-OUZOU que le TIA et la mortalité naturelle est en proportion plus élevée en automne.

La chute des acariens s'est poursuivie pendant l'hiver, mais avec des faibles taux, ce qui est probablement dû au fait que les acariens phorétiques restants sont solidement positionnés entre les segments de l'abeille, comme l'a rapporté FRIES en 1997. De son côté, MARTIN (2001) note qu'en hiver, par rapport à l'été, un plus petit nombre de progénitures adultes femelles est enregistré, ce qui est dû au niveau élevé de mortalité des descendants mâles. Néanmoins, en hiver, un certain nombre d'acariens continuent de quitter la colonie puisqu'ils tombent avec des abeilles mortes à l'extérieur de la ruche (FRIES et PEREZ-ESCALA, 2001).

D'autre part, au niveau des ruchers traités, une réinfestation des colonies est très remarquable au niveau du rucher 4 qui présente durant la première année, qui précède le traitement, un taux d'infestation très élevé par rapport au rucher 2, au niveau duquel le développement du varroa est progressif jusqu'à atteindre les maximum vers la deuxième année. La réinfestation de ces deux ruchers dénote la diminution de l'efficacité du traitement chimique Bayvarol® avec lequel ils ont été déjà traités.

L'étude de l'évolution du varroa dans le couvain nous a permis de déterminer un autre facteur important, fortement corrélé à la dynamique de la population du parasite varroa, qui est le nombre d'acariens fertiles se développant dans les cellules de couvain d'ouvrières (FRIES et al., 1994 ; CORREA-MARQUEZ et al., 2003 ; CALDERON et al., 2007).

Selon VANDAME (1996), si un seul mâle est présent, on considère qu'il aurait eu la possibilité de féconder les femelles adultes avant l'émergence de l'abeille. Les résultats obtenus sur le taux élevé de fertilité au cours des deux années d'études montrent une différence non significative au niveau des quatre ruchers. En 2016, nous avons relevé des taux de 61%, 59%, 50,35% et 29,6% au niveau de R1, R2, R3 et R4 respectivement. Par contre en 2017, ce taux va augmenter au niveau de tous les ruchers et atteint 86,46% au niveau des colonies du rucher 4. Cela peut s'expliquer par le nombre de fondatrice présente dans les

alvéoles ainsi que celui des deutonymphes qui vont se développer en futures femelles fondatrices.

Selon CALIS *et al.* (1999) et MILANI *et al.* (2004), les variations observées sur les taux de reproduction de l'acarien peuvent avoir un impact sur la dynamique de sa population en raison du grand nombre de générations par année. D'autre part, ROSENKRANZ (1999) signale que les différences géographiques et climatiques ainsi que l'état physiologique de l'hôte jouent un rôle important dans la fertilité des acariens.

D'autre part, DEGRANDI-HOFFMAN *et al.* (2002) signalent que Les taux de reproduction du varroa peuvent varier d'une colonie à une autre pour plusieurs raisons. Certaines sont liées au comportement d'épouillage et hygiénique des abeilles ouvrières adultes. D'autres sont attribuées aux caractères physiologiques des larves et des nymphes d'abeilles.

En outre, GARRIDO *et al.* (2003) révèlent que le pourcentage des femelles varroa infertiles varie beaucoup selon l'hôte et représente un facteur essentiel dans la stabilité de l'équilibre hôte-parasite. En fait, la reproduction réduite du varroa est considérée comme le facteur le plus important dans la tolérance des abeilles à l'égard de ce parasite (CALDERON, *et al.*, 2010 ; NGANSO *et al.*, 2018).

AL GHAMDI et HOOPINGARNER rapportent, dans leurs travaux réalisés en 2003, que le nombre moyen de femelles varroa atteignant la maturité avant l'émergence de l'abeille est de 1,41 et 2,69 dans les cellules des ouvrières et des faux bourdons respectivement. Cette étude a révélé également que 86,75 et 93% des acariens étaient fertiles dans les cellules des ouvrières et des faux bourdons, respectivement. Alors que le pourcentage de femelles non reproductrices était respectivement de 11 et 7% dans les cellules de des ouvrières et des faux bourdons.

Selon, CARNEIRO *et al.* (2007), le pourcentage des acariens fertiles dans le couvain des ouvrières des abeilles africanisée (Brésil) est passée de 56,0% dans les années 1980 à 86,0% en 2005-2006. Cela est dû au taux élevé de deutonymphes (72%) qui peuvent atteindre le stade adulte au moment de la naissance des abeilles,

SANTOS *et al.* ont étudié, en 2015, l'évolution de taux de reproduction et de fertilité du varroa au niveau des colonies d'abeilles produisant du miel et de la gelée royale. Ils ont constaté que les colonies qui produisent du miel présentent des taux de reproduction de 100,75% et de fertilité de 107,99%, plus élevé que ceux obtenus dans les colonies produisant de la gelée royale. Cela s'explique par le fait que les colonies à miel sont très peuplées et renferment plus de couvain.

ALATTAL et *al.* (2017) dénotent que la fertilité des acariens était presque identique (87,5% et 89,4%) chez *A.mellifera jemenitica* et *A.mellifera.carnica*. Alors que le nombre de jeunes femelles varroa par fondatrice est respectivement de 2,0 et 2,1 pour les sous-espèces d'abeilles domestiques indigènes et d'*A.mellifera.carnica*.

D'autres travaux entrepris par NGANSO et *al.*, en 2018, montrent que des taux d'infertilité élevés (26-27%) et des pourcentages de jeunes femelles varroa non fécondée (39-58%), ainsi qu'une faible fécondité (1,7-2,2%) sont des paramètres clés qui semblent interagir les uns avec les autres au cours des saisons pour réduire la reproduction des acariens chez les colonies d'*A. mellifera scutellata*.

CHAPITRE V

*Inventaire des
arthropodes dans les
colonies d'*A. mellifera*
*intermissa**

1. Introduction

La ruche représente l'habitat de la colonie d'abeilles, c'est dans cet environnement que ces dernières vivent et se développent (LE CONTE, 2002) en compagnie d'autres arthropodes formant ainsi un cortège faunistique très diversifié. Certains d'entre eux pourraient agir directement ou indirectement sur les abeilles ou sur les produits qu'elles fabriquent, perturbant ainsi la stabilité et la vie de la colonie (BEN HAMIDA, 1999).

La présente étude consiste à faire un inventaire des insectes qui partagent l'habitation de l'abeille locale *A.mellifera intermissa* et préciser les dégâts qu'ils pourraient éventuellement provoquer aux colonies.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

Notre étude a été réalisée au niveau de trois ruchers répartis sur trois stations. Chaque rucher comporte 5 ruches peuplées :

- Station 1 : comporte un rucher pédagogique appartenant au centre de formation professionnel (CFPA) de Mechtras.
- Station 2 : c'est un rucher qui appartient à un apiculteur privé. Il se trouve dans un village dit « Iaalallen » situé à environ 3Km à l'Ouest de la commune de Draa Ben Khedda.
- Station 3 : c'est un rucher appartenant à un apiculteur privé. Il se trouve dans le village Azib Ahmed situé à environ 2Km au sud de la commune de Tizi-Ouzou.

Ces différentes stations ont été décrites précédemment (voir chapitre III)

2.2. Méthodes

Dans le but de savoir quels sont les invertébrés inféodés aux colonies d'abeilles, 24 sorties ont été effectuées depuis le mois de janvier au mois de décembre 2017 à raison de deux sorties par mois.

2.2.1. Echantillonnage des différentes espèces d'invertébrés présentes dans la ruche

D'après RAMADE (2003), les différentes méthodes d'échantillonnage dépendent du milieu auquel la population étudiée est inféodée.

Pour la réalisation de notre inventaire, nous avons opté pour deux méthodes d'échantillonnage : la méthode d'approche directe ou capture à la main et l'utilisation des pièges englués (ou méthode des langes).

2.2.1.1. Capture directe : cette technique se caractérise par une approche directe des arthropodes qui sont capturés à l'aide d'une pince ou à la main puis introduits dans des boîtes en plastiques ou des flacons.

La collecte des arthropodes se fait en premier lieu dans le nourrisseur puis à l'intérieur de la ruche. Une fois la ruche est ouverte, tout arthropode étranger à la colonie qui peut se trouver soit sur les cadres, sur les parois de la ruche ou encore sur le plateau de la ruche est capturé.

2.2.1.2. Piège englué (méthode de langes) : des langes graissés sont déposés au fond des plateaux grillagés afin de recueillir toutes les espèces d'arthropodes qui vont tomber soit du corps des abeilles ou des cadres ainsi que ceux qui vont pénétrer à l'intérieur de la ruche à travers l'entrée de vol. Après trois jours, ces langes sont retirés et tous les arthropodes qui y sont collés sont collectés (Fig.49).



Figure 49: Piège englué (Originale, 2017)

2.2.2. Méthode de travail au laboratoire

Au laboratoire, les individus sont dénombrés et sont conservés dans des flacons contenant de l'alcool à 75%, pour les individus de petite taille, soit dans des boîtes de Pétri pour les individus de tailles moyennes et grandes. Sur les deux types de moyens de conservation nous portons les renseignements suivants : la date, le type de piège, le numéro de la ruche et du rucher. Les arthropodes capturés sont identifiés et comptés au laboratoire après chaque sortie.

Un premier tri des arthropodes est réalisé pour les séparer en classe, ordres, famille et espèces quand cela est possible.

Avec l'aide précieuse de certains enseignants et la consultation de plusieurs clés de détermination des arthropodes (CHENRY, 1988 ; CHAUVELIER et MANIL, 2012) nous avons pu identifier la majorité des espèces capturées.

2.3. Exploitation des résultats

Les résultats de la présente étude sont exploités par la qualité de l'échantillonnage et les indices écologiques de composition et de structure.

2.3.1. Qualité de l'échantillonnage

La qualité de l'échantillonnage est le rapport du nombre des espèces vues une seule fois au nombre total de relevés. Plus le rapport a/N est petit, plus la qualité d'échantillonnage est grande. Celle-ci est donnée par la formule suivante (BLONDEL, 1979) :

$$Q = a/N$$

Q : Qualité de l'échantillonnage.

a : Nombre des espèces vues une seule fois avec un seul exemplaire au cours de tous les relevés.

N : Nombre total de relevés ou bien le nombre de sorties réalisées pour échantillonner.

2.3.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques

2.3.2.1. Indices écologiques de composition

Les résultats obtenus sont analysés par les indices suivants : la richesse totale (S), la fréquence centésimale (F.C. %) et la fréquence d'occurrence (F.O. %). Ces indices déterminent l'aspect quantitatif de l'entomofaune étudiée.

2.3.2.1.1. Richesse totale (S)

La richesse totale d'une biocénose correspond à la somme des espèces qui la composent (RAMADE, 2003). Dans le cas de la présente étude la richesse totale (S) correspond au nombre total des espèces échantillonnées. Cet indice est appliqué pour chaque méthode.

2.3.2.1.2. Fréquence centésimale (F.C. %) ou abondance relative (A.R. %)

La fréquence centésimale est le pourcentage des individus de l'espèce (n_i) prise en considération par rapport au total des individus N de toutes espèces confondues (DAJOZ, 1971). Elle est donnée par la formule suivante :

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

F.C. % : Fréquence centésimale ;

N : Nombre total des individus de toutes les espèces ;

n_i : Nombre des individus de l'espèce rencontré.

2.3.2.1.3. Fréquence d'occurrence (F.O. %)

La fréquence d'occurrence est le rapport (%) du nombre de relevés contenant l'espèce (Pi) prise en considération par rapport au nombre total des relevés (P) (DAJOZ, 1982). D'après FAURIE *et al.* (2003), elle est définie comme suit :

$$\text{F.O. \%} = (\text{Pi} \times 100) / \text{P}$$

F.O. % : Fréquence d'occurrence ;

Pi : Nombre des relevés contenant l'espèce étudiée ;

P : Nombre total des relevés effectués.

Selon DAJOZ (1971), en fonction de la valeur de F.O. (%), nous pouvons distinguer les catégories ci-dessous, les espèces sont dites :

- Omniprésentes si F.O. = 100 %;
- Constantes si 75 % ≤ F.O. < 100 %;
- Régulières si 50 % ≤ F.O. < 75 %;
- Accessoires si 25 % ≤ F.O. < 50 %;
- Accidentelles si 5 % ≤ F.O. < 25 %;
- Rares si F.O. < 5 %.

2.3.2.2. Indices écologiques de structure

Les indices écologiques de Structure déterminent l'aspect qualitatif de l'entomofaune étudiée. Il s'agit de la diversité de Shannon-Weaver, la diversité maximale et l'indice d'équitabilité.

2.3.2.2.1. Indice de diversité de Shannon-Weaver

Selon RAMADE (1984), il s'avère nécessaire de combiner l'abondance relative des espèces et la richesse totale afin d'obtenir une expression mathématique de l'indice général de la diversité de Shannon-Weaver. Elle est donnée par la formule suivante :

$$H' = - \sum q_i \log_2 q_i$$

H' : Indice de diversité de Shannon-Weaver exprimé en unité bits ;

qi : Fréquence relative de l'espèce **i** par rapport aux individus de l'ensemble du peuplement, qui peut s'écrire $q_i = n_i / N$, où **ni** est l'effectif de chaque espèce dans l'échantillon et **N** la somme des **ni** toutes espèces confondues.

2.3.2.2.2. Diversité maximale

La diversité maximale (H' max.) correspond à la valeur de la diversité la plus élevée possible du peuplement, calculée sur la base d'une égale densité pour toutes les espèces présentes (MULLER, 1985). Cette diversité est représentée par la formule suivante :

$$H' \text{ max} = \text{Log}_2 S$$

S : Nombre total des espèces d'arthropodes présentes.

2.3.2.2.3. Indice d'équitabilité

D'après BARBAULT (1981), l'équitabilité (E) est le rapport de la diversité observée (H') à la diversité théorique maximale (H' max.) :

$$E = H' / H' \text{ max}$$

L'équitabilité varie entre 0 et 1. Elle tend vers 0 quand les effectifs des espèces présentes sont en déséquilibre entre eux. Dans ce cas une ou deux espèces dominent tout le peuplement par leurs effectifs. Elle tend vers 1 lorsque toutes les espèces sont représentées par des effectifs très voisins. Cela signifie que les effectifs des espèces capturées ont tendance à être en équilibre entre eux.

3. Résultats

3.1. Résultats de l'inventaire global des invertébrés

L'ensemble des arthropodes capturés au niveau des colonies d'abeilles des trois ruchers (DBK, Mechtras et Azib Ahmed) et cela sur une période de 12 mois sont rassemblés après identification dans le tableau 13. Cet inventaire est réalisé en mettant en œuvre deux méthodes d'échantillonnage : capture directe à la main et l'utilisation des pièges englués (méthode des langes).

Tableau 13 : Liste globale des différentes espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois Ruchers.

Classes	Ordre	Famille	Espèce	Total
Arachnida	Mesostigmata	Varroidae	<i>Varroa destructor</i>	32064
Insecta	Coleoptera	Cetoniidae	<i>Potosia opaca</i>	397
		Bostrychidae	<i>Bostrychidae sp.*</i>	4
		Nitidulidae	<i>Carpophilus hemipterus</i>	16
			<i>Carpophilus humeralis</i>	15
			<i>Meligethus planiusculus*</i>	13
			<i>Epuraea luteola</i>	36
		Cryptophagidae	<i>Cryptophagus hexagonalis</i>	88
		Chrysomelidae	<i>Halticinae sp.*</i>	10
		Lathrididae	<i>Corticaria sp.*</i>	20
		Scarabaeidae	<i>Scarabaedae sp.*</i>	8
		Dermastidae	<i>Anthreneus verbasci</i>	5
	Diptera	Calliphoridae	<i>Bellardia sp.*</i>	38
		Culcidae	<i>Aedes sp.*</i>	20
	Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis viaticus</i>	1045
			<i>Cataglyphis bicolor</i>	9
			<i>Monomorium salomonis</i>	6
			<i>Tapinoma negerrimum</i>	594
		Vespidae	<i>Vespula germanica</i>	180
	Lepidoptera	Pyralidae	<i>Galleria mellonella</i>	12
			<i>Achroia grisella</i>	80
		Sphingidae	<i>Acherontia sp.</i>	17
	Blattodea	Ectobiidae	<i>Ectobilus sp.*</i>	36

* : Espèces inventoriées pour la première fois dans nos colonies.

A partir du tableau 13, nous relevons que les différentes méthodes d'échantillonnage utilisées, nous ont permis de capturer 23 espèces avec un effectif total de 34712 individus appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes: Arachnida et Insecta. Cette dernière est représentée par 5 ordres (Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera et Blattodea) qui se répartissent en 15 familles et 22 espèces. Alors que la classe des arachnida

est représentée par un seul ordre, une seule famille et une seule espèce *Varroa destructor*. Sur l'ensemble de ces espèces, *Bostrychidae sp.*, *Meligethus planiusculus*, *Halticinae sp.*, *Corticaria sp.*, *Scarabaeidae sp.*, *Bellardia sp.*, *Aedes sp.* et *Ectobilus sp.* sont des espèces inventoriées pour la première fois au niveau de nos colonies d'abeilles.

3.2. Effectifs des espèces capturées manuellement dans les trois ruchers d'étude

L'ensemble des arthropodes capturés par la méthode de capture à la main dans les colonies d'abeilles des trois ruchers étudiés sont rapportés dans le tableau 14.

Tableau 14 : Effectifs des espèces capturées manuellement au niveau des trois ruchers.

Classes	Ordre	Famille	Espèce	DBK	Mechtras	Azib Ahmed
Insecta	Coleoptera	Cetoniidae	<i>Potosia opaca</i>	118	189	90
		Scarabaeidae	<i>Scarabaeidae sp.</i>	8	-	-
		Dermastidae	<i>Anthrenus verbasci</i>	5	-	-
	Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis viaticus</i>	163	357	204
			<i>Tapinoma negerrimum</i>	128	243	4
		Vespidae	<i>Vespula germanica</i>	90	64	10
	Lepidoptera	Pyralidae	<i>Galleria mellonella</i>	5	6	1
			<i>Achroia grisella</i>	4	26	11
		Sphingidae	<i>Acherontia sp.</i>	-	-	17

Durant les 12 mois d'expérimentation, la capture à la main nous a permis de recenser 9 espèces, appartenant à la classe des insectes et qui se répartissent en 03 ordres (Coleoptera, Hymenoptera et Lepidoptera). Chaque ordre referme trois espèces. Au niveau du rucher de DBK, nous avons rencontré 521 individus qui se répartissent en 8 espèces. 885 individus représentant 6 espèces sont inventoriés dans le rucher de Mechtras. Alors que dans les colonies du rucher d'Azib Ahmed, nous rencontrons 337 individus répartis en 7 espèces.

3.3. Effectifs des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers d'étude

Les effectifs des espèces d'invertébrés piégées dans les langes graissés dans les colonies d'abeilles des trois ruchers sont portés dans le tableau 15.

Tableau 15 : Effectifs des espèces capturées par les pièges englués au niveau des trois ruchers étudiés.

Classes	Ordre	Famille	Espèce	DBK	Mechtras	Azib Ahmed
Arachnida	Mesostigmata	Varroidae	<i>Varroa destructor</i>	1346	1452	29266
Insecta	Coleoptera	Bostrychidae	<i>Bostrychidae sp.</i>	-	-	4
		Nitidulidae	<i>Carpophilus hemipterus</i>	-	-	16
			<i>carpophilus humeralis</i>	-	-	15
			<i>Meligethus planiusculus</i>	-	-	13
			<i>Epuraea luteola</i>	-	-	36
		Cryptophagidae	<i>Cryptophagus hexagonalis</i>	-	-	88
		chrysomelidae	<i>Halticinae sp.</i>	-	-	10
	Lathrididae	<i>Corticaria sp.</i>	-	-	20	
	Diptera	Calliphoridae	<i>Bellardia sp.</i>	-	-	38
		Culcidae	<i>Aedes sp.</i>	6	11	3
	Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis viaticus</i>	144	140	37
			<i>Cataglyphis bicolor</i>	-	-	9
			<i>Monomorium salomonis</i>	-	-	6
			<i>Tapinoma negerrimum</i>	109	97	13
Vespidae		<i>Vespula germanica</i>	1	3	12	
Lepidoptera	Pyralidae	<i>Achroia grisella</i>	14	13	12	
Blattodea	Ectobiidae	<i>Ectobilus sp.</i>	-	8	28	

L'ensemble des individus recensés dans les pièges englués au niveau des trois ruchers d'étude atteignent 32970 individus se répartissent en deux classes : Arachnida et Insecta. Dans le rucher d'Azib Ahmed 18 espèces sont capturées avec 29626 individus qui sont distribuées en 6 ordres et 11 familles. Le rucher de Mechtras renferme 7 espèces avec 1724 individus réparties en 5 ordres et 5 familles. Au niveau du rucher de DBK, nous avons capturé 1620 individus qui se répartissent en 6 espèces représentant 4 ordres et 4 familles.

3.4. Exploitation des résultats concernant les invertébrés capturés par les deux méthodes d'échantillonnage

Les résultats des invertébrés capturés par les deux méthodes d'échantillonnage (à la main et par les pièges englués) au niveau des trois stations d'étude sont exploités d'une part par la qualité de l'échantillonnage et d'autre part par des indices écologiques de composition et de structure et par la méthode statistique.

3.4.1. Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage

3.4.1.1. Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées à la main

Les valeurs de la qualité d'échantillonnage calculées pour les trois stations d'étude sont regroupées dans le tableau 16.

Tableau 16 : Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées à la main dans les trois ruchers étudiés.

	Mechtras	DBK	Azib Ahmed
a	3	1	1
N	24	24	24
a/n	0,13	0,04	0,042

a : Nombre d'espèces vues une seule fois en un seul exemplaire ;

N : Nombre total de relevé ;

a/N : Qualité d'échantillonnage.

Les valeurs de la qualité de l'échantillonnage varient entre 0,04 et 0,13 dans les trois ruchers d'étude. Les valeurs de a /N obtenues sont inférieures à 1 ce qui explique que notre échantillonnage est bon. Dans ce cas, l'effort de l'échantillonnage est suffisant. Le nombre d'espèces vues une seule fois dans le rucher de Mechtras est de 3. Pour les ruchers de DBK et Azib Ahmed, il est d'une seule espèce.

3.4.1.2. Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les pièges englués

Les valeurs de la qualité d'échantillonnage calculées pour les trois stations d'étude sont regroupées dans le tableau 17.

Tableau 17 : Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers étudié.

	Mechtras	DBK	Azib Ahmed
a	2	5	8
N	24	24	24
a/n	0,08	0,21	0,33

a : Nombre d'espèces vues une seule fois en un seul exemplaire ;

N : Nombre total de relevé ;

a/N : Qualité d'échantillonnage.

Les valeurs de la qualité de l'échantillonnage varient entre 0,08 et 0,33 dans les trois ruchers d'étude. Les valeurs de a /N obtenues sont inférieurs à 1 ce qui explique que notre échantillonnage est bon. Dans ce cas, l'effort de l'échantillonnage est suffisant. Le nombre d'espèces vues une seule fois est 2, 5 et 8 au niveau du rucher de Mechtras, DBK et dAzib Ahmed respectivement.

3.4.2. Exploitation des résultats des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage par les indices écologiques de composition

3.4.2.1. Variation temporelle de la Richesse totale (S) et moyenne (Sm) des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois ruchers

3.4.2.1.1. Variation temporelle de la Richesse totale (S) et moyenne (Sm) des espèces capturées à la main au niveau des trois ruchers

Les valeurs de la variation temporelle des richesses totales et moyennes des espèces capturées mensuellement à la main durant toute la période d'étude au niveau des trois ruchers sont portées dans le tableau 18.

Tableau 18. Variation temporelle de la Richesse totale et moyenne des espèces capturées manuellement dans les trois ruchers d'étude.

Ruchers	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
DBK	S	2	2	5	7	2	4	4	4	4	2	2	2
	Sm	3,33±1,61											
Mechtras	S	3	2	1	3	4	5	5	5	4	5	3	2
	Sm	3,5±1,38											
Azib Ahmed	S	1	0	0	0	2	5	4	3	3	4	2	0
	Sm	2±1,81											

S : Richesse totale ; Sm : Richesse moyenne

Les richesses des invertébrés capturés manuellement fluctuent dans le temps et entre les ruchers. En effet, le nombre d'espèces capturées varie de 2 en hiver et à la fin d'automne à 7 espèces en avril avec une richesse moyenne égale à $3,33 \pm 1,61$ espèces au niveau du rucher de DBK. Dans les colonies de Mechtras, le nombre des espèces présentes fluctue entre 01 espèce au mois de mars à 5 en été et au mois d'octobre ; la richesse moyenne enregistrée est de $3,5 \pm 1,38$ espèces. Par contre dans le rucher d'Azib Ahmed, les valeurs de la richesse totale sont comprises entre 0 et 5 espèces et le nombre d'espèces présentes est très important au mois de juin.

3.4.2.1.2. Variation temporelle de la Richesse totale (S) et moyenne (Sm) des espèces capturées par les pièges englués au niveau des trois ruchers

Les valeurs de la variation temporelle des richesses totales et moyennes des espèces capturées, mensuellement, par les pièges englués durant toute la période d'étude, au niveau des trois ruchers, sont portées dans le tableau 19.

Tableau 19. Variation temporelle de la Richesse totale et moyenne des espèces capturées par les pièges englués dans les trois stations d'étude

Ruchers	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avril	Mai	Juin	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
DBK	S	2	3	4	5	2	4	4	4	3	2	4	3
	Sm	3,33±0,98											
Mechtras	S	2	4	2	3	2	4	5	5	3	4	3	3
	Sm	3,33±1,07											
Azib Ahmed	S	7	5	8	3	4	4	4	3	7	8	13	11
	Sm	6,41±3,20											

S : Richesse totale ; Sm : Richesse moyenne

Les richesses des invertébrés capturés par les pièges englués fluctuent dans le temps et entre les ruchers. En effet, le nombre d'espèces capturés varie de 2 en janvier, mai et octobre à 5 espèces capturées au mois d'avril avec une richesse moyenne égale à $3,33 \pm 0,98$ espèces au niveau du rucher de DBK. Dans les colonies de Mechtras, le nombre des espèces présentes fluctue entre 02 espèces capturées au mois de janvier, et au printemps à 5 en été ; la richesse moyenne enregistrée est de $3,33 \pm 1,07$ espèces. Par contre dans le rucher d'Azib Ahmed, les valeurs de la richesse totale sont comprises entre 3 et 13 espèces. Le nombre d'espèces présentes est très important au mois de novembre et octobre ; la richesse moyenne enregistrée est de $6,41 \pm 3,20$ espèces.

3.4.2.2. Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois ruchers

3.4.2.2.1. Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main au niveau des trois ruchers

Les valeurs des fréquences relatives des invertébrés pris directement à la main sont présentées d'abord selon les ordres puis selon les espèces.

3.4.2.2.1.1. Abondances relatives (A.R%) en fonction des ordres

a. Au niveau du rucher de DBK

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'invertébrés capturées à la main en fonction des ordres au niveau du rucher de DBK sont rapportées dans la figure 50.

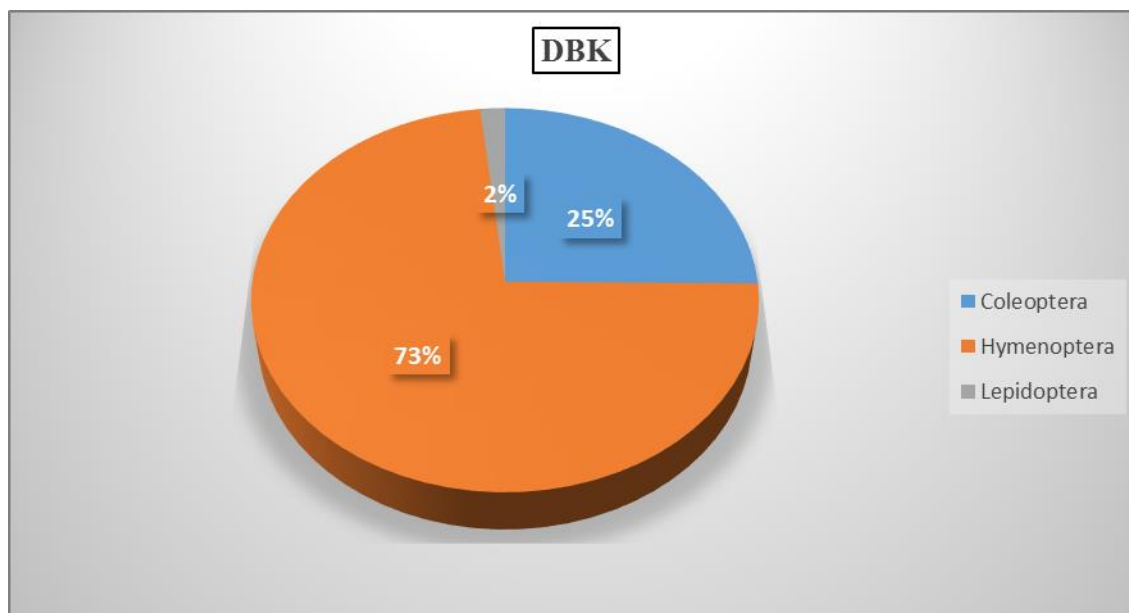


Figure 50 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Draa Ben Khedda

Nous constatons que l'ordre des Hymenoptera domine avec 73%, suivi de l'ordre des Coleoptera avec une abondance relative de 25%. L'ordre de Lepidoptera n'est représenté qu'avec 2%.

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

Les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'invertébrés capturées à la main en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed sont représentées dans la figure 51.

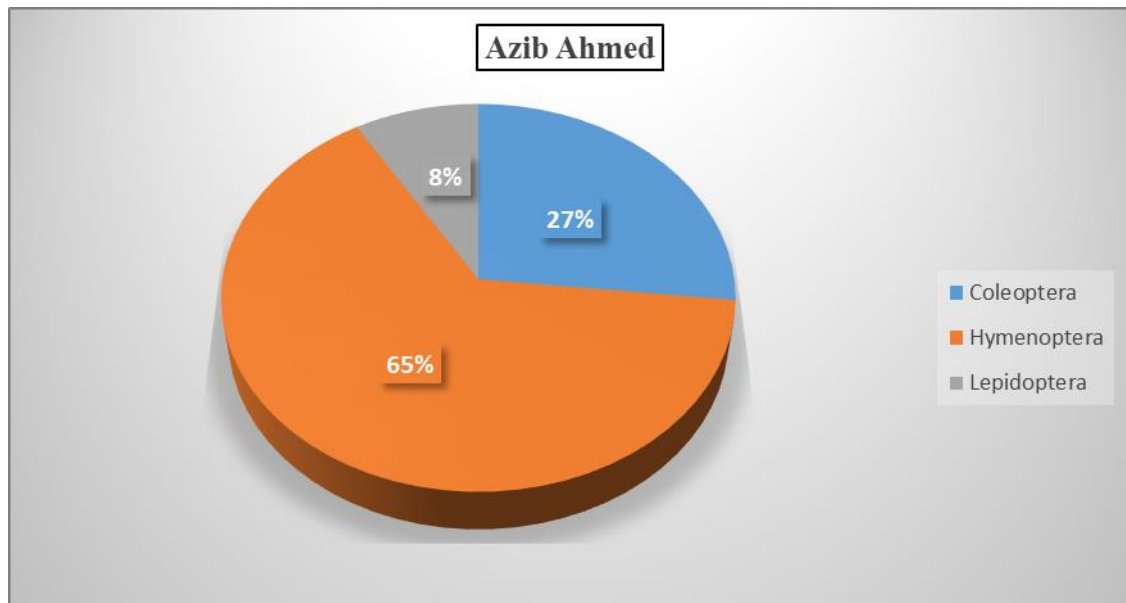


Figure 51 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans le rucher d'Azib Ahmed

Les Hyménoptères sont plus abondants avec 65%. Les Coleoptères et les Lépidoptères sont présents avec des taux de 27% et 8% respectivement.

c. Au niveau du rucher de Mechtras

Les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'invertébrés capturées à la main en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher de Mechtras sont présentées dans la figure 52.

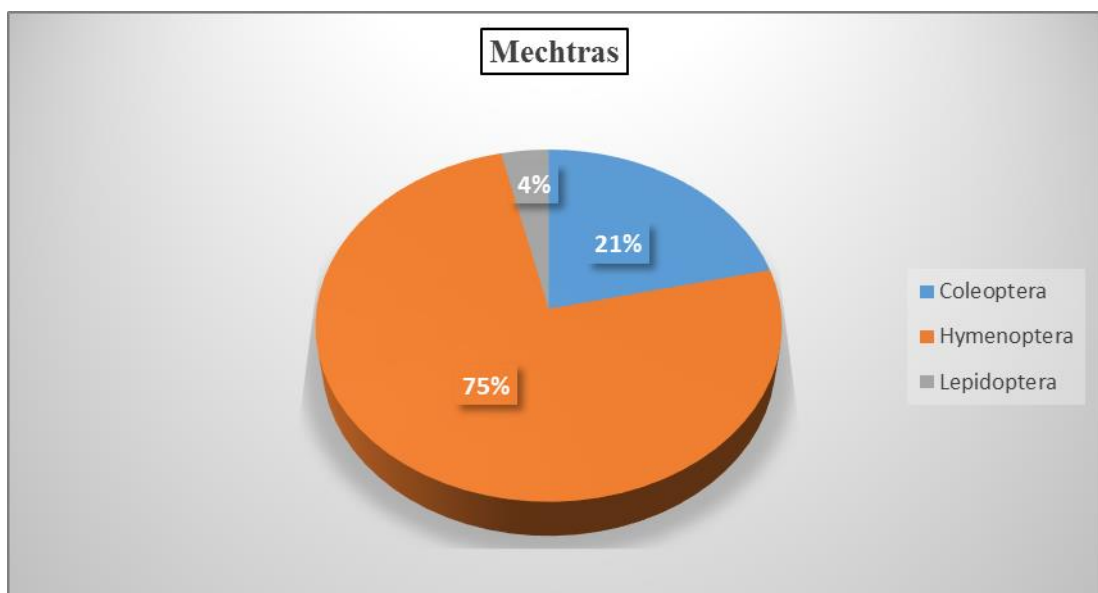


Figure 52 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Mechtras

Au niveau de ce rucher, trois ordres sont également recensés avec une dominance de l'ordre des Coleoptera (AR%= 75%). L'ordre des Hymenoptera et de Lepidoptera présentent respectivement des taux de 21% et 4%.

3.4.2.2.1.2. Abondances relatives (A.R%) en fonction des espèces capturées au niveau des trois ruchers

a. Au niveau du rucher de Draa Ben Khedda

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher de DBK sont présentés dans la figure 53.

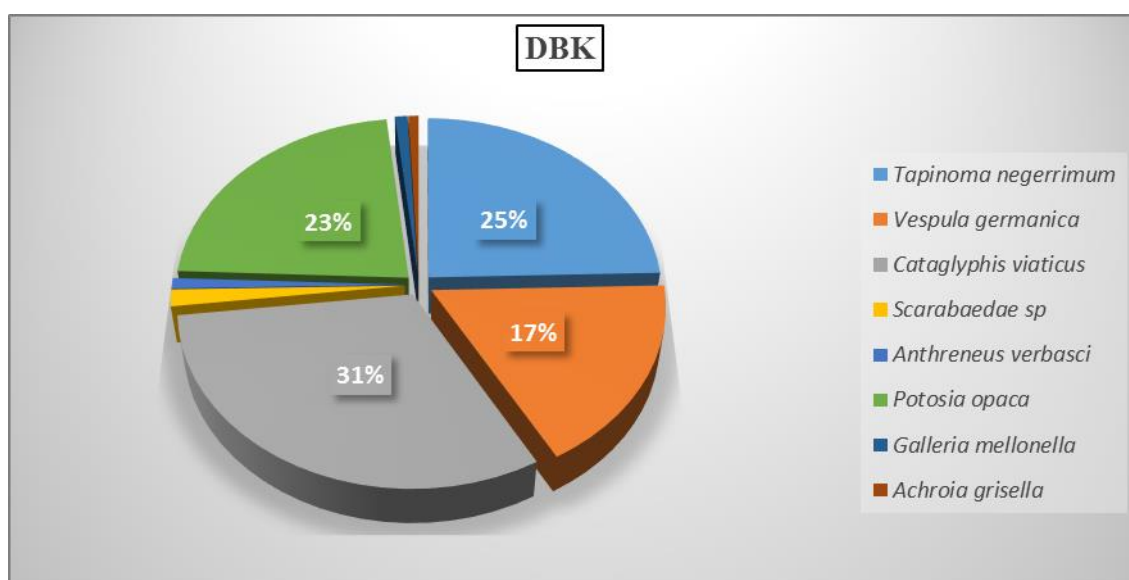


Figure 53 : Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Draa Ben Khedda

La capture à la main a permis de recenser au niveau du rucher de DBK 521 individus répartis sur 8 espèces. Les deux espèces de fourmis *Cataglyphis viaticus* et *Tapinoma negerrimum* sont les plus dominantes avec respectivement 31% et 25%; suivi de la cétoine *Potosia opaca* avec 23% et la guêpe *Vespula germanica* avec une fréquence centicémale de 17%. Les autres espèces sont peu représentés

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher d'Azib Ahmed sont présentés dans la figure 54.

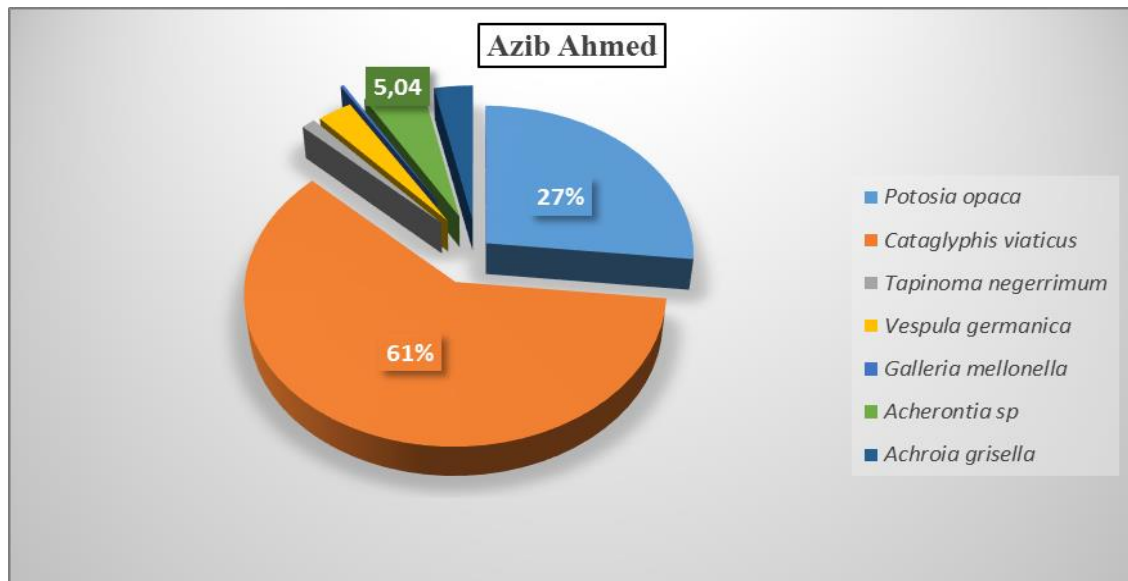


Figure 54 : Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher d'Azib Ahmed

Au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, nous avons capturé 337 individus répartis en 07 espèces capturées. La fourmi *Cataglyphis viaticus* est présente avec le taux le plus important (61%), suivie par la cétoine *Potosia opaca* avec un taux de 27%. Les taux des autres espèces sont faiblement représentés ($0,30\% \leq A.R.\% \leq 5,04\%$).

c. Au niveau du rucher de Mechtras

La figure 55 montre les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces capturées manuellement au niveau du rucher de Mechtras.

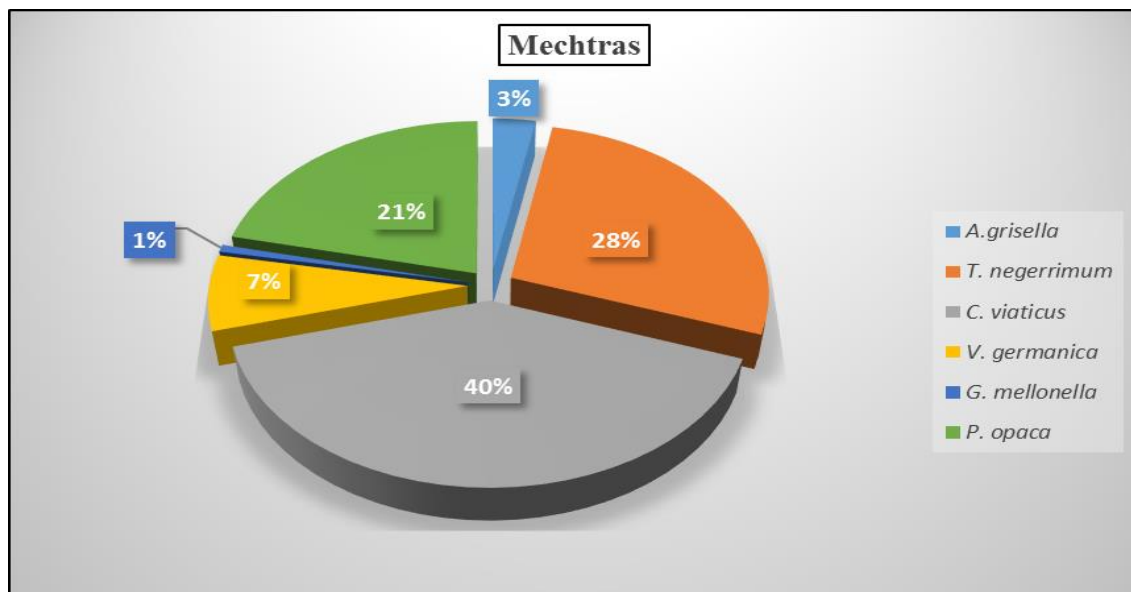


Figure 55 : Abondance relative des espèces d'invertébrés capturés à la main dans le rucher de Mechtras

Nous avons recensé 885 individus répartis en 6 espèces dont la fourmi *Cataglyphis viaticus* est la plus représentée (A.R.% = 40 %). La fourmi *Tapinoma negerrimum* et la cétoine *Potosia opaca* sont présentes avec des taux de 28% et 21% respectivement, suivis par *Cataglyphis viaticus* (AR=7%). Les abondances relatives des autres espèces sont faibles ($0,68\% \leq \text{A.R.} \% \leq 2,94\%$).

3.4.2.2.1.3. Abondances relatives (A.R%) en fonction des saisons au niveau des trois ruchers

a. Au niveau du rucher de Draa Ben Khedda

La figure 56 montre la répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher de DBK, en fonction des saisons.

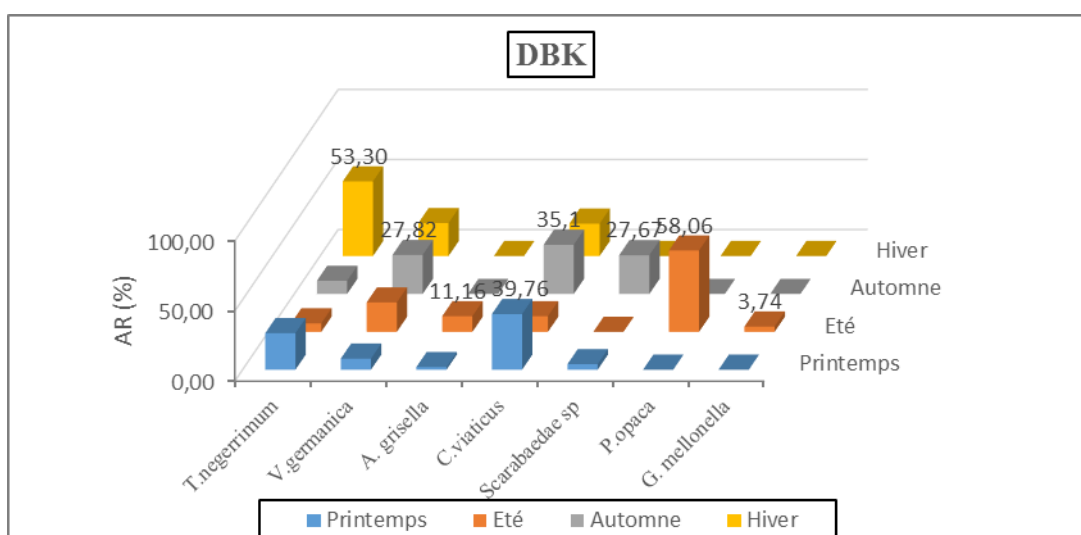


Figure 56 : Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher de Draa Ben Khedda, en fonction des saisons

Nous constatons que l'abondance des espèces rencontrées dans ce rucher diffère d'une saison à une autre. En effet, au printemps nous rencontrons 5 espèces dont la plus abondante est *C. viaticus* avec un taux de 39,76%. En été, 6 espèces sont recensées dont *P. opaca* domine avec un taux de 58,06%. En automne, nous retrouvons *C. viaticus* (AR=35,10%) suivi de *v. germanica* et *Scarabidae sp* avec respectivement des taux de 27,82% et 27,67%. Par contre, en hiver 3 espèces sont rencontrées dont *T. negerimum* est la plus fréquente avec un taux de 53,30%.

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

La répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, en fonction des saisons est représentée par la figure 57.

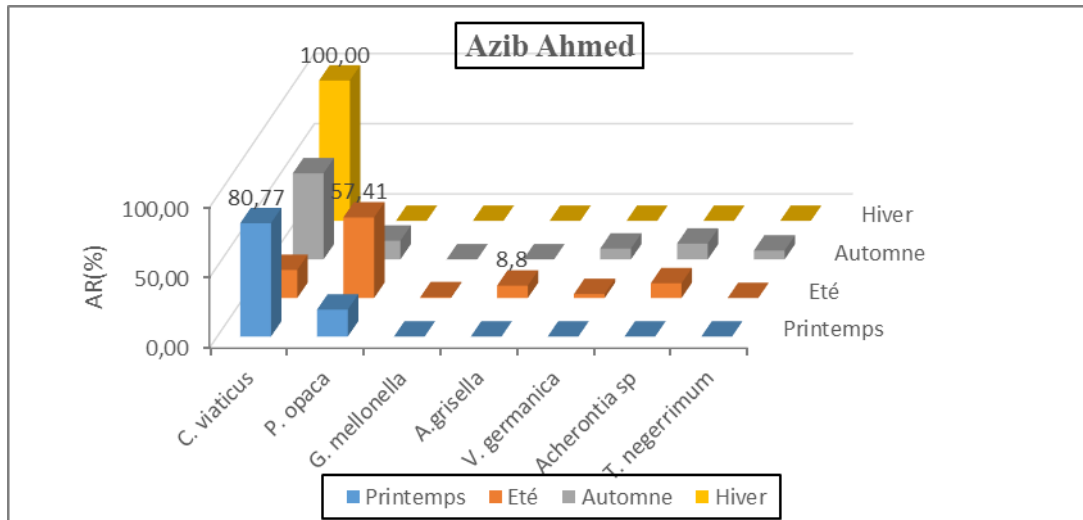


Figure 57 : Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, en fonction des saisons

Nous remarquons que l'espèce *C.viaticus* est présente durant les quatre saisons. Elle est plus fréquente au printemps et en hiver avec respectivement 80,77% et 100%. En été, une diversité d'espèces pénètre dans la ruche avec une dominance de la cétoine *P.opaca* (AR=57,41%). Alors que les autres espèces (*Acherontia sp.*, *A.grisella*, *V. germanica* et *G. mellonella*) sont présente en cette saison avec des faibles fréquences centésimales. La fourmi *T. negerrimum* est rencontrée en automne avec une fréquence de 6,35%.

c. Au niveau du rucher de Mechtras

La répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed en fonction des saisons est représentée par la figure 58.

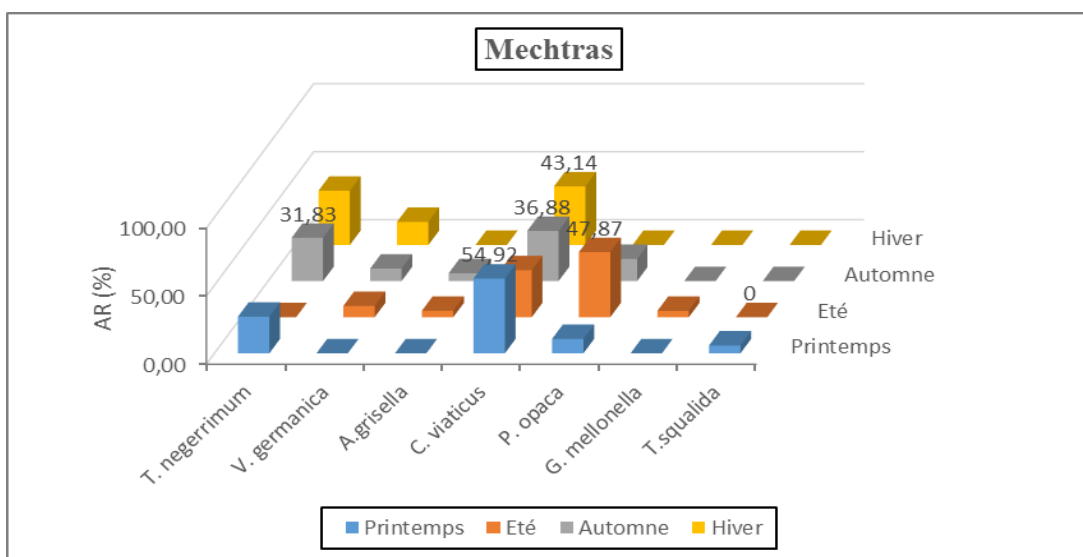


Figure 58 : Répartition des abondances relatives des espèces capturées à la main, au niveau des colonies du rucher de Mechtras, en fonction des saisons

Sur les quatre espèces capturées au printemps, *C. viaticus* domine avec 54,92%. En été, 5 espèces sont identifiées dont *P.opaca* est fréquente avec un taux le 47,87%. Par contre en automne, deux espèces sont plus dominantes, *C. viaticus* et *T.negerrimum* avec des fréquences de 36,90% et 31,83% respectivement. En hiver, nous retrouvons ces deux espèces plus dominantes suivies de *V.germanica* présente avec 17%.

3.4.2.2.2. Abondance relative des espèces capturées avec les pièges englués au niveau des trois ruchers

3.4.2.2.2.1. Abondances relatives (A.R%) en fonction des ordres

a. Au niveau du rucher de Draa Ben Khedda

Les valeurs des abondances relatives des ordres d'invertébrés capturées par les pièges englués au niveau du rucher de DBK sont rapportées dans la figure 59.

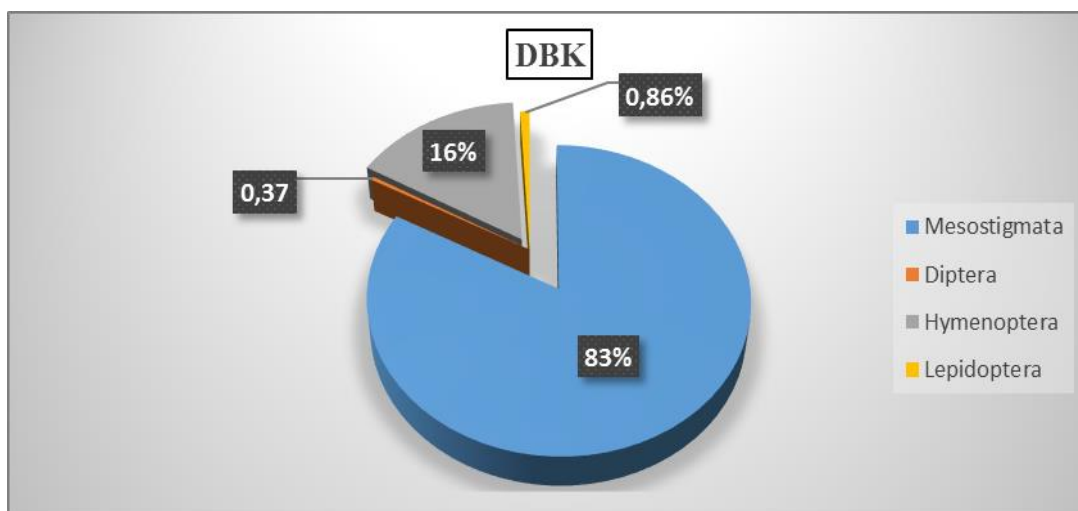


Figure 59 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Draa Ben Khedda

L'ordre des mesostigmata domine avec 83%, suivi de l'ordre des Hymenoptera avec une abondance relative de 16%. L'ordre des Diptera et des Lepidoptera sont faiblement représentés ($0,37\% < AR < 0,86\%$).

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

La figure 60 représente les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'invertébrés capturées par les pièges englués en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed.

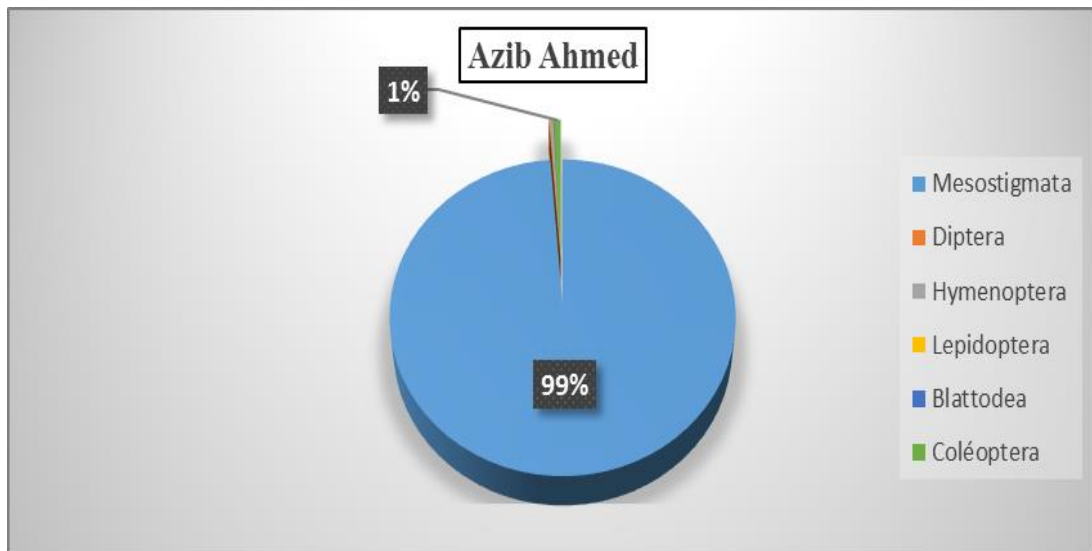


Figure 60 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher d'Azib Ahmed

L'ordre des Mesostigmata est plus dominant avec 99%. Les autres ordres sont présents avec des taux très faibles.

c. Au niveau du rucher de Mechtras

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'invertébrés capturées dans les pièges englués en fonction des ordres au niveau du rucher de Mechtras sont rapportées dans la figure suivante :

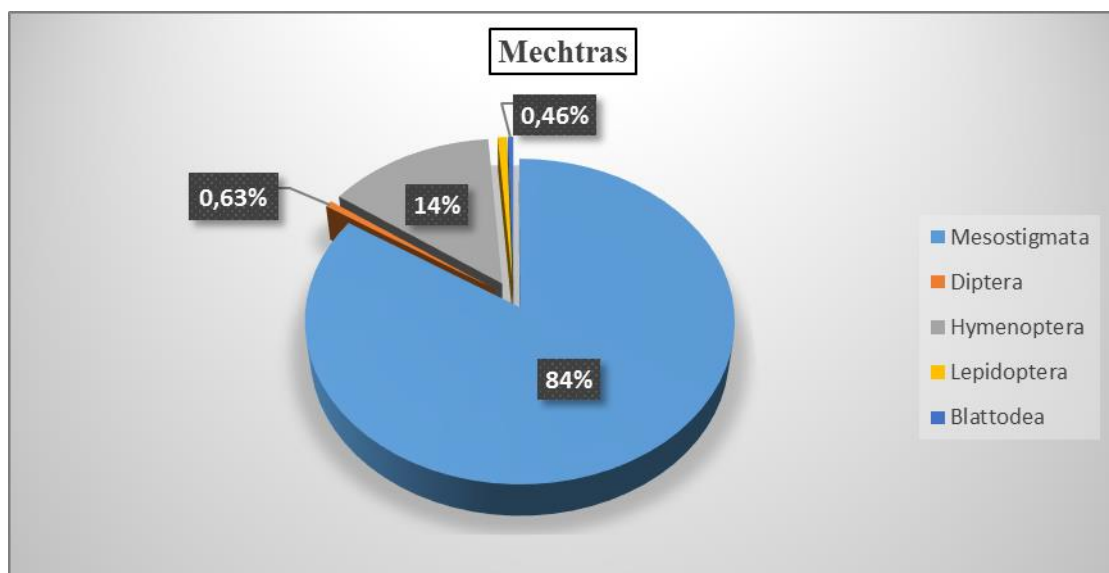


Figure 61 : Abondance relative en fonction des ordres d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher de Mechtras

L'ordre des Mesostigmata est présent avec un taux le plus élevé (AR=84%), suivi de l'ordre des Hymenoptera avec une abondance relative de 14%. Les ordres de Blattodea, Diptera et Lepidoptera sont faiblement représentés ($0,40\% < AR < 0,80\%$).

3.4.2.2.2. Abondances relatives (A.R%) en fonction des espèces

a. Au niveau du rucher de Draa Ben Khedda

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher de DBK sont présentés dans la figure 62.

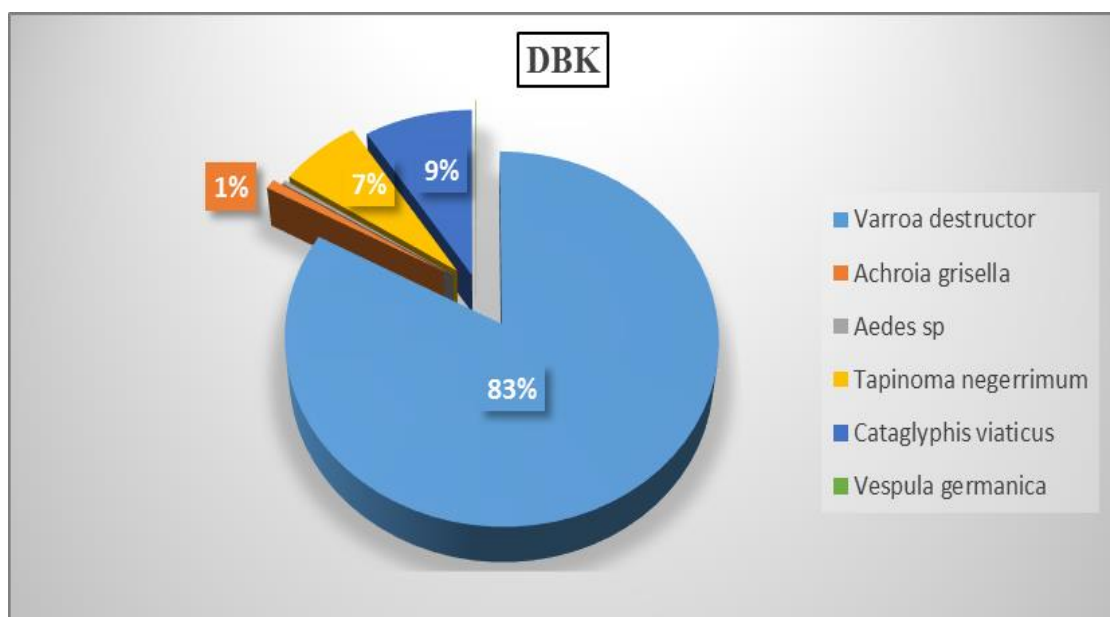


Figure 62 : Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés dans les pièges englués dans le rucher de Draa Ben Khedda

Les pièges englués nous ont permis de recenser au niveau du rucher de DBK 1620 individus répartis sur 6 espèces. L'acarien *V.destructor* est l'espèce la plus dominante (AR= 83%). Les deux espèces de fourmis *C. viaticus* et *T.negerrimum* sont présentes uniquement avec respectivement 9% et 7%. Les taux des autres espèces sont moins représentatifs.

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher d'Azib Ahmed sont présentés dans la figure 63.

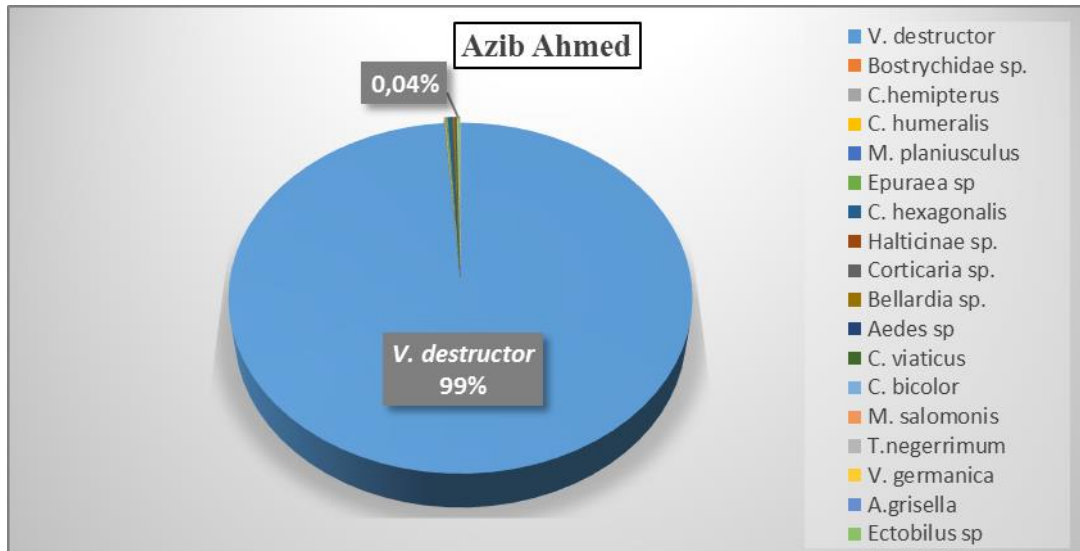


Figure 63 : Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés par les pièges englués dans le rucher d'Azib Ahmed

L'utilisation des pièges englués, nous a permis de capturer au niveau des colonies de ce rucher 29626 individus répartis en 18 espèces. L'acarien *V.destructor* est l'espèce la plus dominante avec une fréquence de 99%. Les autres espèces sont faiblement présentes (0,01 % \leq A.R.% \leq 0,13 %).

c. Au niveau du rucher de Mechtras

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'invertébrés capturées dans les pièges englués au niveau du rucher de Mechtras sont rapportées dans la figure 64.

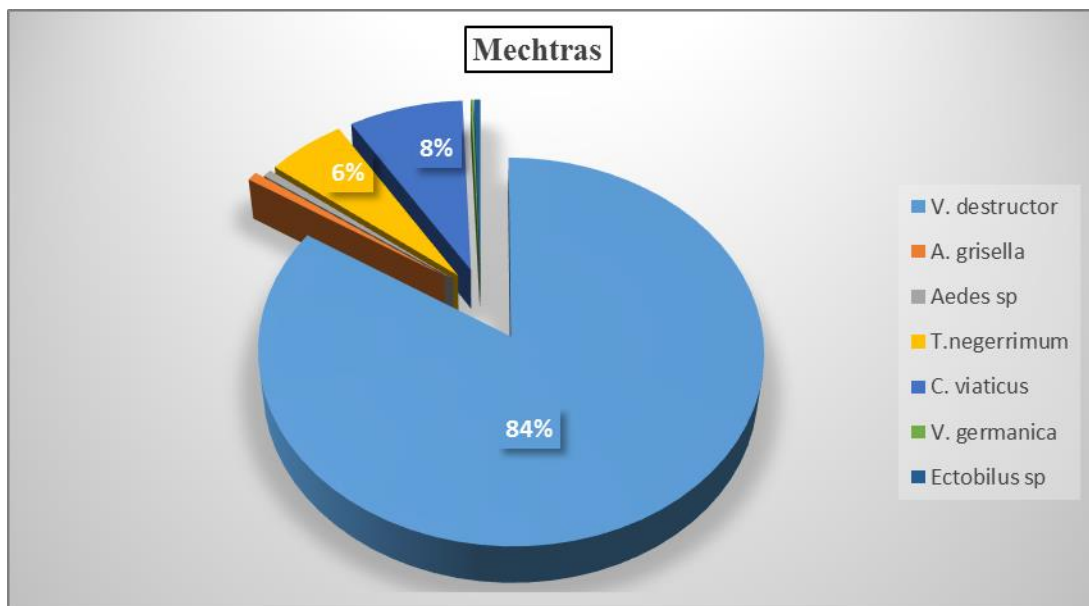


Figure 64 : Abondance relative en fonction des espèces d'invertébrés capturés dans les pièges englués dans le rucher de Mechtras

Nous avons relevé 1724 individus répartis en 7 espèces avec une dominance de l'acarien *V.destructor* avec un taux de 84%. Les deux espèces de fourmis *C.viaticus* et *T.negerrimum* sont présentes avec des fréquences qui sont respectivement de 8% et 6%. Les autres espèces sont faiblement représentées ($0,12\% \leq AR \leq 0,75\%$).

3.4.2.2.3. Abondance relative (A.R%) des espèces d'invertébrés capturés par les pièges englués, en fonction des saisons, au niveau des trois ruchers

a. Au niveau du rucher de Draa Ben Khedda

La figure 65 montre l'abondance relative des espèces piégées dans les langes (pièges englués), au niveau des colonies du rucher de DBK, en fonction des saisons.

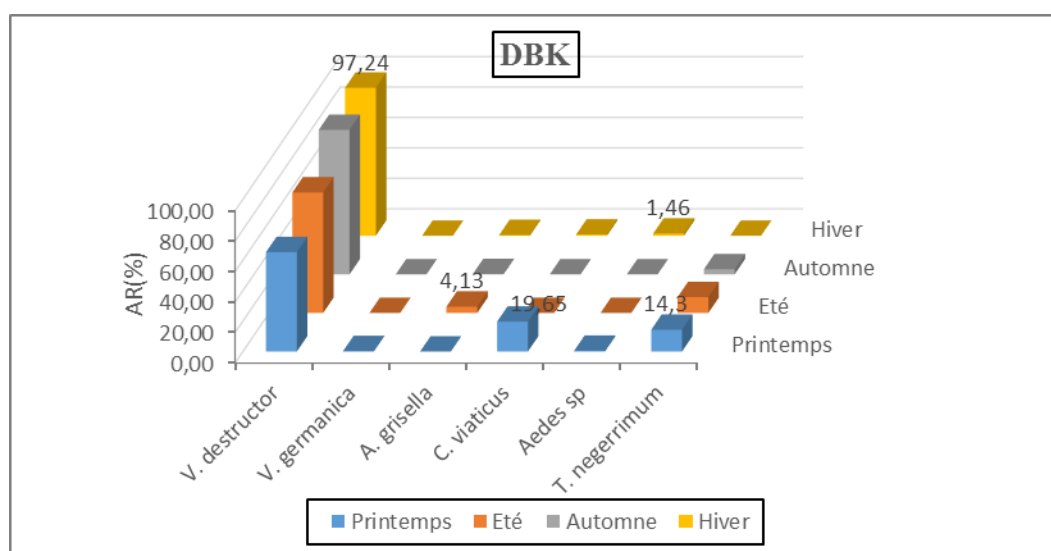


Figure 65 : Abondance relative des espèces piégées dans les langes, au niveau des colonies du rucher de Draa Ben Khedda, en fonction des saisons

Nous constatons que l'acarien *V.destructor* est présent durant toute les saisons et enregistre le taux le plus important en hiver (AR= 97,24%). Les deux espèces de fourmis, *C.viaticus* et *T. negerrimum* sont plus abondantes au printemps avec des fréquences de 19,65% et 14,30% respectivement. La petite fausse teigne *A. grisella* est présente en été avec un taux de 4,13%. Le diptère *Aedes sp.* est relevé en hiver avec un taux de 1,46%.

b. Au niveau du rucher d'Azib Ahmed

L'abondance relative des espèces capturées par les pièges englués, au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, en fonction des saisons est représentée par la figure 66.

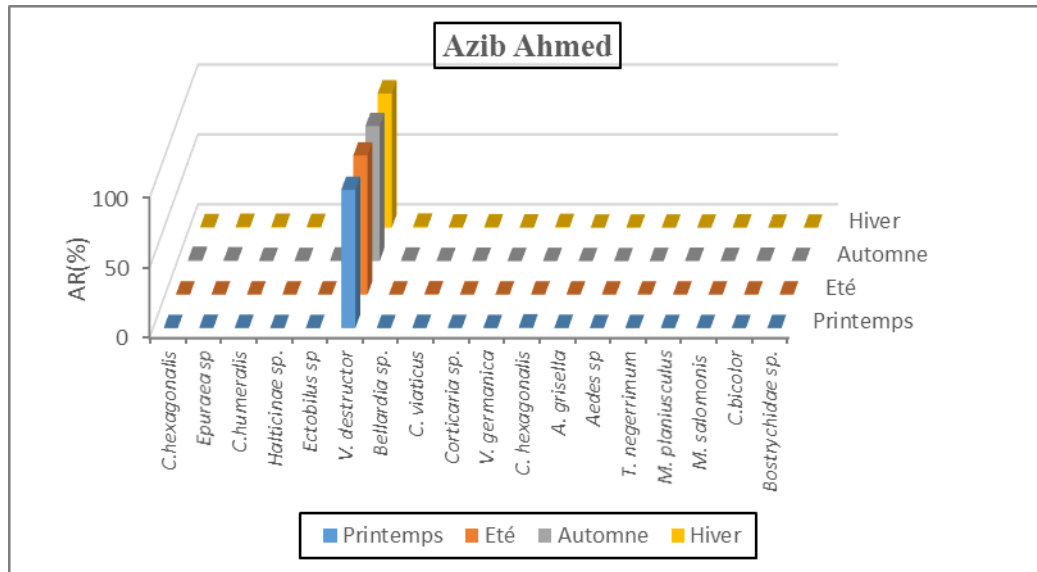


Figure 66 : Abondance relative des espèces piégées dans les langes, au niveau des colonies du rucher d’Azib Ahmed en fonction des saisons

Nous remarquons que l’espèce *V.destructor* est très abondante durant les quatre saisons avec un taux qui dépasse 95%. La présence des autres espèces est très faible et diffère d’une saison à une autre.

c. Au niveau du rucher de Mechtras

L’abondance relative des espèces capturées par les pièges englués au niveau des colonies du rucher de Mechtras en fonction des saisons est représentée par la figure 67.

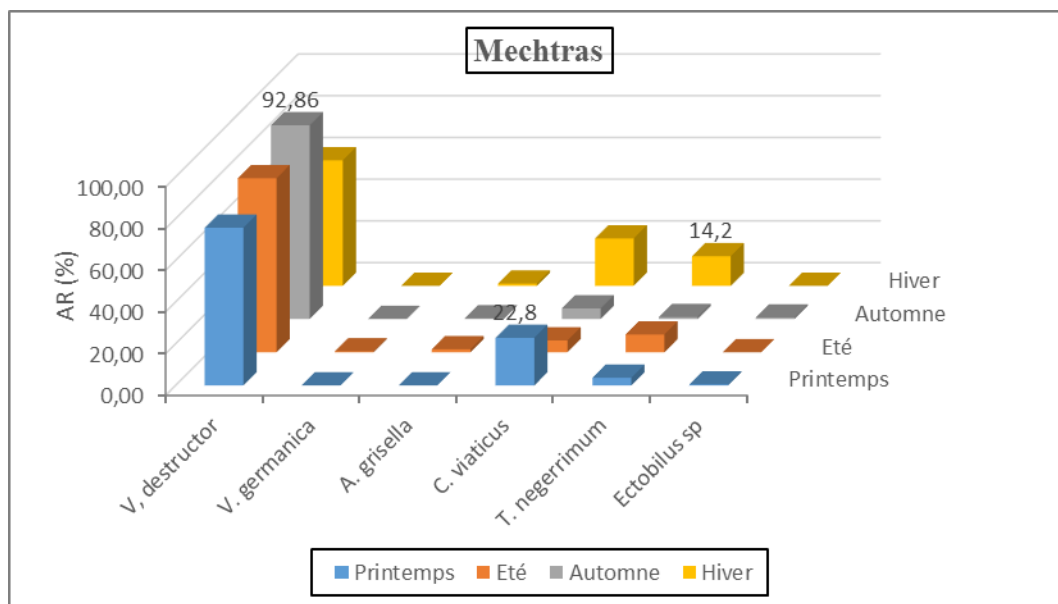


Figure 67 : Abondance relative des espèces capturées par les pièges englués, au niveau des colonies du rucher de Mechtras, en fonction des saisons

Nous remarquons que l'espèce *V.destructor* est très abondante durant les quatre saisons avec un taux très élevé en automne (AR= 92,86%). Les deux espèces de fourmis sont également présentes durant toute l'année. *C.viaticus* marque des taux importants au printemps et en hiver (AR=22,80%). Alors que *T.negerrimum* est fréquente en été (AR=8,55%) et en hiver (AR=14,20%). *A. grisella* est rencontrée en été avec un taux de 1.40%.

3.4.2.3. Fréquence d'occurrence appliquée aux espèces récoltées

3.4.2.3.1. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher de Draa Ben Khedda

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de DBK sont reportées dans le tableau 20.

Tableau 20 : Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de Draa Ben Khedda.

Espèce	Capture à la main		Piège englué	
	F.O. (%)	Classe de constance	F.O. (%°)	Classe de constance
<i>Tapinoma negerrimum</i>	45,83	Accessoire	50,00	Régulière
<i>Achroia grisella</i>	4,17	Rare	25,00	Accessoire
<i>Anthreneus verbasci</i>	8,33	Accidentelle	-	-
<i>Aedes sp.</i>	-	-	16,67	Accidentelle
<i>Cataglyphis viaticus</i>	58,33	Régulière	54,17	Régulière
<i>Potocia opaca</i>	41,67	Accessoire	-	-
<i>Galleria mellonella</i>	8,33	Accidentelle	-	-
<i>Scarabaedae sp.</i>	8,33	Accidentelle	-	-
<i>Vespula germanica</i>	75,00	Constante	4,16	Rare
<i>Varroa destructor</i>	-	-	100,00	Omniprésente

Avec l'approche directe ou capture à la main, 5 catégories d'espèces sont répertoriées dans la station d'étude. La catégorie la plus représentée est celle des espèces accidentelles avec 3 espèces : *A. verbasci*, *G. mellonella* et *Scarabaedae sp.* Les deux espèces *T. negerrimum* et *P. opaca* sont dans la classe accessoire. La classe rare est représentée par l'espèce *Achroia grisella*. Tandis que *C. viaticus* est une espèce régulière et *V. germanica* est considérée comme constante.

Avec le piège englué, nous avons relevé 5 catégories d'espèces. *V. destructor* est classé dans la catégorie omniprésente avec un taux de 100%. Les espèces régulières sont en

nombre de 2 : *T. negerrimum* et *C. viaticus*. *A. grisella* fait partie de la classe accessoire alors que *Vespula germanica* est classée comme une espèce rare.

3.4.2.3.2. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher de Mechtras

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de Mechtras sont reportées dans le tableau 21.

Tableau 21 : Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher de Mechtras.

Espèce	Capture à la main		Piège engluée	
	F.O. (%)	Classe de constance	F.O. (%°)	Classe de constance
<i>Achroia grisella</i>	33,33	Accessoire	29,17	Accessoire
<i>Cataglyphis viaticus</i>	83,33	Constante	62,50	Régulière
<i>Galleria mellonella</i>	16,67	Accessoire	-	-
<i>Potocia opaca</i>	58,33	Régulière	-	-
<i>Tapinoma negerrimum</i>	45,83	Accessoire	41,67	Accessoire
<i>Vespula germanica</i>	54,17	Régulière	4,17	Rare
<i>Aedes sp.</i>	-	-	8,33	Accidentelle
<i>Ectobius sp.</i>	-	-	20,83	Accidentelle
<i>Varroa destructor</i>	-	-	100,00	Omniprésente

Au niveau des colonies du rucher de Mechtras, 3 catégories d'espèces sont répertoriées par approche directe avec la capture à la main. Trois espèces sont classées dans la catégorie accessoire à savoir : *A. grisella*, *G. mellonella* et *T. negerrimum*. Les deux espèces *P. opaca* et *V. germanica* sont régulières alors que *C. viaticus* est une espèce constante.

Avec le piège englué, *V. destructor* paraît la seule espèce omniprésente. Dans la catégorie de la classe accidentelle nous trouvons 2 espèces : *Aedes sp.* et *Ectobius sp.*. Les espèces *T. negerrimum* et *A. grisella* sont des espèces accessoires. *Vespula germanica* est classée comme espèce rare.

3.4.2.3.3. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher d'Azib Ahmed

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher des colonies du rucher d'Azib Ahmed sont reportées dans le tableau 22.

Tableau 22 : Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher d'Azib Ahmed.

Espèce	Capture à la main		Piège englué	
	FO (%°)	Classe	FO (%°)	Classe
<i>Acherontia sp.</i>	20,83	Accidentelle	-	-
<i>Achroia grisella</i>	16,66	Accidentelle	33,33	Accessoire
<i>Cataglyphis viaticus</i>	83,33	Constante	50,00	Régulière
<i>Galleria mellonella</i>	4,16	Rare	-	-
<i>Potosia opaca</i>	41,66	Accessoire	-	-
<i>Tapinoma negerrimum</i>	4,16	Rare	16,66	Accidentelle
<i>Vespula germanica</i>	12,50	Accidentelle	16,66	Accidentelle
<i>Aedes sp.</i>	-	-	8,33	Accidentelle
<i>Bellardia sp.</i>	-	-	29,16	Accessoire
<i>Bostrychidae sp.</i>	-	-	8,33	Accidentelle
<i>Carpophilus hemipterus</i>	-	-	20,83	Accidentelle
<i>carpophilus humeralis</i>	-	-	20,83	Accidentelle
<i>Cataglyphis bicolor</i>	-	-	8,33	Accidentelle
<i>Corticaria sp.</i>	-	-	33,33	Accessoire
<i>Cryptophagus hexagonalis</i>	-	-	45,83	Accessoire
<i>Ectobilus sp.</i>	-	-	29,16	Accessoire
<i>Epuraea sp.</i>	-	-	29,16	Accessoire
<i>Halticinae sp.</i>	-	-	16,66	Accidentelle
<i>Meligethus planiusculus</i>	-	-	20,83	Accidentelle
<i>Monomorium salomonis</i>	-	-	8,33	Accidentelle
<i>Varroa destructor</i>	-	-	100,00	Omniprésente

Au niveau des colonies du rucher d'Azib Ahmed, 4 catégories d'espèces sont répertoriées par approche directe avec la capture à la main. Trois espèces sont accidentelles à savoir : *Acherontia sp.*, *A. grisella*, et *V. germanica*. *P.opaca* est une espèce accessoire alors que *C. viaticus* est une espèce constante. Les deux espèces *G. mellonella*. et *T. negerrimum* sont qualifiées de rares.

Avec le piège englué, *V. destructor* paraît la seule espèce omniprésente. Dans la catégorie de la classe accidentelle, nous trouvons 10 espèces telles que *C.hemipterus*, *C.bicolor* et *M. planiusculus*. La classe de constance accessoire est représentée par 6 espèces. L'espèce *C. viaticu* est régulière alors que la classe de constance omniprésente est représentée par une seule espèce : *V. destructor*.

3.4.3. Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure

3.4.3.1. Diversité de Shannon-Weaver appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Draa Ben Khedda.

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon-Weaver, de l'indice de diversité maximale et d'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par l'utilisation du piège engluée et capture à la main au niveau du rucher de DBK sont représentées dans le tableau 23.

Tableau 23 : Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau de Draa Ben Khedda.

	Piège engluée	Capture à main
H'	0,58	1,29
Hmax	1,50	1,57
E	0,44	0,82

La valeur de l'indice de diversité de Shannon-Weaver la plus faible est enregistrée pour la méthode du piège engluée (0,58 bits) alors qu'elle est 1,29 bits pour la méthode de capture à la main.

L'équitabilité enregistrée par la méthode de piège englué est de 0,44. Elle tend vers 0, ce qui signifie que les espèces présentes sont en déséquilibre entre elles et dans ce cas une ou deux espèces dominent tout le peuplement par leurs effectifs. Par la méthode de capture à la main l'équitabilité est de 0,82. Elle tend vers 1, ce qui implique que les effectifs des espèces capturées ont tendance à être en équilibre entre eux.

3.4.3.2. Diversité de Shannon-Weaver appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher d'Ahmed Ahmed

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon-Weaver, de l'indice de diversité maximale et d'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par l'utilisation du piège engluée et capture à la main au niveau du rucher d'Ahmed Ahmed sont représentées dans le tableau 24.

Tableau 24 : Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale ($H' \text{ max}$) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau de Draa Ben Khedda.

	Piège engluée	Capture à main
H'	0,19	0,76
Hmax	2,53	0,98
E	0,06	0,45

La valeur de l'indice de diversité de Shannon-Weaver la plus faible est enregistrée pour la méthode d'échantillonnage par le piège englué. Elle est de 0,19 alors que pour la méthode de capture à la main, elle est de 0,76 bits. Pour ce qui concerne l'équitabilité, elle tend vers 0 pour les deux méthodes d'échantillonnage, piège englué (0,06) et capture à la main (0,45), ce qui implique que les espèces présentes sont en déséquilibre entre elles qu'une ou deux espèces dominent tout le peuplement par leurs effectifs.

3.4.3.3. Diversité de Shannon-Weaver appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Mechtras

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon-Weaver, de l'indice de diversité maximale et d'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par l'utilisation du piège englué et capture à la main au niveau du rucher de Mechtras sont représentées dans le tableau 25.

Tableau 25 : Valeurs des indices de la diversité de Shannon-Weaver (H'), la diversité maximale ($H' \text{ max}$) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de Mechtras

	Piège engluée	Capture à main
H'	0,68	1,27
Hmax	1,66	1,64
E	0,42	0,73

Au niveau du rucher de Mechtras, la valeur de l'indice de diversité de Shannon-Weaver la plus faible est enregistrée pour la méthode du piège englué (0,68 bits) alors qu'elle est de 1,27 bits pour la méthode de capture à la main.

L'équitabilité enregistrée pour le piège englué est de 0,42 ce qui signifie que les espèces présentes sont en déséquilibre entre elles et qu'une ou deux espèces dominent tout le peuplement par leurs effectifs. Pour la méthode de capture à la main, l'équitabilité est et de

0,73, elle tend vers 1 ce que veut dire que les effectifs des espèces capturées ont tendance à être en équilibre entre eux.

4. Discussion

Notre étude sur les arthropodes inféodés aux colonies d'abeilles domestiques de trois ruchers de la région de Tizi-Ouzou (Mechtras, DBK et Azib Ahmed), nous ont permis d'identifier et de mettre en évidence une diversité entomologique conséquente par les deux méthodes de piégeages employées : capture directe à la main et l'utilisation des pièges englués (ou des langes graissés). En effet, 23 espèces avec un effectif de 34712 individus appartenant à divers groupes taxonomiques ont été identifiées. Ces espèces sont réparties en deux classes (Arachnida et Insecta), en 6 ordres (Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Mesostigmata et Blattoptera) et en 16 familles. Nos résultats corroborent ceux de SEMMAR et *al.* (2014) qui signalent la présence de 25 espèces réparties en 3 classes (Insecta, Arachnida et Myriapoda), en 9 ordres (Mesostigmata, Pseudoscorpionida, Hymenoptera, Coleoptera, Heteroptera, Homoptera, Dermaptera, Lepidoptera et Myriapoda) et en 19 familles au niveau des colonies d'abeilles étudiées dans la région de la Mitidja.

DONOU et *al.* (2011) ont réalisé un inventaire des ennemis des abeilles et produits de la ruche dans les exploitations apicoles du Nord-Ouest du Bénin. Ils ont recensés vingt-quatre (24) espèces d'arthropodes dont *Aethina tumida*, *Varroa destructor*, *Camponotus maculatus*, *Oplostomus fuligineus*, *Galleria mellonella*. Selon ces mêmes auteurs, ces arthropodes sont les plus nuisibles aux colonies d'abeilles

BENSEGHIR-SEMMAR (2014) rapporte, dans son étude, que l'ordre des Hymenoptera est représenté essentiellement par les Formicidae qui sont les plus fréquents dans les colonies d'abeilles *A.mellifera intermissa*. Ils sont représentés par 8 espèces dont les plus importantes sont *T. negerrimum* et *Messor barbarus*. Les Coleoptera occupent la deuxième place avec 4 familles dont les Cryptophagidae et les Citoniidae. L'ordre des Lepidoptera est représenté par la famille des Pyralidae qui regroupe deux espèces *A. grisella* et *G.mellonella*.

SANKARA et *al.* (2015) ont utilisé, dans leur travaux au niveau de neuf ruchers au Burkina Faso, la méthode de capture directe. Ils ont recensé 4925 individus représentant 10 espèces appartenant à 8 familles (Nitidulidae, Formicidae, Pyralidae, Scarabaeidae, Blattidae, Mantidae et les Forficulidae) qui se répartissent en 6 ordres (Coleoptera, Hymenoptera, Blattoptera, Mantodea, Dermaptera et Lepidoptera). Les Nitidulidae (représentés par *Aethina tumida*), les Formicidae (avec 2 espèces : *Camponotus maculatus* et *Pheidole megacephala*)

et les Pyralidae (*G. mellonella*) sont les familles d'insectes qui ont été régulièrement rencontrées durant l'étude.

Selon BARBANÇON, 2002 La stabilité thermique et l'humidité offertes par les ruches, les réserves de miel, le pollen et la cire attirent de nombreuses espèces animales à la recherche de nourriture ou tout simplement d'un abri.

La répartition des espèces rencontrées dans les colonies d'abeilles étudiées diffère d'une saison à une autre et d'un rucher à un autre. En effet, certaines espèces sont présentes, soit momentanément, soit en fonction des saisons, La cétoine *Potosia opaca* est fréquente en été et pénètre dans les ruches qui renferment plus de cadres à miel. Les hyménoptères représentés par deux espèces de Formicidae (*T. negerrimum* et *C. viaticus*) sont également attirés par les réserves de la ruche. D'autres insectes peuvent se comporter comme des prédateurs des abeilles tels que *Vespula germanica*, appartenant à la famille des Vepidae. Celle-ci essaye de pénétrer à l'intérieur de la ruche aux abeilles faibles et blessées (PROST et LE CONTE, 2005). Les 2 espèces de Pyralidae *A. grisella* et *G.mellonella* déposent leurs œufs sur le bois de la ruche ou dans les alvéoles vides. Ainsi les chenilles s'attaquent à la cire et au pollen. Les chenilles d'*A. grisella* vivent aussi sur les débris organiques et les débris de ruches accumulés sur les langes. (BEN HAMIDA, 1999 ; CHALUP et al., 2018).

Par ailleurs, la famille de varroadae représentée par *Varroa destructor* est omniprésente dans la ruche de façon permanente et entraîne des perturbations dans le développement normal des colonies d'abeilles.

BRANCO et al. (1999) rapportent que la population de *V.destructor* augmente de façon exponentielle tout au long de la période allant de mai à novembre avec le nombre de femelles passant de 32 à 6246 acarions, ce qui s'explique par la présence continue du couvain.

CHAPLEAU (2003) et ROSENKRANZ et al. (2010) estiment que lorsque le nombre de varroa est très important, Les dommages sont clairement ressentis sur l'activité des colonies d'abeilles.

D'autre part, FREY et al. (2011) rapportent que chaque colonie est infestée à son niveau suivant les facteurs de tolérance et résistance qui lui sont propres.

HABBI-CHERIFI (2015) signale que la population totale du varroa semble dépendre de la présence du couvain dans les colonies d'abeilles *A. mellifera intermissa* ainsi que la taille de celle-ci. Elle varie également d'une période à une autre. La mortalité naturelle du varroa reflète la croissance de la population ainsi que son potentiel de reproduction.

Par ailleurs, en Allemagne, NEUMANN et RITTER (2004) rapportent pour la première fois la présence dans les colonies d'abeilles de *Cychramus luteus* (Coleoptera: Nitidulidae). Il

paraît que les adultes se nourrissent principalement de pollen sans causer de dégâts ni au couvain, ni à l'abeille adulte.

HADDAD et *al.* (2008) déclarent avoir détecté pour la première fois en mars 2005 dans un rucher de Baqa en Jordanie de *Cryptophagus hexagonalis* (Coleoptera : Cryptophagidae). Les mêmes auteurs signalent également que cette espèce semble être un associé inoffensif des colonies d'abeilles.

ELLIS et *al.* (2008) ont détecté, sur des colonies d'abeilles aux Etats Unis d'Amérique, la présence de 4 coléoptères appartenant à la famille de Nitidulidae : *Glischrochilus fasciatus*, *Lobiopa insularis*, *Epuraea corticina* et *Carpophilus dimidiatus*. Ces espèces ne sont pas néfastes pour les abeilles car elles ne se reproduisent pas dans les ruches et ne s'attaquent pas aux provisions mais elles peuvent être des vecteurs d'agents pathogènes puisque *G. fasciatus* et *E. corticina* sont des vecteurs primaires de l'agent pathogène du flétrissement du chêne.

HADDAD et *al.* ont identifié en 2015 un diptère appartenant à la famille de Sarcophagidae *Senotainia tricuspis* (Meigen, 1838) (Diptera,) sur des abeilles de quatre pays méditerranéens : l'Égypte, la Jordanie, l'Algérie et l'Italie. BEDINI, et *al.* (2006) avaient déjà signalé la présence de ce diptère dans les colonies d'abeilles *A.mellifera ligustica*. Ils ont observé que les femelles *S.tricuspis* sont larvipares et déposent leurs larves de premier stade sur le thorax des abeilles butineuses devant la ruche. La larve se nourrit de l'hémolymphe et des muscles des ailes, jusqu'à ce qu'il tue son hôte dans 2 à 4 jours.

D'autre part, DUTTO et FERRAZZI (2015) révèlent la présence d'un autre diptère de la famille des Phoridae : *Megaselia rufipes* qui parasite l'abeille italienne sans porter atteinte à la santé de l'abeille.

En Algérie, MENAIL et *al.* (2016) ont détecté un autre Phoroïde *Megaselia scalaris*, dans les colonies de l'abeille tellienne *A. mellifera intermissa*. Ces auteurs ont constaté que le DWV (virus des ailes déformés) était présent chez les mouches adultes, ce qui pourrait indiquer que *M. scalaris* peut agir comme un vecteur de ce virus.

La présence de tous ces insectes étrangers à la ruche pourrait signifier que les colonies d'abeilles et leurs produits ne sont pas à l'abri d'attaque ou de perturbations de toute sorte engendrées par ces ravageurs. Les résultats de cet inventaire montrent, également, que le varroa est présent durant les différentes saisons avec des effectifs variables. De ce fait l'apiculteur est contraint de traiter ces colonies afin de limiter les dégâts occasionnés par ce parasite.

CHAPITRE VI

*Lutte contre le parasite
V.destructor*

Introduction

L'acarien *Varroa destructor* (ANDERSON et TRUEMAN, 2000) est responsable de la pathologie appelée « la varroase » qui est devenue la principale maladie qui provoque l'affaiblissement et la perte des colonies (FRIES et *al.*, 1994 ; ROSENKRANZ et *al.*, 2010). De prévalence mondiale, elle est responsable de nombreux dommages à l'échelle individuelle et de la colonie, du fait de l'association du parasite avec plusieurs virus de l'abeille (ROSENKRANZ et *al.*, 2010) .

Depuis l'apparition de cette maladie, plusieurs recherches ont été entreprises afin de mettre en place un nouveau concept de lutte intégrée contre ce parasite. Parmi les moyens appropriés, l'utilisation des produits chimiques, des produits biologiques et des méthodes biotechniques.

Durant cette partie, trois essais de lutte contre le parasite *V.destructor* ont été réalisés.

- Dans le premier essai, nous avons évalué l'efficacité de trois molécules chimiques imprégnées dans des lanières en plastiques à savoir : l'amitraz 500 mg (Apivar®, VETO-PHARM), de fluméthrine 0,06% (Bayvarol®, Bayer HealthCare) et de tau-fluvalinate 0,8 g (Apistan®, VitaEurope) ainsi que trois produits naturels : Apilife Var (Chemicals LAIF, Vigonza PD, Italie) qui contient de thymol (thymol, menthol, camphor et eucalyptol) et deux formulations d'acide oxalique (oxuvar® et apibioxal®).
- Dans le deuxième essai, une étude *invitro* de l'effet acaricide de sept huiles essentielles extraites à partir de sept plantes spontanées a été testé . Ce sont des plantes spontanées très butinées par les abeilles et dont les effets thérapeutiques qui leur sont conférés sont très importants.
- Le troisième essai a été orienté vers la détermination, au laboratoire, du rôle de la propolis dans la lutte biologique contre l'acarien *V. destructor* dans les conditions locales.

Comme les trois essais sont distincts, nous avons présenté pour chacun, respectivement, le matériel et méthodes utilisés, les résultats obtenus suivis de la discussion.

Essai I : Lutte chimique contre le parasite *V. destructor*

L'objectif de cet essai est de déterminer l'efficacité acaricide des traitements chimiques et biologiques homologués.

I.1. Matériel et méthodes

L'expérimentation a été réalisée dans un rucher privé dans le village d'Azib Ahmed, région de Tizi-Ouzou (précédemment décrite), durant la période allant du mois de Septembre au mois de novembre 2016.

Soixante (60) colonies d'*A. mellifera intermissa* abritées dans des ruches de type LANGSTROTH sont sélectionnées par rapport au nombre de cadres occupés par les abeilles ainsi que leur niveau d'infestation. Chaque ruche est munie d'un plateau grillagé constitué d'une grille métallique à maille fine (4-5 mm) qui recouvre le linge déposé sur la surface du plancher de la ruche (Fig. 68). Ces langes serviront à recueillir les varroa qui tombent et empêchent l'accès des abeilles pour les éliminer.



Figure 68 : Pose de linge graissé dans la ruche (Originale, 2017)

Les colonies sont réparties en six groupes de 10 colonies chacun. Chaque groupe recevra au hasard l'un des six traitements présentés dans la figure 69 :

- **Groupe 1** : traitement avec l'Apistan® dont la molécule active est le fluvalinate. Deux bandes ont été placées entre les cadres du couvain pendant 6 semaines.
- **Groupe 2** : traitement avec l'Apivar® dont la molécule active est l'amitraz. Deux bandes ont été placées entre les cadres du couvain pendant 6 semaines.
- **Groupe 3** : traitement avec le Bayvarol® dont la molécule active est la flumétrine. Quatre bandes ont été placées entre les cadres du couvain pendant 6 semaines.
- **Groupe 4** : traitement avec l'Apilife Var® constitué de 76% thymol, 3.8% menthol, 3.8% camphor et 16,4% eucalyptol. 1/2 Lanières à intervalle de 2 semaines pendant 4 semaines ont été placées entre les cadres du couvain.
- **Groupe 5** : traitement avec l'Oxuvar® constitué d'acide oxalique dihydraté dans de l'eau ; 40 ml verser en goutte à goutte à l'aide d'une seringue dans les cadres occupés par les abeilles pour une durée de 6 semaines.
- **Groupe 6** : traitement avec l'Apibioxal® constitué d'acide oxalique ; 40 ml administré en utilisant une seringue à raison de 5ml par ruche.



Figure 69 : Présentation des différents traitements utilisés : a- Apivar ; b- Bayvarol ; c- Apistan ; d- Apibioxal ; e- Oxuvar ; f- Apilife Var (Originale, 2017)

A la fin de la durée préconisée pour chaque traitement, les colonies de chaque groupe sont traitées avec l'Apiguard® (traitement de contrôle), afin d'évaluer l'efficacité de chaque traitement.

Apiguard® se présente sous forme de barquettes (boite de barquettes à 50 g) dont chacune contient 25% de thymol (12.5g de thymol enrobé dans un gel à diffusion lente). La matière active principale de ce traitement est le thymol.

L'efficacité des produits précédemment utilisés est calculée comme suit :

$$\text{Efficacité (\%)} = \frac{\text{Nombre de varroa mort durant le traitement T}}{\text{Nombre de varroa mort durant (T + Tc)}}$$

T : Traitement utilisé dans chaque groupe ; **Tc** : Traitement de contrôle

I.2. Analyse statistique

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%. Quand les résultats d'analyse statistique montrent une différence significative, nous procédons à la classification des moyennes à travers le test de Newman et Keuls à 5% d'erreur. Ce test permet de comparer les moyennes entre elles et les classer en groupes homogènes (logiciel Stat Box version 6.40).

$P > 0,05$ → les variables étudiées montrent une différence non significative ;

$0,01 < P \leq 0,05$ → les variables montrent une différence significative ;

$0,001 < P \leq 0,01$ → les variables montrent une différence hautement significative ;

$P \leq 0,001$ → les variables montrent une différence très hautement significative.

I.3. Résultat

I.3.1. Traitement de groupe 1 par l'Apistan®

I.3.1.1. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 1

L'évolution de la mortalité du varroa, au niveau du groupe 1, avant et durant le traitement à l'Apistan® ainsi que durant le traitement de contrôle à l'Apiguard®, est représentée dans la figure 70.

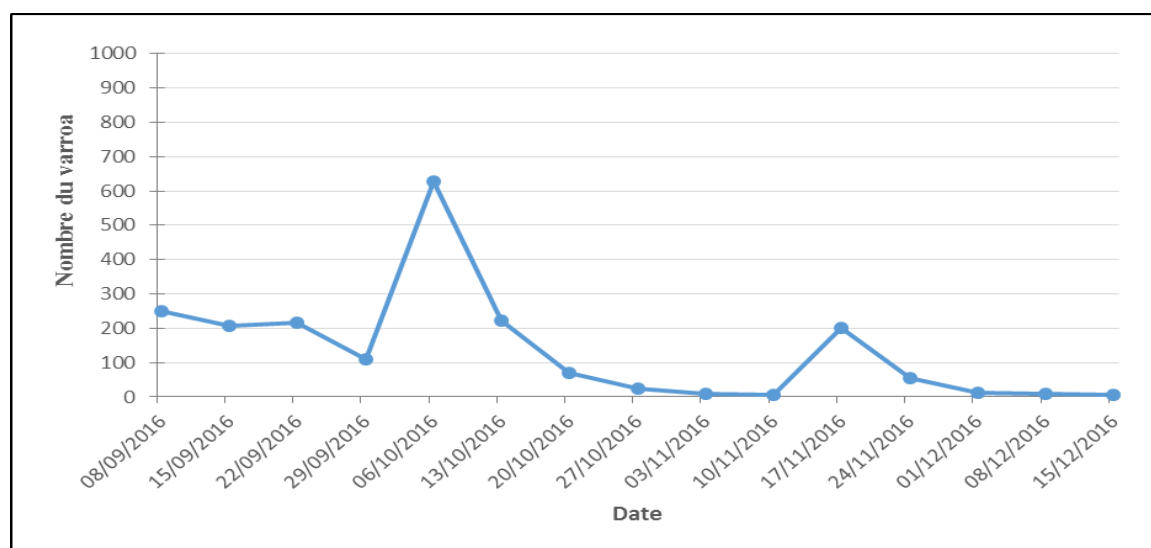


Figure 70 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le à l'Apistan® ainsi que durant le traitement de contrôle

La chute naturelle moyenne du varroa, avant le traitement, varie entre 110 et 249 acariens. A la première semaine de l'application du traitement chimique (Apistan®), le nombre de varroa morts augmente pour atteindre 626 individus. Par la suite, cette mortalité baisse jusqu'à 5 varroa morts à la fin du traitement. Au cours du traitement de contrôle avec l'Apiguard®, la mortalité du varroa est toujours en baisse.

I.3.1.2. Efficacité de l'Apistan®

Les résultats de la mortalité du varroa dans les colonies du groupe 1 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 26.

Tableau 26 : Détermination de l'efficacité du traitement chimique (Apistan®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de l'Apistan® (%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	942	275	1217	77,40
2	948	495	1443	65,70
3	1223	228	1451	84,29
4	943	225	1168	80,74
5	926	232	1158	79,97
6	648	311	959	67,57
7	882	204	1086	81,22
8	1257	302	1559	80,63
9	729	264	993	73,41
10	1116	310	1426	78,26
Moyenne ± Ecart type = 76,92 ± 6,13				

Le nombre moyen du varroa mort enregistré au niveau des colonies traitées à l'Apistan® varie entre 648 à 1257 varroa. Par contre, durant le traitement de contrôle (Apiguard®), la mortalité de ce parasite baisse au niveau de toutes les colonies. De ce fait, l'Apistan® enregistre une efficacité moyenne de $76,92 \pm 6,13$.

I.3.2. Traitement du groupe 2 par l'Apivar®

I.3.2.1. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 2

L'évolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement chimique à l'Apivar® ainsi que durant le traitement de contrôle est représentée dans la figure 71.

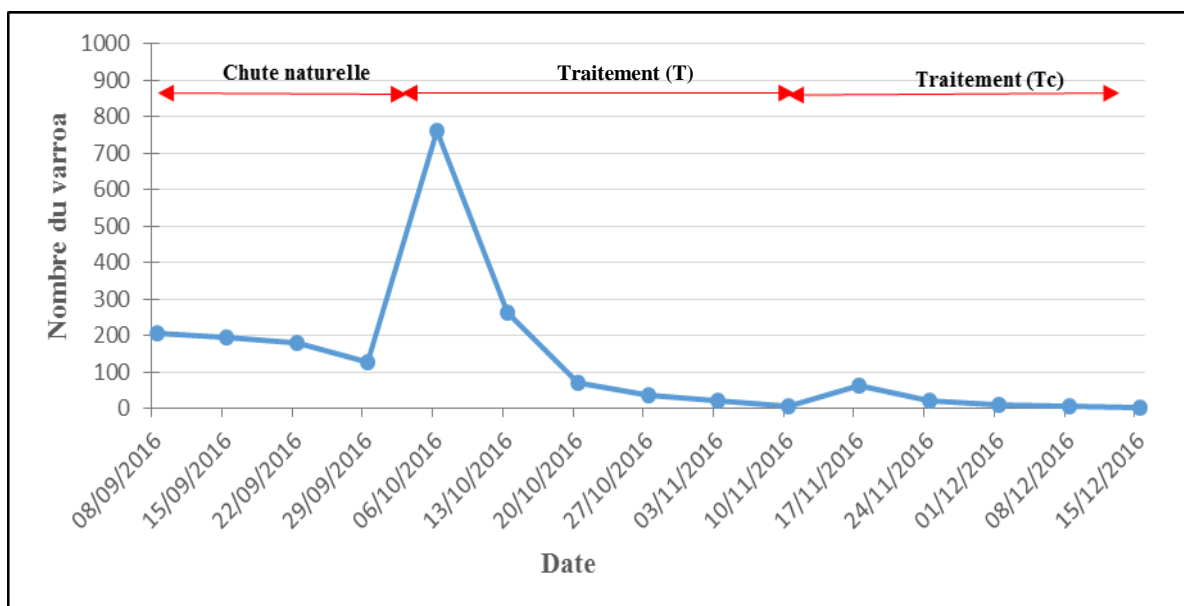


Figure 71 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Apivar® ainsi que durant traitement de contrôle

Il a été remarqué qu'à la première semaine de l'application du traitement, la mortalité moyenne du varroa enregistre un pic de 761,4 individus. Ce taux de mortalité va régresser par la suite et durant même la période de traitement de contrôle jusqu'à 6 varroa.

I.3.2.2. Efficacité de l'Apivar®

Les résultats de la mortalité du varroa dans les colonies du groupe 2 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 27.

Tableau 27 : Détermination de l'efficacité du traitement chimique (Apivar®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de l'Apivar® (%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	1047	132	1179	88,80
2	1908	127	2035	93,76
3	1150	104	1254	91,71
4	838	122	960	87,29
5	1163	98	1261	92,23
6	905	79	984	91,97
7	865	49	914	94,64
8	1465	116	1581	92,66
9	1021	60	1081	94,45
10	1193	156	1349	88,44
Moyenne ± Ecart type = 91,59 ± 2,58				

Le nombre moyen du varroa morts enregistré au niveau des colonies traitées avec l'Apivar® varie entre 865 à 1908 individus. Par contre, durant le traitement de contrôle (Apiguard®), la mortalité de ce parasite baisse au niveau de toutes les colonies et varie entre 49 et 156 varroa en enregistrant ainsi une efficacité moyenne de l'Apivar® de 91,59±2,58.

I.3.3. Traitement du groupe 3 par le Bayvarol®

I.3.3.2. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 3

L'évolution de la mortalité du varroa avant et après le traitement au Bayvarol® ainsi que durant le traitement de contrôle est représentée par la figure 72.

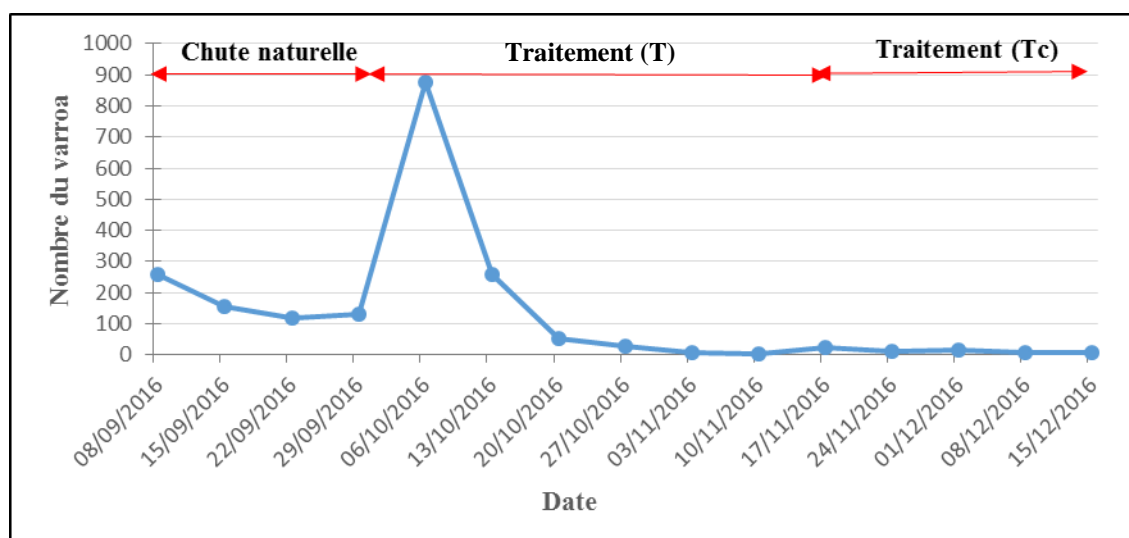


Figure 72 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement au Bayvarol® et durant le traitement de contrôle

La chute naturelle du varroa varie entre 118 à 258. A l'application de traitement Bayvarol®, la mortalité moyenne du varroa augmente pour atteindre un maximum de mortalité de 877 varroa à la première semaine de son application pour baisser par la suite et même durant le traitement de contrôle.

I.3.3.2. Efficacité du Bayvarol®

Les résultats de la mortalité du varroa dans les colonies du groupe 3 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 28.

Tableau 28 : Détermination de l'efficacité du traitement chimique (Bayvarol®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de Bayvarol®(%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	1745	62	1807	96,57
2	1376	65	1441	95,49
3	1172	35	1207	97,10
4	1931	46	1977	97,67
5	1126	84	1210	93,06
6	1008	57	1065	94,65
7	915	93	1008	90,77
8	1255	61	1316	95,36
9	779	43	822	94,77
10	954	58	1012	94,27
Moyenne ± Ecart type = 94,97 ± 1,92				

Le nombre moyen de varroa morts enregistré au niveau des colonies traitées avec le traitement chimique (Bayvarol®) est très important au niveau de toutes les colonies. Par contre, durant le traitement de contrôle (Apiguard®), nous remarquons une baisse de taux de mortalité de ce parasite qui varie entre 35 à 93 individus. Il ressort alors une efficacité moyenne de 94, 97±1,92.

I.3.4. Traitement du groupe 4 par Apilife Var®

I.3.4.1. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 4

L'évolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Apilife Var® ainsi que durant le traitement de contrôle est représentée par la figure 73.

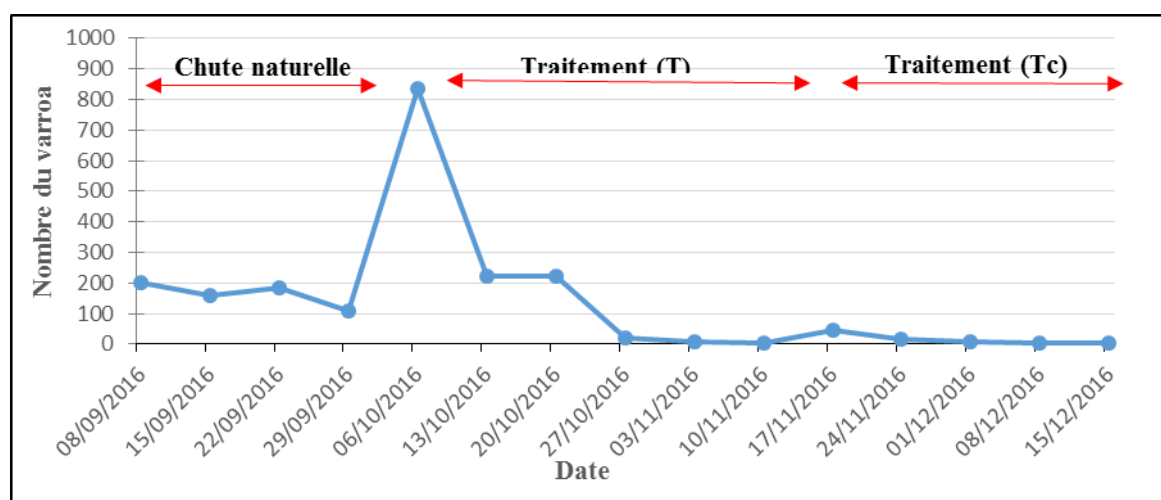


Figure 73 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Apilife Var® ainsi que durant le traitement de contrôle

Nous remarquons qu'à la première semaine de l'application du traitement, la mortalité moyenne du varroa enregistre un pic de 837 varroa. Ce taux de mortalité va régresser par la suite et durant même la période de traitement de contrôle jusqu'à 4 varroa.

I.3.4.2. Efficacité de l'Apilife Var®

Les résultats de la mortalité du varroa dans les colonies du groupe 4 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 29.

Tableau 29 : Détermination de l'efficacité du traitement biologique (Apilife Var®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de l'Apilife Var® (%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	1649	63	1712	96,32
2	1661	73	1734	95,79
3	1248	74	1322	94,40
4	1592	76	1668	95,44
5	1244	56	1300	95,69
6	1147	82	1229	93,33
7	1124	63	1187	94,69
8	1184	110	1294	91,50
9	1212	116	1328	91,27
10	1140	110	1250	91,20
Moyenne ± Ecart type = 93,96 ± 2,01				

Le nombre moyen du varroa morts enregistré avec le traitement biologique (Apilife Var®) est très important au niveau de toutes les colonies. En effet, il varie entre 1124 à 1661. Alors qu'au cours du traitement de contrôle, la mortalité est comprise entre 63 à 116 varroa. Il ressort alors une efficacité moyenne de 93, 93±2,01.

I.3.5. Traitement du groupe 5 par l'Oxuvar®

I.3.5.1. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 5

Evolution de la mortalité du varroa avant et après le traitement à l'Oxuvar® ainsi que durant le traitement de contrôle est représentée par la figure 74.

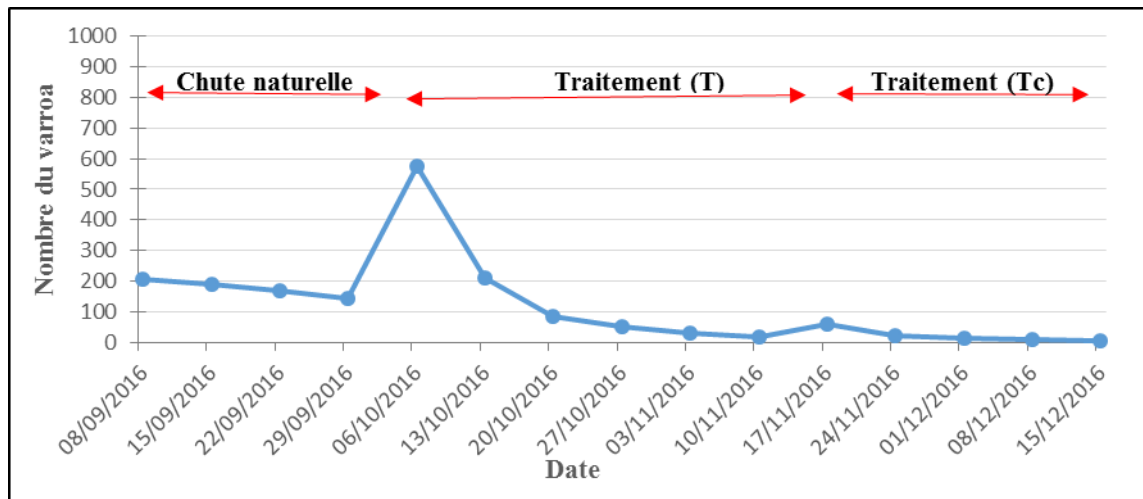


Figure 74 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Oxuvar® ainsi que durant traitement de contrôle

A la première semaine de l'application de traitement, la mortalité moyenne du Varroa atteint un pic de 573 varroa. Puis, ce taux va régresser jusqu'à 4 varroa à la fin de la période de traitement de contrôle.

I.3.5.2. Efficacité de l'Oxuvar®

Les résultats de mortalité du varroa dans les colonies du groupe 5 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 30.

Tableau 30 : Détermination de l'efficacité du traitement biologique (Oxuvar®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de l'Oxuvar® (%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	884	102	986	89,66
2	951	168	1119	84,99
3	813	140	953	85,31
4	1102	78	1180	93,39
5	1291	119	1410	91,56
6	852	88	940	90,64
7	935	178	1113	84,01
8	1065	85	1150	92,61
9	875	87	962	90,96
10	968	107	1075	90,05
Moyenne ± Ecart type = 89,32 ± 3,34				

L'application de l'Oxuvlar[®] a montré que le nombre moyen du varroa mort enregistré au niveau des colonies traitées avec l'Oxuvlar[®] varie entre 813 à 1291. Alors qu'au cours du traitement de contrôle, ce taux est compris entre 78 à 178 varroa. Ce qui induit à une efficacité moyenne de l'Oxuvlar de $89,32 \pm 3,34$.

I.3.6. Traitement du groupe 6 par l'Apibioxal[®]

I.3.6.1. Evolution de la mortalité du varroa au niveau du groupe 6

L'évolution de la mortalité du varroa avant et après le traitement à l'Apibioxal[®] ainsi que durant le traitement de contrôle est représentée par la figure 75.

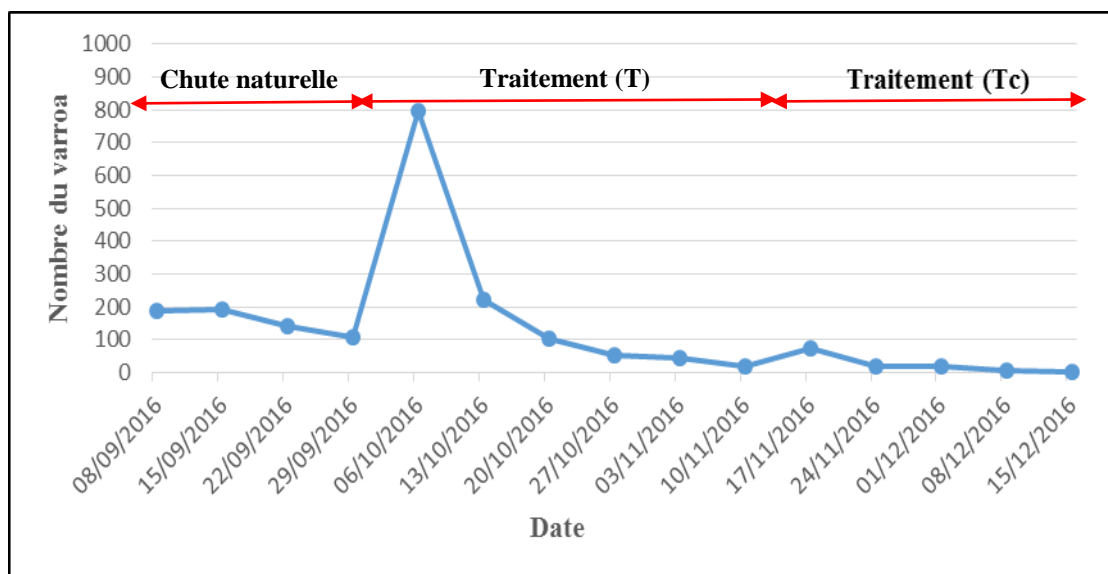


Figure 75 : Evolution de la mortalité du varroa avant et durant le traitement à l'Apibioxal[®] ainsi que durant le traitement de contrôle

Nous remarquons qu'à la première semaine de l'application du traitement à base d'acide oxalique, la mortalité moyenne du Varroa enregistre un pic de 794 varroa. Ce taux de mortalité va régresser par la suite et durant même la période de traitement de contrôle jusqu'à 4 varroa.

I.3.6.2. Efficacité de l'Apibioxal[®]

Les résultats de la mortalité du varroa dans les colonies du groupe 6 ainsi que le taux d'efficacité du traitement testé sont rapportés dans le tableau 31.

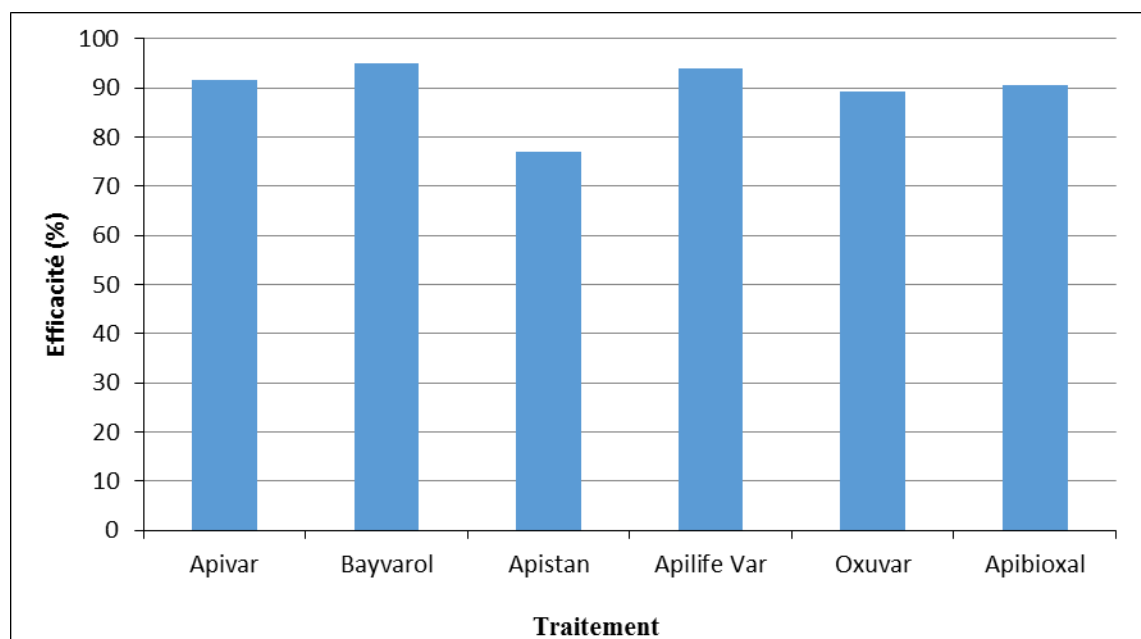
Tableau 31 : Détermination de l'efficacité du traitement biologique (Apibioxal®).

Ruche N°	Nombre de varroa morts		Nombre total de varroa morts (A+B)	Efficacité de l'Apibioxal® (%) A/ (A+B)
	Pendant le traitement (A)	Pendant le traitement de contrôle (B)		
1	1497	74	1571	95,29
2	993	199	1192	83,31
3	1464	50	1514	96,70
4	1291	135	1426	90,53
5	1469	139	1608	91,36
6	975	98	1073	90,87
7	1432	85	1517	94,40
8	1085	194	1279	84,83
9	1175	98	1273	92,30
10	998	161	1159	86,11
Moyenne ± Ecart type = 90,57 ± 4,52				

Nous remarquons que le nombre moyen du varroa morts enregistré au niveau des colonies traitées avec l'Apibioxal® varie entre 975 à 1464 individus. Alors qu'au cours du traitement de contrôle, ce taux est compris entre 50 à 199 varroa. Ce qui induit à une efficacité moyenne de l'Apibioxal de 90, 57±4,52.

I.3.7. Efficacité des traitements utilisés

La figure 76 représente l'efficacité moyenne de chaque traitement effectué dans chaque groupe.

**Figure 76** : Efficacité des traitements utilisés durant la période d'étude

Le traitement chimique Bayvaro® s'est révélé l'acaricide le plus actif, avec une efficacité moyenne de 94,69%, suivi par le traitement biologique Apilife Var® (93,96%) et l'acaricide chimique Apivar® (91,50%). En ce qui concerne les deux formulations d'acide oxalique, cette étude a montré qu'Oxubar® est moins efficace qu'Apibioxal® puisqu'ils ont enregistré une efficacité moyenne de 89,32% et 90,57% respectivement. Quant à l'Apistan® qui est un réactif chimique largement utilisé en Algérie pour lutter contre le parasite varroa, l'efficacité moyenne enregistrée est de 76,92%.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre une différence très significative entre les traitements utilisés ($p \leq 0,001$). Alors que pour le facteur période, le test statistique révèle une différence non significative ($P > 0,05$) entre les colonies (Tab.32).

Tableau 32 : Analyse de la variance de l'efficacité des traitements utilisés.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	2892,177	59	49,02		
Var. Traitement	2136,8	5	427,36	30,802	0
Var. Colonie	131,028	9	14,559	1,049	0,41773
Var. Résiduelle	624,349	45	13,874		

Le test de NEWMAN et KEULS classe les 6 traitements utilisés en 4 groupes homogènes. Les deux traitements Bayvarol® et Apilife Var® sont classés dans le groupe A. Apivar® et Apibioxal® sont regroupés dans le groupe AB. Les groupes B et C renferment les deux traitements Oxubar® et Apistan® respectivement (Annexe 21).

4. Discussion

Depuis son apparition en Algérie en 1982, la lutte contre *Varroa destructor* a permis l'utilisation de plusieurs molécules chimiques (Amitraz, fluvalinate, fluméthrine ..). Cependant, l'efficacité de ces produits diffère d'une région à une autre et d'une période à une autre.

En effet, les travaux réalisés par ADJLANE et *al.* (2013), dans la région de Mitidja (au Nord de l'Algérie), révèlent une efficacité de 91.62%, 86.50% et 77.75% respectivement pour Bayvarol®, Apivar® et Apistan®. D'autres parts, LOUCIF-AYAD et *al.* (2010) signalent, dans leurs travaux réalisés à Annaba (l'Est de l'Algérie) entre septembre et octobre, une efficacité de 89% pour Bayvarol® et 85% pour Apivar®. Les résultats obtenus jusque-là avec Bayvarol® sont loin de ceux obtenus par ALLOUI et *al.* (2002) dans la région de Constantine (l'Est de l'Algérie) qui rapportent une efficacité de 99% pour la fluméthrine. De ce fait, une résistance de l'acarien aux acaricides synthétiques s'avère évidente.

GREGORC *et al.* (2018) ont testés sur des colonies d'*Apis mellifera ligustica*, aux USA, quatre acarides à savoir Apiguard®, Apistan®, Apivar®, et HopGuard® et ils relevent une efficacité de 86%, 84%, 79% et 64% respectivement. D'autres travaux ont été entrepris par AL GHAMDI (2007), en Arabie Saoudite, pour déterminer l'effet acaricide de certains produits synthétiques : Apistan®, Bayvarol®, Apivar®, Perizin® et Bee strips®. Les résultats obtenus par ces auteurs révèlent que le produit à base de l'amitraz (Apiver) est plus efficace que ceux à base de fluvalinate et de fluméthrine. PILECKAS *et al.* (2011) rapportent également la diminution de l'efficacité de l'apistan en Lithonie qui est de 81.7%.

En France, FAUCON *et al.* (2007) signalent que l'Apivar ND élimine 99.5% de la population du varroa. Alors qu'an Canada, AL NAGGAR *et al.* (2016) rapportent une efficacité de 76.5%. MAR LEZA *et al.* (2015) signalent dans leurs travaux réalisés en Espagne une efficacité de 70% similaire aux résultats obtenus par FLORIS *et al.* (2001) en Italie.

De nombreux travaux antérieurs ont montré que, suite à l'utilisation intensive et durant plusieurs années de ces acaricides chimiques, il y a eu développement de résistance par le varroa vis-à-vis de ces molécules (LONDZIN et SLEDZINKY 1996 ; ELZEN *et al.*, 1998; MILANI et DELLA VEDOVA 2002; GARCIA-SALINAS *et al.*, 2006 ; SEMKIW *et al.*, 2013).

Dans toutes les études réalisées, le phénomène de résistance à ces molécules reste variable : certaines populations de varroas sont entièrement sensibles, d'autres moyennement résistantes et d'autres entièrement résistantes. Le développement de résistances est le résultat de l'interaction entre de nombreux facteurs, notamment le niveau d'exposition au toxique, la vitesse de reproduction de l'agent, ainsi que d'autres facteurs écologiques (SAMMATARO *et al.*, 2005).

Les résultats relatifs à la mortalité des acariens suite aux traitements naturels révèlent qu'Apilife Var® (à base de thymol, menthol, camphor et eucalyptol) est plus efficace que les deux formulations d'acide oxalique avec 93.96%. Nos résultats s'accordent avec ceux de LOUCIF AYAD *et al.* (2010) qui rapportent une efficacité de 96% pour le même traitement. COFFEE et BREEN (2013) notent une efficacité de 53.80%. Alors que FLORIS *et al.* (2004) et GRACIA *et al.* (2017) signalent une efficacité de 80%. Ces mêmes auteurs rapportent que l'efficacité d'un traitement dépend du rucher où il est appliqué.

Les résultats obtenus dans la présente étude par les deux formulations d'acide oxalique : Oxuvar® (89,32%) et Apibioxal® (73,57%) se rapprochent de ceux de ADJLANE *et al.* (2016) qui enregistrent pour les trois doses testées : 100g, 70g et 50g d'acide oxalique dilué dans un litre de sirop, une efficacité de 81%, 72.19% et 65% respectivement.

MAGGI *et al.* (2015) ont testé, au printemps et en été, une formulation composée de quatre bandes de cellulose imprégnées d'une couche de solution à base d'acide Oxalique et ils ont abouti à une efficacité de 93.10%

En Sloveie, SMODIS ŠKERL *et al.* (2010) rapportent dans leurs travaux réalisés entre 2007 et 2008 une efficacité de 73.62% pour la flumethrine et 70,12% pour l'acide oxalique. Dans le même pays, le traitement à base d'acide oxalique utilisé entre août et septembre, n'élimine que 41% du varroa car, en cette période, le couvain est présent (GREGORC et PLANINC, 2012). MARCANGELI *et al.* (2004) rapportent une efficacité d'Oxuvor® qui varie entre 75.7% et 85.6%.

Plusieurs essais ont fait état d'une efficacité supérieure à 95% pour l'application par pulvérisation de 30 g de acide oxalique dans une litre d'eau (COLIN, 1997 ; IMDORF *et al.*, 1997 ; CHARRIERE *et al.*, 1998a). CHARRIERE et IMDORF (2002) rapportent que l'application de l'acide oxalique par dégouttement sur des colonies sans couvain a montré une moyenne de 97% d'efficacité pour la solution de 45 g d'acide oxalique, contre 96% d'efficacité pour la solution de 30 g. Toutefois, plusieurs rapports montrent qu'une forte concentration en acide oxalique, administrée en automne par écoulement, affaiblit la colonie (CHARRIERE et IMDORF, 1999 ; NANETTI, 2001).

Essai II : Lutte contre varroa avec les huiles essentielles

L'objectif de ce test est de déterminer l'huile ainsi que la dose efficace à l'égard du varroa tout en maintenant l'équilibre naturel des abeilles dans leur environnement immédiat.

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel biologique

Des ouvrières de l'abeille locale *A. mellifera intermissa* et l'acarien *V.destructor* sont prélevés à partir des ruches appartenant à des apiculteurs privés.

II.1.2. Huiles essentielles

Les huiles essentielles testées sont extraites à partir de sept plantes à savoir l'armoise (*Artemisia herba-alba*), de la lavande (*Lavandula angustifolia*), du lentisque (*Pistacia lentiscus*), de la Menthe pouliot (*Mentha pulegium*), du myrte (*Myrtus communis*), du romarin (*Rosmarinus officinalis*) et de la sauge (*Salvia officinalis*).

II.1.2.1. Armoise blanche (*Artemisia herba-alba*) : appelée aussi absinthe des steppes en français et Chih en arabe. C'est une plante herbacée, de la famille des Astéracées à tiges ligneuses et ramifiées, très feuillées (Fig.77). Les feuilles sont petites et les fleurs sont groupées en grappes (POTTIER, 1981). Très répandue dans les steppes du Moyen-Orient, d'Afrique du nord, (FERNADJI et al., 1974) et plus particulièrement dans les hautes plaines steppiques oranaises en Algérie (AYAD et al., 2007). Elle présente une odeur caractéristique d'huile de thymol et un goût très fort et amer (OZENDA, 1983). L'extraction de l'huile essentielle s'est faite à partir de la partie aérienne de la plante (tiges, feuilles et fleurs) par hydrodistillation (ZAIM et al., 2012). L'huile essentielle d'*A. herba alba* est riche en : α -Pinène, Camphène, 1, 8-Cineole, γ -Terpinène, β -Thujone, Camphor, α -Terpineol, verbénone, Acétate de myrtényl, Sesquiterpènes lactones (BEZZA et al., 2010; MESSAI, 2011)



Figure 77 : Plante d'*Artemisia herba alba* (Originale, 2018)

II.1.2.2. Lavande (*Lavandula angustifolia*) : Amezir en kabyle, est une plante qui appartient à la famille des Lamiacées, très abondante dans le bassin méditerranéen. Les plants mesurent entre 50 et 60 cm de hauteur (Fig.78). L'extraction de l'huile essentielle s'est faite à partir des fleurs et des sommités fleuries par distillation à la vapeur d'eau (BRUNETON, 1999). Les composants principaux de cette huile sont : Cinéole β -caryophyllène, Limonène p-cymène et de β -myrcène (DJENANE *al.*, 2011).



Figure 78 : Plante de *Lavandula angustifolia*

II.1.2.3. Lentisque (*Pistacia lentiscus*) : appelé aussi pistachier lentisque, arbre à mastic, “Derou” ou “thidhekh”, est un arbuste de 1 à 8 m de hauteur (IAUK et *al.*, 1996). Il appartient à la famille des Anacardiacees. Il se caractérise par son feuillage persistant (Fig.79). L'huile essentielle de lentisque est obtenue par hydrodistillation des rameaux fraîchement taillés. Cette huile est composée de : Myrcène, Terpinen-4-ol, α -pinène, β -pinène, α -phellandrène, Sabinène, p-cymène et γ -terpinène et Camphor (CASTOLA et *al.*, 2000 ; TALEB-TOUDERT, 2016).



Figure 79 : Arbuste de *Pistacia lentiscus* (Originale, 2018).

II.1.2.4. Menthe pouliot (*Mentha pelgium*), Flyou ou Felgou : Le nom de « pouliot » vient du latin *pulegium*, qui dérive de *pulex*, la puce, car la fumée de cette plante éloigne les puces. C'est une plante aromatique appartenant à la famille des Lamiacées. Elle pousse sur des sols humides et les lieux inondés en hiver en Afrique du nord (ZEKRI, 2017). Les fleurs, qui apparaissent en été, de juillet à la fin septembre, sont rose lilas, parfois blanches, et sont groupées à l'aisselle des feuilles en glomérules (faux verticilles) échelonnés le long de la tige (MAHBOUBI et HAGHI, 2008) (Fig.80). L'huile essentielle de la menthe pouliot est composée de : Menthone, Pulegone, Néomenthol, l'oxyde de caryophyllène et les Cétones (ATTOU, 2017).



Figure 80 : Plante de *Mentha pelgium* (Originale, 2018).

II.1.2.5. Myrte (*Myrtus communis*) : Le myrte commun (Rihane ou Chelmoun) est un arbre ou arbuste aromatique très ramifié aux rameaux grêles et touffus de 5 mètres de haut à écorce rousse (Fig. 81). Il est très répandu dans les régions méditerranéennes. C'est une plante de la famille des myrtacées dont les feuilles sont persistantes, pétiolées ovales, elles ont une couleur verte et brillante (BARTELS, 1997).

Les fleurs sont blanches solitaires, pédonculées disposées à l'aisselle des feuilles (BOULLARD, 2001). Le fruit est une baie peu charnue, noirâtre et couronnée par le calice (CHADEFAUD et EMBERGER, 1960). L'huile essentielle de myrte est obtenue par hydrodistillation des rameaux fraîchement taillés. Cette huile est composée essentiellement de : α -pinène, β -pinène, Eucalyptol, α -Terpineol, Estragol et Limonène (TALEB-TOUDERT, 2016).



Figure 81 : Arbuste de myrte *M.communis* (originale, 2018).

II.1.2.6. Romarin (*Rosmarinus officinalis*) : le Romarin (Iklil ou Azir) est originaire de la région méditerranéenne. C'est une plante de la famille des Lamiacées. C'est un arbrisseau, très ramifié, assez touffu, aux feuilles petites et étroitement lancéolées et linéaires (Fig.82). Les fleurs sont d'un bleu pâle, maculées intérieurement de violet, disposées en courtes grappes denses, s'épanouissent presque tout au long de l'année (GUY, 2005). L'huile de romarin est extraite des sommités fleuries et elle est composée principalement de : 1.8 cinéol, Camphène α -pinène Camphène β -pinène, Eucalyptol, β -myrcène, D-camphor et Linalool (TALEB-TOUDERT, 2016).



Figure 82 : Plante de *R. officinalis* (Originale, 2018)

II.1.2.7. Sauge (*Salvia officinalis* L.) : ou Souak ennebi en arabe ou Thimeja n-cvaha en kabyle. C'est un sous arbrisseau buissonnant formant une touffe pouvant atteindre 80 cm de haut (TEUSCHER et al., 2005). Selon les mêmes auteurs, les feuilles sont opposées, pétiolées

à la base, de 3 à 10 cm de long sur 3 cm de large ; elles sont de couleur vert grisâtre d'aspect velouté. Les fleurs, de couleur bleu violacé, sont groupées par 3 à 5 en petites grappes verticillées (Fig.83). Les fruits sont des tétrakènes sphériques, de couleur brun foncé à noir (BARTELS, 1997). L'huile essentielle de la sauge est composée principalement de : α -pinène, β -pinène Globulol Aromadendrène γ -terpinène α -caryophyllène (TALEB-TOUDERT, 2016).



Figure 83 : Plante de *S.officinalis* (Originale, 2018)

II.2. Méthodes

Afin de déterminer la dose et l'huile essentielle efficaces pour lutter contre le varroa, nous avons suivi les étapes suivantes :

II.2.1. Préparation du matériel à utiliser pour le test des huiles essentielles

Avant de procéder au prélèvement des abeilles ouvrières, nous avons, d'abords, préparé vingt (20) cagettes en verre en forme d'un parallépipède rectangle de 11cm de longueur sur 9cm de large et 7,5cm d'hauteur. Pour chaque huile, nous avons suspendu du papier filtre à l'aide d'un fil de 5cm à la face interne du couvercle de chaque cagette (Fig. 84a).

vingt bocal en plastiques destinés à recueillir le varroa sont également préparer de la même façon que les cagettes d'élevages des abeilles (Fig. 84b).

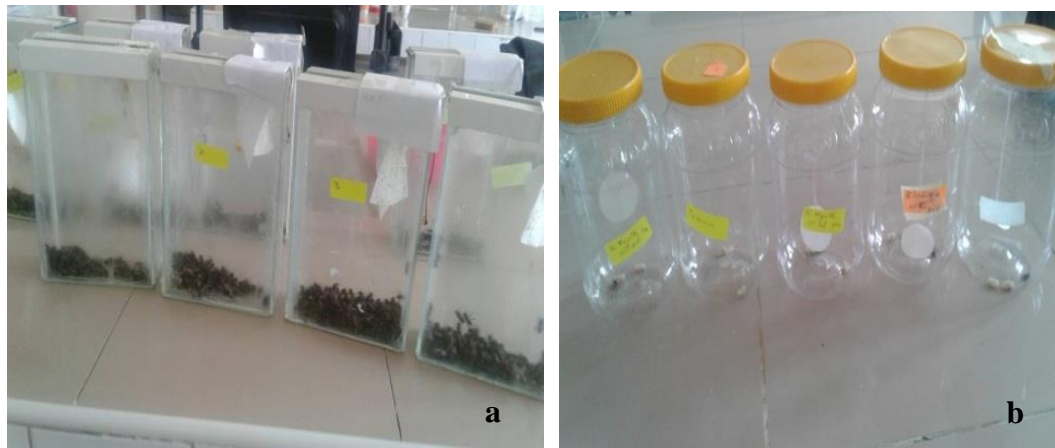


Figure 84 : Matériel utilisé pour le test des huiles (Originale, 2018) :
a- Cagettes en verre ; b- bocaux en plastique

II.2.2. Méthode de travail sur le terrain

II.2.2.1. Prélèvement des échantillons d'abeilles : sur des ruches fortes (dont les colonies sont peuplées et saines), nous avons pris aléatoirement, un à trois cadres que nous secouons dans une ruchette (Fig.85). Une fois que les abeilles se sont calmées, un échantillon de 80 individus est retiré et déposé dans chaque cagette et mise à l'étuve à une température de $28\pm 2^{\circ}\text{C}$, correspondant environ à celle de la ruche.



Figure 85 : Echantillonnage des abeilles (Originale, 2018) :
a- Cadre d'abeilles
b- Ruchette

II.2.2.2. Prélèvement du couvain : des prélèvements de choix sont effectués sur des ruches d'abeilles desquelles nous retirons un cadre de couvains operculés. Des carrés de 25cm^2 de couvain ont été découpés sur ces cadres conservés dans des boîtes hermétiques et mis par la suite à l'étuve à une température de $30\pm 2^{\circ}\text{C}$, correspondant environ à celle de la ruche.

II.2.3. Méthode de travail au laboratoire

II.2.3.1. Traitement des abeilles par les huiles essentielles

Afin de déterminer l'effet des huiles essentielles testées sur les abeilles, nous avons introduit différentes doses dans chaque cagette contenant 80 individus échantillonnés. Pour chaque huile, et pour chaque cagette, nous avons imprégné le papier filtre d'une dose d'huile de : 0,2 ; 0,5 ; 0,7 et 1ul.

La lecture des résultats se fait après 1h, 12h, 24h et 48h d'exposition et nous avons réalisé quatre répétitions pour chacune (y compris le témoin qui est sans traitement).

Pour chaque durée d'exposition et chaque répétition, nous avons dénombré les abeilles mortes sous l'effet de chaque huile et de chaque dose.

II.2.3.2. Traitement du varroa par les huiles essentielles

Sous une loupe binoculaire, l'échantillon du couvain operculé est ouvert à l'aide d'une pince entomologique. Les varroas présents au fond de l'alvéole ou collés sur la nymphe d'abeille sont retirés (Fig.86).

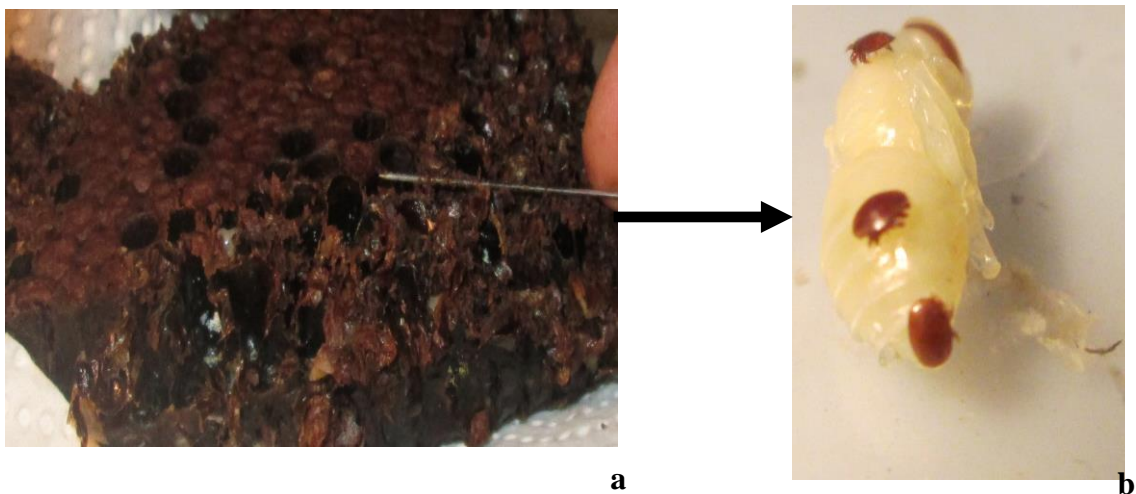


Figure 86 : Prélèvement du varroa sur les nymphes d'abeilles (Original, 2018) :

- a- Echantillon du couvain d'abeilles
- b- Varroa sur une nymphe d'abeille

Les varroas ont été placés au nombre de 10 par bocal, dans lequel a été suspendu le papier filtre imprégné de la dose de chaque huile à tester. Chaque bocal recevra les différentes doses huile (0.2 ; 0.5 ; 0.7 et 1 ul). Quatre répétitions pour chaque dose ainsi que pour le témoin sont réalisées.

La lecture se fait après 1h, 12h et 24h et 48h d'exposition et pour chaque durée. Nous avons dénombré les varroas morts sous l'effet de chaque huile et de chaque dose et la même chose pour toutes les répétitions.

II.3. Analyse statistique

Les 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% par le logiciel stat box version 6.4. Ce test permet de comparer les moyennes entre elles et les classer en groupes homogènes (logiciel Stat Box version 6.40).

II.4. Résultats

II.4.1. Effet des différentes huiles essentielles sur varroa

Les résultats de l'effet des différentes huiles essentielles sur le varroa sont rapportés dans la figure suivante :

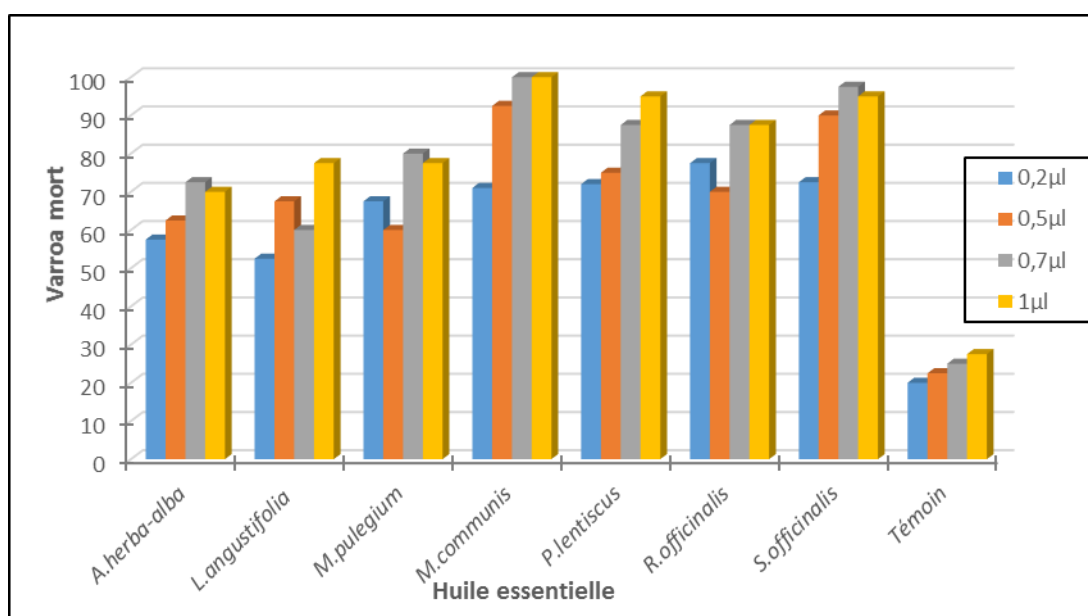


Figure 87 : Effet des huiles essentielles sur le parasite *V.destructor*

A la dose 0,2 µl, les 4 huiles essentielles de *R. officinalis*, *P.lentiscus*, *S.officinalis* et *M. communis* enregistrent un taux moyen du varroa mort supérieur à 70%. A la dose de 0,5µl, les huiles de myrte et de la sauge montrent une mortalité de plus de 90%. Alors qu'une mortalité de 100% est obtenue avec l'huile essentielle de Myrte à la dose de 0,7µl et 1µl. Les huiles de sauge, du lentisque et du romarin enregistrent une mortalité du varroa qui varie entre 75 à 95% avec les mêmes doses. D'autre part, les huiles de lavande et de l'armoise causent moins de mortalité du varroa.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il y a une différence très hautement significative pour le facteur huile essentielle et pour le facteur dose ($P \leq 0,001$) (Tab.33).

Tableau 33 : Analyse de la variance de l'effet des huiles essentielles sur varroa.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	15232,18	31	491,361		
Dose	1549,712	3	516,571	14,81	0,00003
Huile essentielle	12949,99	7	1849,999	53,039	0
Var. Résiduelle	732,476	21	34,88		

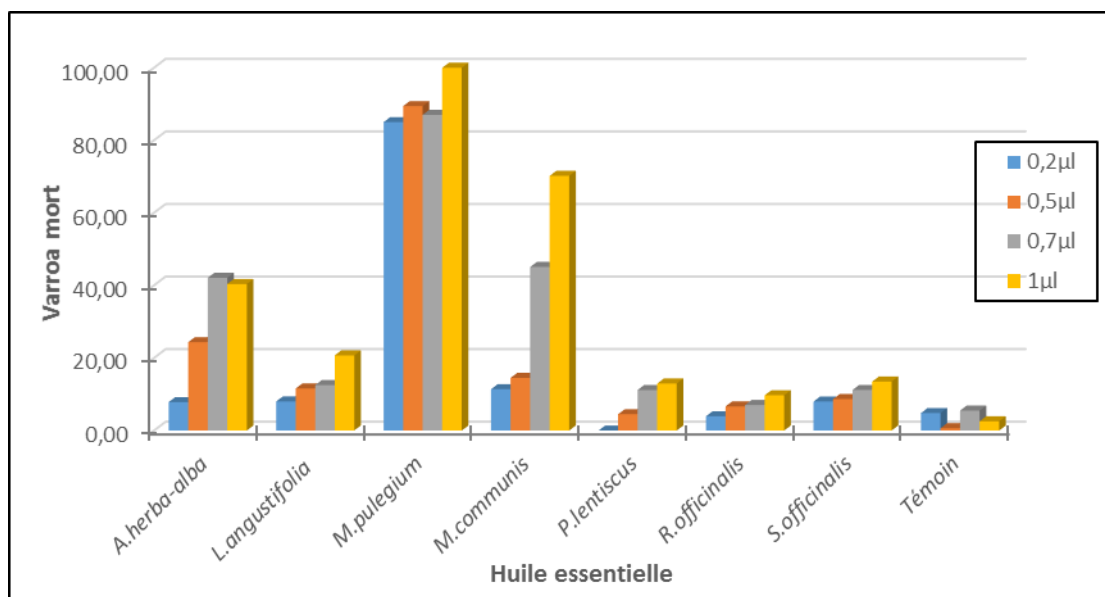
La comparaison des moyennes élaborées à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour les facteurs dose et huile essentielle en plusieurs groupes homogènes.

Les doses testées sont classées en 3 groupes homogènes. Les doses 1 et 0,7 μ l sont regroupées dans le groupe A. Tandis que les doses 0,5 μ l et 0,2 μ l sont classées respectivement dans les groupes B et C.

Pour le facteur huile essentielle, le test de NEWMAN et KEULS classent les huiles de *M.communis*, *S.officinalis*, *P.lentiscus*, et *R. officinalis* qui causent plus de mortalité du varroa dans le groupe A et les huiles de *M.pulegium*, *A.herba alba* et *L.angustifolia* sont regroupées dans le groupe B.

II.4.2. Effet des huiles essentielles sur les abeilles

Les résultats de l'effet des différentes huiles essentielles sur les abeilles sont rapportés sur la figure 88.

**Figure 88** : Effet des huiles essentielles sur les abeilles

Il ressort que l'huile essentielle du lentisque (*P.lentiscus*) n'est pas toxique à la dose de 0,2 μ l. Alors qu'à la dose de 1 μ l, elle cause 12,96% de mortalité des abeilles. Elle est suivie

par l'huile de romarin qui provoque un faible taux de mortalité des abeilles et qui varie entre 3,93 à 9,72%. L'huile de myrte cause une mortalité qui va de 11 à 80% avec les quatre doses. Par contre, l'huile de *M.pulegium* paraît la plus toxique puisqu'elle cause un taux de mortalité qui varie 85 à 100% quelque soit la dose.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il y a une différence très hautement significative pour le facteur huile essentielle ($p \leq 0,001$) et une différence hautement significative pour le facteur dose ($P \leq 0,01$) (Tab.34).

Tableau 34 : Analyse de la variance de l'effet des huiles essentielles sur les abeilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	26898,59	31	867,697		
Dose	1486,693	3	495,565	5,254	0,00737
Huile essentielle	23431,32	7	3347,332	35,492	0
Var. Résiduelle	1980,572	21	94,313		

La comparaison des moyennes élaborées à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour les facteurs dose et huile essentielle en plusieurs groupes homogènes.

Les doses testées sont classées en 2 classes. La classe A regroupe les doses 0,7 μ l et 1 μ l qui provoquent plus de mortalité d'abeilles. La classe B regroupe les doses de 0,2 μ l et 0,5 μ l.

D'autre part, les huiles essentielles sont classées en trois groupes homogènes. L'huile de *M.pilgium*, qui est plus toxique vis-à-vis des abeilles, est classée en groupe A. Les deux huiles de *M.communis* et *A.herba-alba* sont classées dans le groupe B. Alors que les huiles de *L.angustifolia*, *S.officinalis*, *P.lentiscus* et *R.officinalis* sont regroupées dans le groupe C.

II.4.3. Effet de la durée d'exposition sur la mortalité du varroa

Les résultats relevés sur l'effet de la durée d'exposition sur la mortalité du varroa sont représentés dans la figure 89.

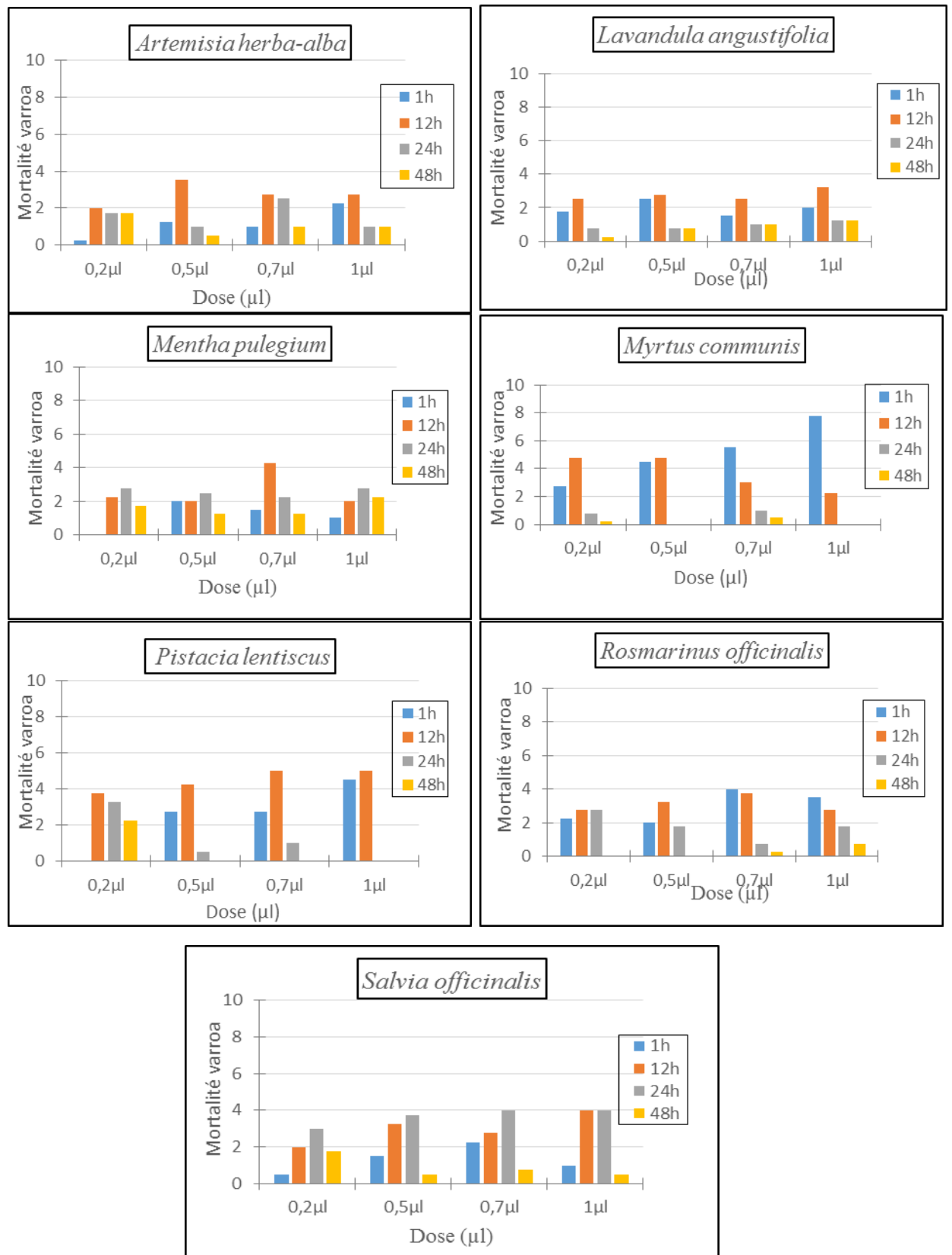


Figure 89 : Effet de la durée d'exposition aux huiles sur la mortalité du varroa.

Les résultats obtenus montrent que les huiles de myrte, de romarin et de lavande agissent efficacement sur le parasite varroa après une heure d'exposition à la dose de 0,2µl.

Par contre après 12 heures d'exposition, toutes les huiles présentent une influence positive sur cet acarien.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) pour le facteur durée (Tab.35).

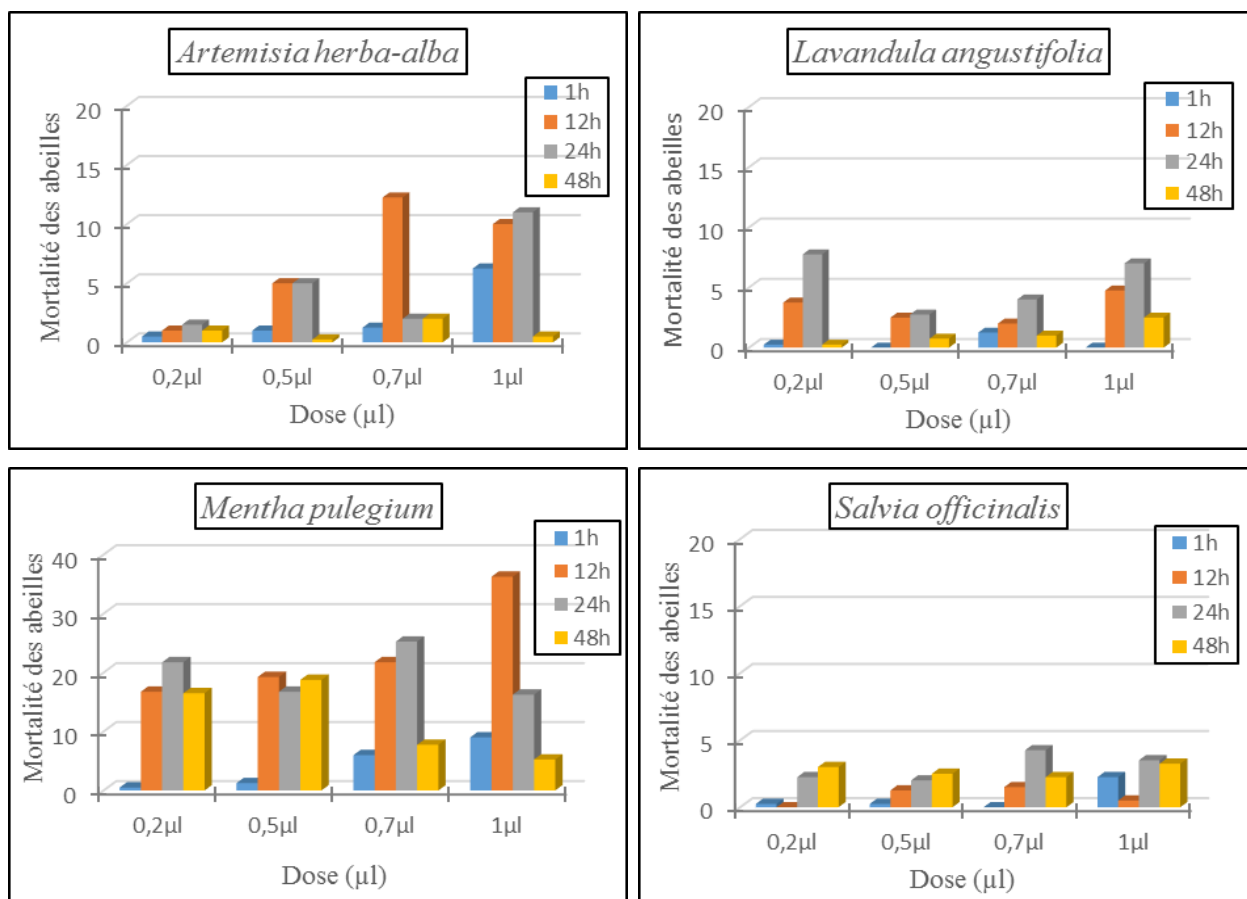
Tableau 35 : Analyse de la variance de l'effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur varroa.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	253,276	111	2,282		
Durée	89,435	3	29,812	37,366	0
Var. Résiduelle	43,083	54	0,798		

La comparaison des moyennes élaborées à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour le facteur durée en 4 groupes homogènes. En effet les durées de 1h, 12h, 24h et 48h sont classées respectivement dans les groupes A, B, C et D.

II.4.4. Effet de la durée d'exposition sur la mortalité des abeilles

Les résultats relevés sur l'effet de la durée d'exposition sur la mortalité des abeilles sont représentés dans la figure 90.



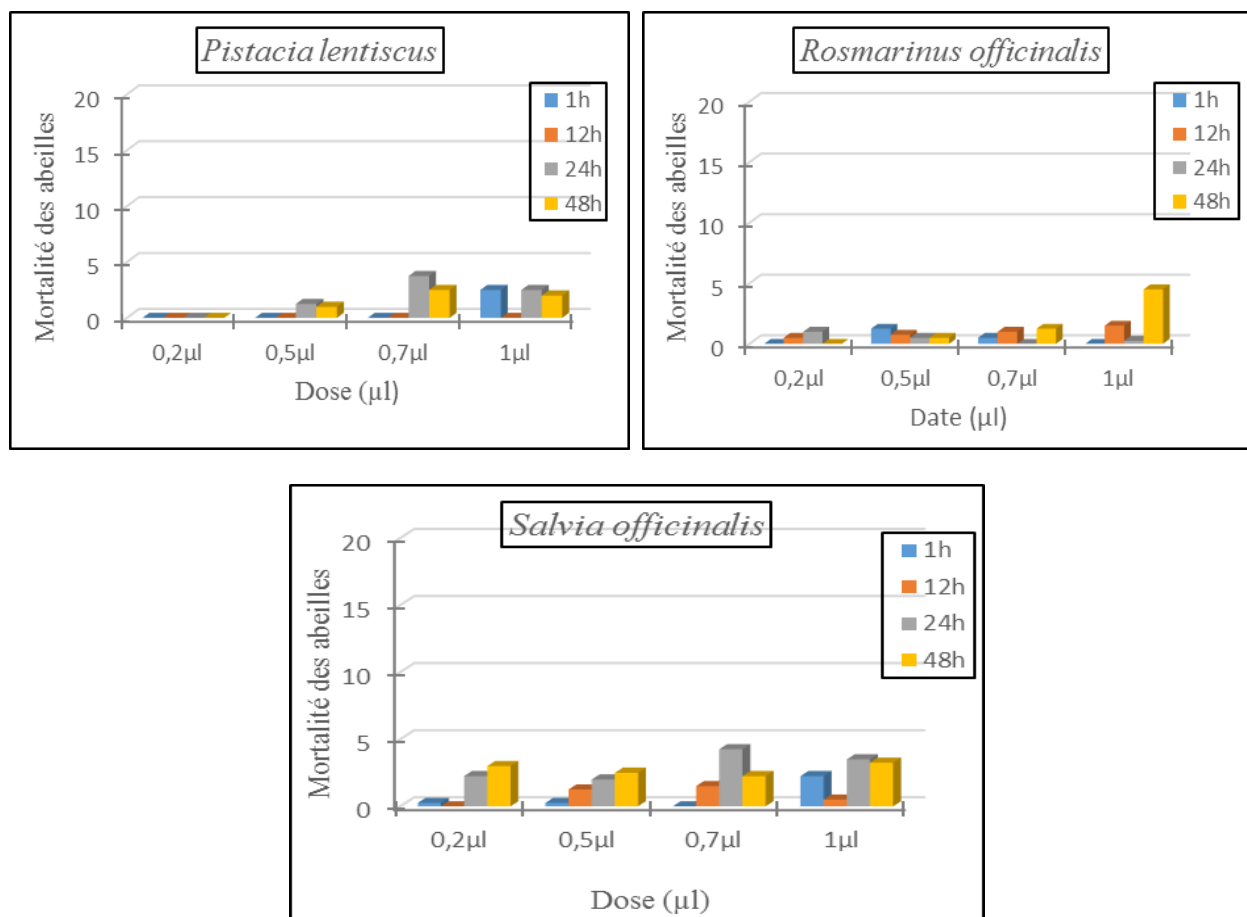


Figure 90 : Effet de la durée d'exposition aux huiles sur la mortalité des abeilles

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) pour le facteur durée (Tab. 36).

Tableau 36 : Analyse de la variance de l'effet de la durée d'exposition aux huiles essentielles sur les abeilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	4428,749	111	39,899		
Var. Durée	296,65	3	98,883	9,179	0,00007
Var. Résiduelle	581,738	54	10,773		

La comparaison des moyennes élaborées à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour le facteur durée, en 2 classes. Les durées de 12h, 24h et 48h sont classées dans les groupes. La durée de 1h est classée dans le groupe B.

II.5. Discussion

Au cours de cette étude, nous avons testée au laboratoire l'effet des huiles essentielles de sept plantes sur *V. destructor* parasite de l'abeille domestique *A. mellifera intermissa*.

Ces plantes sont : *Rosmarinus officinalis*, *Lavandula angustifolia*, *Mentha pelgium* et *Salva officinalis* (Lamiacées), *Pistacia lentiscus* (Anacardiacees), *Myrtus communis* (Myrtacée) et *Artemisia herba-alba* (Astéracées).

Les résultats obtenus révèlent que ces huiles agissent différemment sur le varroa et sur son hôte. En effet, l'huile essentielle de myrte s'avère plus efficace vis-à-vis du varroa puisque nous avons obtenue des taux de mortalité qui varient de 71 jusqu'à 100%. Mais, en parallèle, elle a provoqué une mortalité considérable des abeilles qui passent de 11% à la dose 0,2µl jusqu'à 70% avec la dose de 1µl. Nous avons remarqué également que l'effet acaricide des huiles de *P.lentiscus* et de *S.officinalis*, vis-à-vis du varroa, varie entre 72 et 95%. Alors que leur effet sur les abeilles est très faible. A la dose 0,2µl, l'huile essentielle de *P. lentiscus* ne cause aucune mortalité d'abeilles, par contre l'huile de *S.officinalis* enregistre un taux de mortalité qui va de 8% à la dose de 0,2µl jusqu'à 13% à la dose de 1µl.

Avec l'huile de *R. officinalis*, nous avons noté une mortalité du varroa qui varie de 70% à 87% et celle des abeilles est de 3% à 9%. Les autres huiles de *M. pelgium*, *S.officinalis* et *A.herba-alba* manifestent une toxicité assez considérable sur le parasite qui va de 50% à 80%. En revanche, l'huile de *M. pelgium* est très néfaste pour les abeilles puisque nous avons relevé un taux de mortalité allant de 85% à la dose de 0,2µl jusqu'à 100% avec la dose de 1µl.

IMDORF et al. (1999) rapportent que plusieurs huiles essentielles ont montré une activité acaricide vis-à-vis du parasite varroa dans les tests de dépistage effectués grâce à leur contenance aux terpènes et aux composés phénoliques volatils qui ont un arôme intense.

Selon KOTWAL (2013), les huiles essentielles présentent une efficacité variable selon les molécules, leur association et les dosages utilisés.

Des études réalisées par CALDERONE et SPIVAK en 1995 ont montré qu'un mélange de thymol, de l'huile d'eucalyptus, menthol et camphre cause 96% de varroa mort.

ABD EL WAHAB et al. (2006) ont utilisé les huiles de *Citrus aurantium* (orange amère), *Cymbopagon flexuosus* (pamplemousse) et la citronnelle à des différentes concentrations (25, 50 et 100%). Les résultats obtenus montrent que ces huiles ne sont efficaces qu'à partir de la quatrième semaine et avec la concentration de 100%.

IMDORF et al. ont testé, en 2006, 150 huiles essentielles différentes contre le parasite *Varroa destructor*. Cependant, seulement l'huile de thym, de sauge et d'origan ont prouvé une efficacité suffisante lors de l'application dans les colonies d'abeilles.

D'autres huiles de plusieurs plantes ont fait objet des tests par plusieurs chercheurs à savoir : l'huile de menthe, d'eucalyptus, de marjolaine, de cumin, d'ail, de basilic, d'orange, de géranium et d'anis (ARIANA *et al.*, 2002; ABD EL HALIM *et al.*, 2006 ; NAGEH *et al.*, 2011).

L'huile de girofle *Syzygium aromaticum* a montré également une toxicité avérée chez *V.destructor*, mais la toxicité chez *A.mellifera* n'a pas été évaluée (MAGGI *et al.*, 2010).

D'autres travaux ont été entrepris par plusieurs chercheurs afin toujours d'étudier l'efficacité des huiles essentielles. Ainsi, les huiles essentielles de *Tagetes minuta* (la camomille sauvage), *Heterotheca latifolia* et *Eucalyptus sp* administrées en pulvérisation, montrent un effet acaricide important in vitro (EGUARAS *et al.*, 2005 ; RUFFINENGO *et al.*, 2007). En Argentine et au Brésil, de nombreuses huiles essentielles de plantes indigènes sauvages ont été testées et ont démontré leurs effets acaricide et répulsif (DAMIANI *et al.*, 2011).

D'autre part, les travaux de MAGGI *et al.* (2011) ont révélé l'efficacité de l'huile essentielle du romarin (*Rosmarinus officinalis*). L'activité acaricide d'*Eucalyptus camaldulensis*, *Thymus kotschyanus* et *Ferula assa-foetida* sur l'acarien *V. destructor* ont été également étudiés et une DL50 de 1,74 $\mu\text{L} / \text{L}$ a été trouvée (GHASEMI *et al.*, 2011).

Les travaux réalisés par KÜTÜKOĞLU *et al.*(2012) sur des colonies d'abeilles ont montré qu'au printemps le taux d'efficacité des huiles de *Lavandula officinalis*, *Foeniculum vulgare* et *Laurus nobilis* enregistrent un taux d'efficacité de 83.8%, 78.8% et 70.8% respectivement. Alors qu'en automne, l'efficacité obtenue est de 76.6% avec *L.officinalis*, 71.9% avec *F. vulgare*, et 65.2% avec *L. nobilis*.

GOSWAMI *et al.*(2014) ont testé sur des colonies d'abeilles infestées par varroa l'effet acaricide des huiles essentielles de six plantes : Thym indien, basilic, cannelle, curcuma, clou de girofle et l'ail. Les résultats montrent une efficacité allant de 66,54 à 77,54. %.

HABBI-CHERIFI en 2015 a testé in vitro l'effet acaricide de huit huiles essentielles : *Mentha piperita*, *Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*, *Lavandula angustifolia*, *Syzygium aromaticum*, *Eucalyptus radiata*, *Eucalyptus globulus* et d'*Eucalyptus. Citriodora*. Il ressort que les huiles d'*Eucalyptus globulus* et de *Rosmarinus officinalis* étaient les plus efficaces

D'autre part, ISLAM *et al.* (2016) ont étudié l'efficacité de quatre huiles essentielles de Thym (*Thymus linearis*), de Citronnelle (*Cymbopogon citratus*), de Romarin (*Rosmarinus officinalis*) et de Menthe (*Mentha longifolia*) utilisées à trois concentrations (25, 50 et 100%) contre *Varroa destructor*. Ils ont obtenu une réduction du parasite dans les colonies d'abeilles mellifères à 96%, ce qui leur a permis de conclure que les huiles essentielles constituent un moyen de lutte efficace contre cet acarien.

Essai III : Lutte contre varroa par la propolis

L'objectif de cet essai est de déterminer l'effet acaricide de la propolis contre l'acarien *Varroa destructor* dans les conditions locales.

III.1. Matériel et Méthodes

III.1.1. Récolte de la propolis

La récolte de la propolis a été effectuée sur des colonies d'abeilles du rucher de Mechtras durant la saison du printemps de 2018. Elle est réalisée par l'utilisation de deux méthodes (Fig.91) :

- La récolte de la propolis par grattage et raclage des cadres
- L'utilisation d'une grille spéciale : cette grille est constituée de nombreux petits interstices que l'abeille va chercher à combler. Elle est placée sur les cadres. Une fois, ces interstices sont obturés par la propolis, la grille est enlevée et placée dans un réfrigérateur. Au froid, la propolis devient cassante et la torsion de la grille décrochera les petits morceaux.



Figure 91 : Différentes méthodes de récolte de la propolis (Originale, 2018) :

- a- Grattage des cadres
- b- Grille à propolis

III.1.2. Préparation de la solution de la propolis et l'éthanol

Pour la préparation de la solution de la propolis, nous avons suivi la méthode de STREHL et *al.* (1994) (Fig. 92) :

- la propolis récoltée est d'abord chauffée dans une casserole remplie d'eau afin de retirer les différents débris (cire, pollen,...etc.) qui y sont collés.
- le mélange de propolis et l'eau est filtré avec une passoire. La propolis obtenue est conservée au congélateur à -4°C pour environ 2 jours puis elle sera moulue jusqu'à obtention d'une poudre fine.

- cette poudre est additionnée dans l'éthanol pour un rapport de 1g de propolis pour 10ml de solvant.

- le mélange est laissé pour macération pendant une semaine avec agitation de temps en temps. Après macération, le mélange est chauffé au bain-marie à 70°C pendant 30 minutes puis filtré. L'extrait liquide obtenu est appelé Extrait Ethanolique de Propolis (EEP) qui sera conservé au réfrigérateur pour une utilisation ultérieure.



Figure 92 : Différentes étapes de préparation de l'extrait éthanolique de propolis (Originale, 2018) :

a- Propolis sur feu
b- Propolis en pâte

c- Mouture de la propolis
d- Propolis en poudre

III.1.3. Prélèvement du varroa

Les acariens sont recueillis à partir de colonies infestées de varroa. Un échantillon de 100 cellules de couvain operculé est ouvert à l'aide d'une pince. Les nymphes sont retirées pour prélever les varroas présents soit au fond de l'alvéole ou collés sur la nymphe (Fig.93)

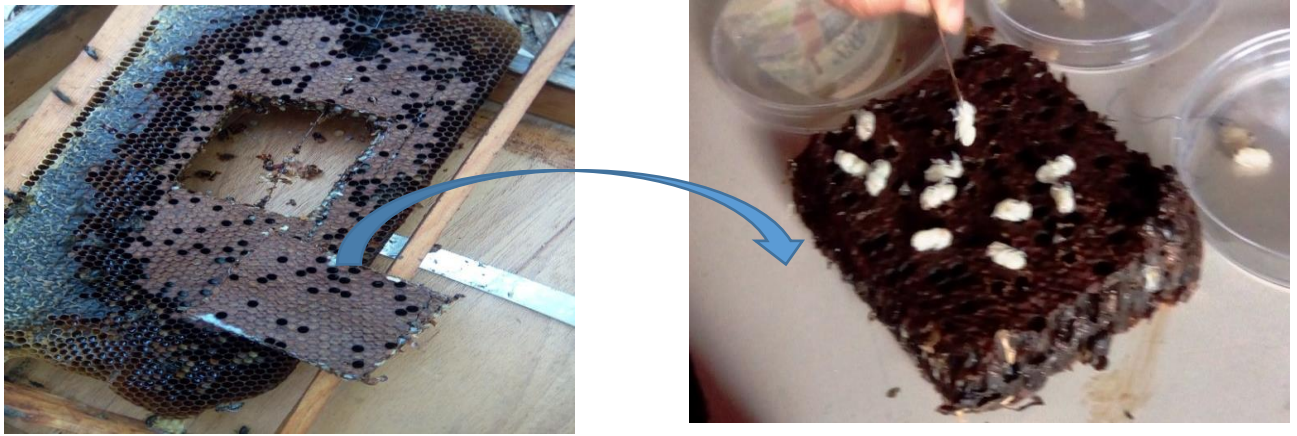


Figure 93 : Prélèvement du varroa à partir du couvain (Originale, 2018)

III.1.4. Prélèvement des échantillons d'abeilles

Quatre cagettes en verre en forme d'un parallélépipède rectangle de 11cm de longueur sur 9cm de large et 7,5cm d'hauteur ont été préparé pour recevoir les abeilles échantillonnées. A la face interne du couvercle de chaque cagette, nous avons suspendu du papier filtre à l'aide d'un fil de 5cm.

Sur des ruches fortes, nous avons pris aléatoirement, un à trois cadres que nous secouons dans une ruchette. Une fois que les abeilles se sont calmées, un échantillon de 50 individus est retiré et déposé dans chaque cagette (préalablement préparée) et mise à l'étuve à une température de $28 \pm 2^\circ\text{C}$, correspondant environ à celle de la ruche.

III.1.5. Application de la solution EEP contre varroa

Pour tester l'effet de la propolis sur le varroa, nous avons adopté la méthode de GAREDEW et *al.* (2002) décrite comme suit :

les varroa prélevés sont placés sur du papier filtre (3x3cm) dans quatre boites de pétri (7 varroa dans chaque boite. Par la suite, le papier filtre est imprégné d'une dose de 0,2 ml (200 μ l) de la solution EEP. Quatre répétitions ont été réalisées.

Les varroa sont laissés en contact avec la solution EEP pendant 30 secondes. Des nymphes d'abeilles qui serviront de nourriture pour les acariens sont introduites dans les boite de Pétri.

Le comportement des acariens a été observé sous la loupe pendant 10 ; 30 et 60 minutes et chaque heure qui suit le traitement. Le test est réalisé à température ambiante de 22 à 25° C environ et les acariens traités ont été incubés à $28 \pm 1^\circ\text{C}$ et 60% HR.

Chaque acarien est classé comme mobile ou inactif, quand il ne montre aucun mouvement des pattes ou du reste du corps (MILANI, 1995). Si un acarien est resté inactif après 8h du début des traitements, il est considéré comme mort.

III.1.6. Application de la solution EEP sur les abeilles

Afin de déterminer l'effet de la propolis sur les abeilles, nous avons imprégné le papier filtre de chaque cagette de 0,2 ml (200µl) de la solution d'extrait éthanolique de propolis (EEP). Quatre répétitions ont été réalisées.

La lecture des résultats se fait après 10 ; 30 et 60 minutes d'exposition et chaque heure qui suit le traitement.

Pour chaque durée d'exposition et chaque répétition, nous avons dénombré les abeilles mortes sous l'effet de la solution EEP.

III.1.7. Application de la propolis en poudre sur varroa

Le même nombre de varroa (7) est placé dans des boîtes de Pétri. On saupoudre directement sur chaque varroa environ 500mg de la propolis en poudre. Le suivi de mortalité du parasite est effectué de la même manière que précédemment avec la solution d'EEP.

III.1.8. Application de la propolis en poudre sur les abeilles

Le même nombre d'abeilles (50) est placé dans des cagettes. Nous avons saupoudré directement les abeilles avec environ 500mg de la propolis en poudre. Le suivi de mortalité des abeilles est effectué de la même manière que précédemment avec la solution d'EEP.

III.1.9. Analyse statistique

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%. Quand les résultats d'analyse statistique présentent une différence significative, nous procédons à la classification des moyennes à travers le test de Newman et Keuls à 5% d'erreur. Ce test permet de comparer les moyennes entre elles et les classer en groupes homogènes (logiciel Stat Box version 6.40).

$P > 0,05$ → les variables étudiées montrent une différence non significative ;

$0,01 < P \leq 0,05$ → les variables montrent une différence significative ;

$0,001 < P \leq 0,01$ → les variables montrent une différence hautement significative ;

$P \leq 0,001$ → les variables montrent une différence très hautement significative.

III.2. Résultats

III.2.1. Effet de la propolis sur varroa

Les taux moyens de mortalité observés en fonction de la durée d'exposition avec la solution d'extrait éthanolique de la propolis et de la propolis en poudre sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 37 : Taux moyen de Mortalité du varroa (en %) en fonction de la durée d'exposition et de type de traitement à la propolis.

Traitement/durée	10min	30min	60min	120min	720min	1440min
EEP	3,57	14,29	10,71	75,00	0,00	0,00
Propolis en poudre	0,00	0,00	0,00	0,00	25,00	50,00
Témoin	0,00	0,00	0,00	3,57	3,57	3,57

Après 10 min d'exposition à l'EEP, nous enregistrons 3% du varroa mort. Cette mortalité va s'élever à 75% après 120 mn d'exposition.

Avec la poudre de la propolis, les parasites ne meurent qu'après 12h d'exposition avec un taux de 25%. A 1440mn (24h) de contact avec le traitement, la mortalité du varroa atteint 50%. Au niveau du lot témoin, une mortalité faible est observée (3,57%) après 120min.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il n'y a pas de différence significative ni entre les deux traitements, ni entre la durée d'exposition ($P > 0,05$) (Tab.38).

Tableau 38 : Analyse de la variance de l'effet de la propolis sur le parasite varroa.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	6987,102	17	411,006		
Var. Traitement	724,274	2	362,137	0,793	0,48204
Var. Durée	1697,694	5	339,539	0,744	0,60957
Var. Résiduelle	4565,134	10	456,513		

III.2.2. Effet de la propolis sur les abeilles

Les taux moyens de mortalité des abeilles relevés en fonction de la durée d'exposition avec la solution d'extrait éthanolique de la propolis et de la propolis en poudre sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 39: Taux de Mortalité des abeilles (en %) en fonction de la durée d'exposition et de type de traitement à la propolis.

Traitement/durée	10min	30min	60min	120min	720min	1440min
EEP	0,00	0,00	0,00	0,00	1,50	2,00
Propolis en poudre	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	2,50
Témoin	0,00	0,00	0,00	0,50	1,00	2,00

Après 720 min d'exposition à l'EEP et à la poudre de la propolis, nous enregistrons 4de très faible taux de mortalité d'abeilles.

L'analyse de la variance à deux critères de classification montre qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux traitements ($P>0,05$). Alors que pour le facteur durée d'exposition, la différence est très hautement significative ($P\leq 0,001$) (Tab.40).

Tableau 40 : Analyse de la variance de l'effet de la propolis sur les abeilles.

	S.C.E	DDL	C.M.	TEST F	PROBABILITE
Var. Totale	12,625	17	0,743		
Var. Traitement	0	2	0	0	0,99
Var. Durée	12,125	5	2,42	48.5	0
Var. Résiduelle	0	10	0,05		

La comparaison des moyennes élaborées à travers le test de NEWMAN et KEULS, au seuil de 5%, classe les moyennes obtenues pour le facteur durée, en 3 classes homogènes. La durée de 1440mn est classée en groupe A. La durée de 720mn est classée en groupe B. les durées restantes, durant lesquelles aucune mortalité d'abeilles n'est enregistrée, sont regroupées dans le groupe C.

III.3. Discussion

Au cours de cette étude nous avons testé in vitro, l'efficacité acaricide de la propolis sur le parasite *V. destructor*. Ce produit de la ruche, récolté au niveau des colonies d'abeilles *A.mellifera intermissa*, est utilisé sous deux formes : en état solide qui est la propolis en poudre et sous forme d'une solution liquide qui est l'extrait éthanolique de la propolis (EEP).

Les résultats obtenus montrent que l'EEP est très efficace puisqu'il enregistre une mortalité totale de 100% après 120mn (2heures) d'exposition. En effet, l'effet toxique de cet extrait est ressenti rapidement par le varroa tout le long de la durée d'exposition. Le taux de mortalité du varroa passe de 3.57% à 75%.

D'autre part, la propolis en poudre agit lentement sur le varroa puisque ce n'est qu'à 720min (12h) d'exposition que le premier taux de mortalité (25%) est enregistré. Le taux de

mortalité n'atteint que 50% après 24h de contact. Nos résultats montrent également que l'application de la solution EEP et de la propolis en poudre n'affecte pas les abeilles.

GAREDEW *et al.* (2002) rapportent que l'extraction de la propolis dans l'éthanol à 70% permet d'obtenir la plupart des composants biologiquement hydrophobes actifs. Ces mêmes auteurs suggèrent que le contact avec des solutions de propolis pourrait conduire la rigidité de la cuticule des acariens qui faciliterait l'entrée des composés actifs présents dans la propolis.

DAMIANI *et al.* (2010) signalent aussi dans leur travaux, portés sur l'effet bioactif de la propolis de différentes régions d'Argentine, que le pourcentage du varroa mort par l'EEP varie entre 60.5% et 90% après 30 seconde d'exposition et supposent que l'activité acaricide des extraits de propolis est due aux différents composants bioactifs et les constituants phénoliques présents dans la propolis.

L'activité biologique de la propolis vis-à-vis de plusieurs micro-organismes a été également démontrée par BURDOCK (1998). De nombreuses études ont confirmé l'effet d'inhibition de la propolis sur les souches Gram+, Gram- (GRANGE et DAVEY 1990 ; ROJAS HERNANDEZ *et al.*, 1993) et les bactéries anaérobies (KEDZIA 1986 ; BOYANOVA *et al.*, 2006). Cet effet dépend de la souche étudiée, de l'origine de la propolis et du solvant utilisé (UGUR et ARSLAN, 2004).

KUJUMGIEV *et al.* (1999) soulignent que la composition de la propolis en polyphénols et en flavonoïdes, lui confère ses propriétés antibactériennes, antifongiques et antivirales. En effet, les composés phénoliques constituent une famille de molécules organiques largement présentes dans le règne végétal, depuis les racines jusqu'aux fruits. Ce sont des métabolites secondaires produits par les plantes et participent à la défense de celles-ci contre les invasions microbiennes et les agressions environnementales.

BANKOVA *et al.* (2000) précisent également que la composition chimique de la propolis varie selon l'origine botanique, l'espèce d'abeille, le temps de la récolte et la zone géographique.

En outre, des études réalisées sur les vertus de la propolis ont montré son effet antimicrobien sur la loque américaine (ANTUNEZ *et al.*, 2008). Ces auteurs ont montré que les abeilles toléraient des concentrations élevées d'extrait éthanolique de propolis administrées par voie orale avec du sirop.

POPOVA *et al.* (2014) suggèrent que l'effet acaricide de la propolis contre le varroa résulte de sa composition chimique très variable qui dépend en grande partie de la plante.

WILSON *et al.* (2015) montrent que l'activité antimicrobienne des échantillons de propolis, récoltés dans 12 régions différentes des États-Unis d'Amérique contre les agents

pathogènes de l'abeille *Paenibacillus larvae* et *Ascosphaera apis*, est très importante et diffère selon l'origine botanique de la propolis.

NEDJI (2015) rapporte, dans ses travaux, que les activités antibactériennes des extraits éthanoliques de la propolis sont également plus importantes au niveau des échantillons riches en composés phénoliques. En effet, selon BANKOVA (2005), la spécificité de la végétation d'une région est responsable de la composition chimique de la propolis collectée par les abeilles au niveau de leurs différents écosystèmes.

DRESCHER et *al.* (2017) signalent que la propolis semble être active contre une gamme d'organismes nuisibles et d'agents pathogènes de l'abeille domestique et peut être considérée comme un mécanisme de défense immunitaire dans la colonie. Ces mêmes auteurs révèlent que, la propolis utilisées sous sa forme naturelle, déposée massivement sur les cadres à l'intérieur de la ruche, n'a aucun impact sur *V.destructor* mais l'infestation des abeilles par le virus des ailes déformées (DWV) et le virus du couvain sacciforme (SBV) a diminué considérablement. Ce qui dénote que la propolis est susceptible de jouer un rôle important dans le maintien de la santé des colonies.

*Conclusion générale
et
perspectives*

Ce travail de recherche a permis d'apporter une contribution à l'étude de la bioécologie de l'abeille domestique *A. mellifera intermissa* dans la région de Tizi-Ouzou et les moyens de lutte contre son parasite *Varroa destructor*. Divers aspects ont été traités ; en premier lieu, nous avons étudié, durant deux saisons, la dynamique des populations de l'abeille domestique *A. mellifera intermissa* ainsi que de son parasite *V. destructor*. En parallèle, nous avons réalisé, pour la première fois dans la région de Tizi-Ouzou, un inventaire de la faune arthropodologique rencontrée dans les colonies d'abeilles. Nous avons complété nos travaux par l'étude de l'effet acaricide de certains produits synthétiques et biologiques utilisés par les apiculteurs contre le varroa, dont Apibioxal® et Oxuvar®, deux produits à base d'acide oxalique, sont testés pour la première fois en Algérie. Pour mieux valoriser la lutte biologique, nous avons jugé intéressant de tester l'effet bioactif de sept huiles essentielles ainsi que celui de la propolis, réputée pour ces vertus thérapeutiques, comme un moyen de lutte alternative contre ce parasite redoutable. Ce test constitue l'originalité de notre travail.

Les résultats obtenus sur la dynamique des populations d'abeilles confirment les résultats des travaux antérieurs. En effet, le nombre d'abeilles dans les colonies ainsi que le nombre de cellules du couvain (ouvert et operculé) et de provision augmentent considérablement depuis le début du printemps jusqu'à atteindre leur maximum en été. La baisse des températures et la réduction du couvert végétal vers la fin de l'automne entraînent la diminution de l'activité des abeilles et en parallèle la réduction de la ponte par la reine. D'autre part, le développement des colonies varie également d'un rucher à un autre et d'une année à une autre.

L'étude de la dynamique des populations du varroa a fait apparaître que le cycle biologique de ce parasite est lié à celui de son hôte qui est, à son tour, étroitement lié aux variations saisonnières de l'environnement et aux conditions internes de chaque colonie. En effet, la population du parasite dans le couvain augmente durant la période du printemps puis régresse à partir de septembre parallèlement à la diminution de la taille de la colonie et de la quantité du couvain de l'abeille *A. mellifera intermissa*. Toutefois, il est à signaler qu'à la fin de l'automne, le nombre d'alvéoles du couvain de l'abeille est réduit et le nombre moyen du varroa phorétique est à son maximum. En outre, la mortalité naturelle du parasite varie selon la période d'étude et de la colonie considérée. L'évaluation de ce paramètre constitue une méthode biologique la plus simple pour l'apiculteur puisqu'elle lui permet de détecter la présence du parasite dans la colonie et d'estimer le degré d'infestation de celle-ci pour un éventuel traitement.

Notons également que les colonies non traitées (rucher 1 et 3) semblent plus résistantes au varroa puisque bien qu'elles ne soient pas traitées depuis trois ans, elles ne

présentent pas de signe de faiblesse ni de déformations des ailes. Signalant également que ces mêmes colonies sont caractérisées par la présence du varroa avec presque le même taux que les colonies traitées mais subsistent toujours. Il est à rappeler que nous avons relevé une moyenne de 3983 et 6064 individus varroa au niveau du rucher 1 et 3 respectivement ; alors que dans les ruchers 2 et 4 nous avons enregistré respectivement une moyenne de 2475 et 6673 varroa. Cela nous pousse à supposer que l'abeille *A.mellifera intermissa* est une race dotée d'un comportement hygiénique considérable (capacité de résistance) et il serait intéressant à l'avenir de chercher les causes et les facteurs responsables de cette résistance.

Les résultats de l'inventaire sur les arthropodes rencontrés dans les colonies d'abeilles locales *A.m.intermissa* auprès de trois ruchers (Azib Ahmed, Draa Ben Khedda et Mechtras) montrent que l'abeille domestique est confrontée à l'intrusion de diverses espèces animales. En effet, nous avons recensé 23 espèces avec un effectif total de 34712 individus appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes : Arachnida et Insecta. Cette dernière est représentée par 22 espèces qui se répartissent en 5 ordres (Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera et Blattoptera) et en 15 familles dont les Cetoniidae, Scarabidae, Dermastidae, Formicidae, Vespidae, Pyralidae, Ectodiidae, Culcidae et Nitidulidae. Alors que la classe des Arachnida est représentée par un seul ordre (Mesostigmata), une seule famille (Varroidae) et une seule espèce *Varroa destructor*.

Certaines de ces espèces capturées sont en compétition avec l'abeille pour ses produits comme le miel, le pollen et la cire, tel que les Cetoniidae, les Formicidae et les Pyralidae. D'autres, par contre, sont soit des prédateurs (Vespidae) et certaines espèces de Nitidulidae, utilisent la ruche pour abri ; soit des parasites comme la famille des Varroidae. L'action individuelle ou combinée de ces différents insectes sur les colonies d'abeilles entraîne des perturbations dans le développement normal de celles-ci. Ces perturbations se manifestent par des désertions, des attaques des produits de la ruche qui conduisent à des faibles rendements apicoles sinon à des produits de mauvaise qualité. De ce fait l'apiculteur est appelé à bien surveiller ces colonies à chaque visite et de veiller sur le bon état d'hygiène des ruches.

Cette étude nous a permis, non seulement d'inventorier les arthropodes vivant dans les colonies d'abeilles, mais également de confirmer encore la présence, tout au long de la saison, du parasite *V.destructor* avec une abondance relative qui varie entre 60 à 99%. De ce fait, la lutte contre ce fléau est plus que nécessaire et même obligatoire et demeure un domaine ouvert à la recherche

Dans ce sens, nos essais portés sur l'efficacité des traitements chimiques (Apivar®, Apistan® et la Bayvarol®) et biologiques (Apilife Var®, Oxuvar® et Apibioxal®) disponibles sur le marché, ont montré la diminution de l'efficacité des molécules chimiques

entre autre Apistan® à 76% par contre les traitements biologiques enregistrent une efficacité importante qui varie entre 89,32% pour Oxuvar®, 90,57% pour Apibioxal® et 93,96% pour Aplife Var®. L'étude sur le terrain a révélé l'importance des produits biologiques qui peuvent, à la fois, remplacer les traitements chimiques et leur utilisation dans la lutte alternative. Les résultats obtenus nous ont incités à chercher au laboratoire d'autres approches de lutte qui consistent à l'utilisation des huiles essentielles ainsi que les produits de la ruche.

En effet, nous avons testé des huiles essentielles extraites de sept plantes médicinales spontanées d'Algérie à savoir l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*), la lavande fine (*Lavandula angustifolia*), le lentisque (*Pistacia lentiscus*), la menthe pouliot (*Mentha pelgium*), le Myrte (*Myrtus communis*), le romarin (*Rosmarinus officinalis*), la sauge (*Salvia officinalis*). L'étude a mis en évidence l'efficacité des huiles de lentisque, de romarin, et de la sauge qui ont montré leur effet sur le varroa sans un effet toxique sur les abeilles. Sur la base de ces résultats, les huiles essentielles pourraient, donc, constituer une bonne alternative pour les programmes de contrôle ciblant ce parasite *V.destructor*.

L'évaluation de l'effet acaricide de la propolis (un des produits de la ruche), utilisé sous deux formes : un extrait éthanolique et propolis en poudre, nous a permis d'obtenir des résultats préliminaires intéressants. En effet, l'extrait éthanolique s'avère plus efficace puisqu'il a provoqué la mort de 100% de varroa après 120 minutes d'exposition. Il apparaît que la lutte contre *V. destructor* avec la propolis s'avère un moyen de lutte prometteur et accessible. Ce produit de la ruche que les abeilles récoltent pour momifier tout intrus à la ruche ou colmater tout vide y existant est une matière que tout apiculteur peut s'en acquérir facilement à partir de son propre rucher.

Globalement, les résultats obtenus montrent que la lutte contre *V. destructor* est donc une composante essentielle de la conduite apicole. Certains facteurs, tels que l'adaptation et la résistance du parasite aux acaricides, interviennent dans la diminution de l'efficacité de certains produits qui sont à usage permanent. Pour cela, la lutte alternative basée sur l'alternance des méthodes de lutte chimique, naturelle et biotechnique, en combinant des huiles essentielles, des acides organiques et certaines techniques apicoles est à préconiser pour les apiculteurs. Cette alternative de traitements peut également se faire en deux saisons (avant et à la fin de la miellée) tout en respectant les doses prescrites, le moment et la durée de leur utilisation pour ne pas porter atteinte notamment au couvain de l'abeille, au miel et aux autres produits de la ruche.

Il est également impératif pour tout apiculteur, à priori, de commencer par un dépistage régulier tant pour détecter la présence du varroa et pour évaluer le degré d'infestation des colonies par ce parasite.

Les résultats obtenus lors de notre étude sont encourageants et méritent d'être améliorés et confirmés sur le terrain. En effet, la lutte contre *V. destructor* à base des huiles essentielles est un domaine très vaste et l'utilisation des produits de la ruche dans la lutte est un domaine ouvert à la recherche.

Les recherches doivent se poursuivre afin de mettre en place une meilleure stratégie de lutte dans les conditions locales. Ces nouvelles stratégies pourraient constituer une nouvelle approche de lutte pour diminuer l'impact négatif de la parasitose et d'obtenir ainsi des produits de la ruche sains, des abeilles fortes et des colonies bien portantes.

Il est important de rappeler que la connaissance de la relation hôte-parasite est primordial afin de bien comprendre le comportement de notre abeille locale *A. mellifera intermissa* vis-à-vis du *V. destructor*, d'évaluer la réinfestation des colonies et de déterminer les phénomènes de résistance ou de tolérance au sein de nos colonies par l'étude de comportement hygiénique et d'épouillage de nos abeilles.

Il serait également intéressant d'approfondir les recherches sur les facteurs réduisant ou inhibant la reproduction du parasite. En effet, une réduction de la reproduction du varroa aboutirait à une croissance plus faible de cet acarien au sein des colonies d'abeilles.

Enfin, la santé de l'abeille doit être prise au sérieux par les pouvoirs publics ainsi que par tout apiculteur et agriculteur. La lutte contre varroa ainsi que les autres prédateurs doit faire objet d'un vaste programme de recherche (impliquant tous les acteurs de la filière) afin d'éviter les perpétuelles infestations et de sauver ainsi l'abeille domestique, sentinelle de l'environnement.

*Références
bibliographiques*

1. **ABDEL-FATTAH N.S. et NADA O.H., 2007.** Effect of propolis versus metronidazole and their combined use in treatment of acute experimental giardiasis. *J. Egypt. Soc. Parasitol.*, 37(2 Suppl): 691-710.
2. **ABD EL HALIM M.I., HELMY A.G. et AYMAN A.O., 2006.** Combatting honey bee *Varroa* mites by plants oils alone or in an IPM program. The 2nd conference of farm Integrated Pest Management, Fac. Agric., Fayoum Univ., 172-185p.
3. **ABD EL-WAHAB T.E., EBADAH M.A. et ZIDAN E.W., 2006.** Evaluation of some volatile plant oils and Mavrik against *Varroa destructor* in honey bee colonies. *Journal of Applied Sciences Research*, 2(8): 514-521.
4. **ACHOU M. 2007.** Caractérisation morphométrique, biochimique et moléculaire des populations d'abeilles domestiques de l'Est algérien. Effets physiopathologiques de son parasite majeur, *Varroa destructor*. Thèse de Doctorat d'Etat en Sciences Naturelles, mention Biologie Animale, Département de Biologie, Université d'Annaba, 212 p.
5. **ADJLANE N., DOUMANDJI S. et HADDAD N., 2012.** Situation de l'apiculture en Algérie : facteurs menaçant la survie des colonies d'abeilles locales *Apis mellifera intermissa*. *Cahiers Agricultures*. Volume 21, Numéro 4, 235-41.
6. **ADJLANE N., HADDAD N. et TAREK O., 2013.** Evaluation of the efficacy of different acaricides against *Varroa destructor* on *Apis mellifera intermissa* in Algeria. *Acarina* 21 (2): 141–146.
7. **ADJLANE N., BENAZIZA D. et HADDAD N., 2015.** Population dynamic of *Varroa destructor* in the local honey bee *Apis mellifera intermissa* in Algeria. *Bulletin of Pure and Applied Sciences*. Vol.34 A (Zoology), (1-2): P.25-37.
8. **ADJLANE N., EL-OUNASS TAREK O. 3, NIZAR HADDAD., 2016.** Evaluation of Oxalic Acid Treatments against the Mite *Varroa destructor* and Secondary Effects on Honey Bees *Apis mellifera*. *J. Arthropod-Borne Dis*, 10 (4): 501–509.
9. **ALATTAL Y., ALGHAMDI A., SINGLE A., ANSARI M.J.H et ALKATHIR H., 2017.** Fertility and reproductive rate of *Varroa* mite, *Varroa destructor*, in native and exotic honeybee, *Apis mellifera* L., colonies under Saudi Arabia. *Journal of Biological Sciences* 24, 992–995.
10. **AL GHAMDI A. et HOOPINGARNER R., 2003.** Reproductive Biology of *Varroa jacobsoni* Oud. in Worker and Drone Brood of the Honey Bee *Apis mellifera* L. under Michigan Conditions. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 6: 756-761.
11. **AL-GHAMDI A., 2007.** Evaluation of the relative efficacy of different acaricides against *Varroa destructor* on *Apis mellifera carnica*. *Annals of agricultural science Cairo*, 52 (2): 501.
12. **AL NAGGAR Y., TANC Y., RUTHERFORD C., CONNORE W., GRIEBELE P., GIESYB J. P. et ROBERTSON A. J., 2016.** Effects of treatments with Apivar and Thymovar on *V. destructor* populations, virus infections and indoor winter survival of Canadian honey bee (*Apis mellifera* L.) colonies. *Journal of Apicultural Research*, Vol. 54, No. 5, 548–554.

13. **ALLOUI N., BOUCHERIT M.R. et NOUICER F., 2002.** Effect of flumethrin on *Varroa destructor* in honey bee colonies. Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy, 46: 233-237.
14. **ALPHANDERY, R., 2002.** La route du miel : le grand livre des abeilles et de l'apiculture. Ed. Nathan, Paris, 260p.
15. **AMAROS, M., SAUVAGER, F., GIRRE, L., CORMIER, M., 1992.** In vitro antiviral activity of propolis. Apidologie 23, 231-40.
16. **ANDERSON D.L., 2000.** Variation in the parasitic bee mite *Varroa jacobsoni* Oud. Apidologie 31 : 281–292.
17. **ANDERSON D.L. et TRUEMAN JW. , 2000.** *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species. Exp Appl. Acarol. 24(3):165-89.
18. **ANTUNEZ K, HARRIET J, GENDE L, MAGI M, EGUARAS M, ZUNINO P., 2008.** Efficacy of natural propolis extract in the control of American Foulbrood. Vet Microbiol 131:324–331.
19. **ARIANA A., EBADI R. et TAHMASEBI G., 2002.** Laboratory evaluation of some plant essences to cotrol *Varroa destructor* (Acari: Varroidae). Experimental et Applied Acarology , volume 27, pp 319-327.
20. **ATTOU A., 2017.** Détermination de la composition chimique des huiles essentielles de quatre plantes aromatiques de l'Ouest Algérien (Région d'Ain Témouchent). Etude de leurs activités antioxydante et antimicrobienne. Thèse de Doctorat en Biologie Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. 101p.
21. **AYAD N., HELLAL B. et MAATOUG M., 2008.** Dynamique des peuplements d'*Artemisia herba-alba* Asso dans la steppe du Sud oranais (Algérie occidentale). Sécheresse ; 18 (3) : 193-198.
22. **BAGNOULS, F. et GAUSSEN, H., 1953.** Saison et indice xérothermique. Doc. Cart. Prod. Vég. Serv. Gén. II, 1, art. VIII, Toulouse, 47 p.
23. **BANKOVA V., DE CASTRO S.L., et MARCUCCI M.C., 2000.** Propolis : recent advances and plant origin. Apidologie, 31: 3-15.
24. **BANKOVA V., 2005.** Chemical diversity of propolis and the problem of standardization. J. Ethnopharmacol. 100:114 – 117.
25. **BARBANÇON J-M., 2002.** Soigner et protéger les abeilles. Le traité de rustica de l'apiculture. Ed. Rustica. Paris, 86-119.
26. **BARBANÇON J.M. et MONOD D., 2005.** Traitement de la varroase : Emploi de l'acide oxalique. Abeilles et fleurs (666) : 23-26.
27. **BARBAULT R., 1981.** Ecologie des populations et des peuplements des théories aux faits. Ed.Masson, Paris, 200p.
28. **BAROUR C., 2012.** Analyse de la biodiversité des populations d'abeilles mellifères *Apis mellifera intermissa* (Buttel-Reepen, 1906) (Hymenoptera : Apidae) dans le nord Algérien : Morphométrie moderne basée sur la configuration des points repères (Landmarks). Thèse de doctorat. Univ. d'Annaba, 289p.

29. **BARTELS A., 1997.** Guide des plantes du bassin méditerranéen. Ed. Eugen Ulmer.324p
30. **BEDINI, G., PINZAUTI, M., et FELICOLI, A., 2006.** Interaction between *Apis mellifera* and its parasites *Senotainia tricuspis* and *Varroa destructor*: A teoric model. International Apicultural Scientific Conference, Pulawy, Poland. 25–27th April.
31. **BELAID M., 2011.** Effet du parasitisme par *Varroa destructor* sur les paramètres morphométriques et physiologiques de l'abeille ouvrière, *Apis mellifera* L, dans la région médio-septentrionale d'Algérie. Thèse de doctorat en sciences agronomiques. INA El Harrache, 183p.
32. **BEN HAMIDA B., 1999.** Enemies of bees. CIHEAM, p. 1 47 -1 65.
33. **BENSEGHIR-SEMMAR S., 2014.** Activité dans la ruche des espèces commensales et parasites de l'abeille domestique en Mitidja. Thèse de Doctorat en sciences agronomiques, ENSA EL HARRACH. 89p.
34. **BERKANI M.L., GHALEM Z. et BENOUCHEF M. T., 2005.** Contribution à l'étude de l'homogénéité de la race locale ‘*Apis mellifera intermissa*’ dans les différentes régions du nord de l'Algérie. Annales de l'Institut National Agronomique Alger.vol. 26, p. 15-32.
35. **BERKANI-GHALEM Z., HAMI H. ET BERKANI M.L., 2013.** Effet du Climat sur l'Évolution des Populations de *Varroa destructor* chez l'Abeille *Apis mellifera intermissa* L. dans les Différents Écosystèmes de l'Algérie. Silva Lusitana, 21(2) : 219-234.
36. **BEZZA L., MANNARINO A., FATTARSI K, MIKAIL C., ABOU L., HADJIMINAGLOU F., KALOUSTIAN J., 2010.** Composition chimique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* provenant de la région de Biskra (Algérie). Phytothérapie 8: 277-281.
37. **BOGDANOV S., KILCHENMANN V. et IMDORFA., 1995.** Les résidus d'acaricides dans la cire d'abeilles. 34e Congrès Inter. d'Apiculture de l'Apimondia. Lausanne : 408.
38. **BOGDANOV S., CHARRIÈRE J.D., IMDORF A., KILCHENMANN V., et FLURI P., 2002.** Determination of residues in honey after treatments with formic and oxalic acid under field conditions. Apidologie 33 : 399–409.
39. **BOGDANOV S., 2006.** Contaminants of bee products. Apidologie 37 : 1-18.
40. **BOLLHADER F., 1998.** Thymovar pour lutter contre *Varroa jacobsoni*. Revue Suisse d'Apiculture 95 : 124-216.
41. **BOOT W.J., CALIS J.N.M. et BEETSMA J., 1992.** Differential periods of Varroa mite invasion into worker and drone cells of honey bees. Experimental & Applied Acarology, Volume 16, pp 295-301.
42. **BOOT W.J., SCHOENMAKER J., CALIS J.N.M. et BEETSMA J., 1994.** Invasion of *Varroa jacobsoni* into drone brood cells of the honey bee, *Apis mellifera*. Apidologie 26, 109-118 pp.
43. **BOOT W.J., BAALEN M.V. et SABELIS M.W., 1995.** Why do Varroa mites invade worker brood cells of the honey bee despite lower reproductive success? Ecology Sociobiology, volum 36, pp 283-289.

44. **BOUCHER C., 2004.** Contrôle chimique de la varroase. Rapport de conférence de la journée champêtre en apiculture, CRAAQ. 10p.
45. **BOULLARD B., 2001.** Plantes médicinales du monde. Réalités et Croyances. Estem éditions 636p.
46. **BOYANOVA L., KOLAROV R., GERGOVA G. et MITOV I., 2006.** In vitro activity of Bulgarian propolis against 94 clinical isolates of anaerobic bacteria. *Anaerobe*, 12:173-177.
47. **BOWEN-WALKER P.L., MARTIN S. J. et GUNN A., 1999.** The Transmission of Deformed Wing Virus between Honeybees (*Apis mellifera* L.) by the Ectoparasitic Mite *Varroa jacobsoni* Oud. *Journal of Invertebrate Pathology* 73, 101–106.
48. **BRADBEAR N., 2010.** Le rôle des abeilles dans le développement rural. Manuel sur la récolte, la transformation et la commercialisation des produits et services dérivés des abeilles. FAO. 248p.
49. **BRANCO M.R., KIDD N.A.C. et PICKARD, R.S., 1999.** Developpement of *Varroa jacobsoni* in colonies of *Apis mellifera iberica* in a Mediterranean climate. *Apidologie*. (30) : 491-503.
50. **BRUNEAU E., 2002.** Les produits de la ruche. Le traité de rustica de l'apiculture. Ed. Rustica, Paris, 354-416p.
51. **BRUNETON J., 1999.** Pharmacognosie phytochimie, plantes médicinales. 3ème édition Lavoisier, 1120 p.
52. **BURDOCK G.A., 1998.** Review of the biological properties and toxicity of bee propolis (propolis). *Food Chem.Toxicol.*3 (6) : 347-363.
53. **CALDERONE N.W. et SPIVAK M., 1995.** Plant extracts for control of parasitic mite *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) in colonies of the western honey bee (Hymenoptera: Apidae). *J. Economic Entomology*, 88: 1211-1215.
54. **CALDERONE N.W. et KUENEN L.P.S., 2001.** Effects of Western honey bee (Hymenoptera: Apidae) colony, cell type and larval sex on host acquisition by female *Varroa destructor*. *Journal of Economic Entomology* 94(5):1022-1030.
55. **CALDERONE N.W., LIN S. et KUENEN L.P.S., 2002.** Differential infestation of honey bee, *Apis mellifera*, worker and queen brood by the parasitic mite *Varroa destructor*. *Apidologie* 33 (2002) 389-398.
56. **CALDERONE R.A., ZAMORA L.G., VAN VEEN J.W. et QUESADA M.V., 2007.** A comparison of the reproductive ability of *Varroa destructor* (Mesostigmata:Varroidae) in worker and drone brood of Africanized honey bees (*Apis mellifera*). *Exp Appl Acarol*; 43(1):25-32.
57. **CALDERON R. A., VEEN J. W., SOMMEIJER M.J., SANCHEZ L. A., 2010.** Reproductive biology of *Varroa destructor* in Africanized honey bees (*Apis mellifera*). *Appl. Acarol.* 50:281–297.
58. **CALIS J.N.M., FRIES I. et RYRIE S.C., 1999.** Population modeling of *Varroa jacobsoni* Oud. *Apidologie* 30: 111-124.

59. **CALIS J. N.M, BOOT W.J et BEETSMA J., 2006.** Attractiveness of brood cells from different honey bee races (*Apis mellifera*) to Varroa mites. Proc. Neth. Entomol. Soc. Meet., volume 17, 55-61.
60. **CARNEIRO F., TORRES R., STRAPAZZON R., RAMIREZ S., GUERRA J., KOLING D., MORETTO G., 2007.** Changes in the reproductive ability of the mite *Varroa destructor* (Anderson and Trueman) in Africanized honey bees (*Apis mellifera* L.) (Hymenoptera: Apidae) colonies in Southern Brazil. Neotropical Entomology 36(6): 949-95.
61. **CASTOLA, V., BIGHELLI, A., CASANOVA, J., 2000.** Intraspecific chemical variability of the essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Corsica. Biochemical Systematics and Ecology 28, 79-88.
62. **CATALAYUD F. et VERDU M. J., 1994.** Survival of the mite *Varroa jacobsoni* Oud. (Mesostigmata: Varroidae) in broodless colonies of the honey bee *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae). Experimental et Applied Acarology , volume 18, 603-612.
63. **CHADEFAUD M. et EMBERGER L., 1960.** Les végétaux vasculaires. Traité de botanique (systématique). Tome II. Editeurs Masson et Cie, Paris. 1539 p.
64. **CHALUP A., AYUP M.M., A., GARZIA C.M., MALIZIA A., MARTIN E., Ricardo DE CRISTOBAL R. et GALINDO-CARDONA A., 2018.** First report of the lesser wax moth *Achroia grisella* F. (Lepidoptera: Pyralidae) consuming polyethylene (silo-bag) in northwestern Argentina. Journal of Apicultural Research 27(4)
65. **CHAPLEAU J.P., 2003.** Varroase : développement d'une stratégie de lutte intégrée et sélection pour la résistance de l'abeille. Congrès annuel de la fédération des apiculteurs du Québec. 41p.
66. **CHAPLEAU J.P., 2006.** Le plateau anti-Varroa, un outil merveilleux dans une stratégie de lutte intégrée. Rapport final du ministère de l'agriculture, des pêcheries et de l'alimentation du Québec. Canada, 20p.
67. **CHARRIERE J.D., IMDORF A. et FLURI P., 1998a.** Potentiel et limites de l'acide oxalique pour lutter contre Varroa. Revue Suisse d'apiculture 95(8) 331-316.
68. **CHARRIERE J.D., IMDORF A., BACHOFEN B. et TSCHAN A., 1998b.** Le retrait du couvain de mâles operculé : une mesure efficace pour diminuer l'infestation de Varroa dans les colonies. Revue Suisse d'apiculture 95 (3) 71-79.
69. **CHARRIERE J.D., MAQUELIN C., IMDORF A. et BACHOFEN B., 1998c.** Quelle proportion de la population de Varroa prélève-t-on lors de la formation d'un nucléi. Revue Suisse d'apiculture 95(6) 217-221.
70. **CHARRIERE J.D. et IMDORF A., 2002.** Oxalic acid treatment by trickling against *Varroa destructor*: recommendations for use in central Europe and under temperate climate conditions. Bee World, 83: 51-60.
71. **CHARRIERE J.D. et IMDORF A., 1999.** Nouveaux résultats des essais de traitements à l'acide oxalique par dégouttement. Rev Suisse Apic. 96: 368–374.

72. **CHARRIERE J.D. et NEUMANN, P., 2010.** Survey to estimates colony losses in Switzerland. *J.Apic.Res.*49 (1) : 132-133.
73. **CHAUVIN R., 1963.** *Traité de Biologie de l'abeille.* Ed Masson et Cie, Paris, 372 p.
74. **CHAUZAT M.P., CARPENTIER P., MARTEL A.C., BOUGEARD. S., COUGOULE N., PORTA P., LACHAIZE J., MADEC F., AUBERT M. et FAUCON, J.P., 2009.** Influence of pesticide residues on honey bee (Hymenoptera: Apidae) colony health in France. *Environ. Entomol.* 38, 514-523.
75. **CHEMUROT M., DE SMET L., BRUNAIN M., DE RYCKE R. et DIRK C.G., 2017.** *Nosema neumannin.sp.* (Microsporidia, Nosematidae), a new microsporidian parasite of honeybees, *Apis mellifera* in Uganda. *European Journal of Protistology.* 61,13-19.
76. **CHENRY M., 1988.** *Insectes d'Europe occidentale.* Ed. Arthraud. Paris, 307p.
77. **CHEVALIER M. et MANIL L., 2012.** *Guide des coléoptères. Guide des coléoptères des milieux agricoles et prairiaux.* 66p.
78. **CLEMENT H., 2009.** *l'abeille sentinelle de l'environnement.* Editions Alternatives, Paris. 120p.
79. **COFFEE M.F. et BREEN J., 2013.** Efficacy of Apilife Var® and Thymovar® against *Varroa destructor* as an autumn treatment in a cool climate. *Journal of Apicultural Research*, Volume 52, 210-218.
80. **COLIN M.E., 1982.** La varroase. *Rev.sci.tech.off. int. Epiz.* 1 (4), 1177-1189.
81. **COLIN M.E., 1989.** Pouvoir pathogène de *Varroa jacobsoni* et conséquences pour la conduite du traitement de la varroatose de l'abeille. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 8 (1), 221-226.
82. **COLIN M.E., VANDAME R., JOURDAN P. et PASQUALE S., 1997.** Fluvalinate resistance of *Varroa jacobsoni* Oudemans (Acari: Varroidae) in Mediterranean apiaries of France. *Apidologie*, 28: 375-384.
83. **CORE A., RUNCKEL C., IVERS J., QUOCK C., SIAPNO T. et BROWN B., 2012.** A New Threat to Honey Bees, the Parasitic Phorid Fly *Apocephalus borealis*. *PLoS ONE* 7(1) : e29639.
84. **DAJOZ R., 1971.** *Précis d'écologie.* Ed. Bordas, Paris, 434 P.
85. **DAJOZ R., 1982.** *Elément d'écologie.* Ed. Gauthier-Villars, Paris, p 503.
86. **DAJOZ R., 1985.** *Précis d'écologie.* Ed. Dunod, 505 p.
87. **DAJOZ R., 1998.** *les insectes et la forêt.* Edition Lavoisier Paris 594p.
88. **DAJOZ R., 2006.** *Précis d'écologie.* Ed. Dunod. Paris, 8ème édition. 631p.
89. **DAMIANI N., FERNANDEZ N.J., MALDONADO L.M., ALVAREZ A.R., EGUARAS M.J., MARCANGELI J.A., 2010.** Bioactivity of propolis from different geographical origins on *Varroa destructor* (Acari: Varroidae). *Parasitol Res.* 107:31-37.

90. DAMIANI N., GENDE L.B., MAGGI M.D., PALACIOS S., MARCANGELI J.A. et EGUARAS M.J., 2011. Repellent and acaricidal effects of botanical extracts on *Varroa destructor*. Parasitol Res. 108 (1) :79-86.
91. DE GUZMAN, L.I. et DELFINADO-BAKER, M., 1996. A new species of Varroa (Acari:Varroidae) associated with *Apis koschevnikovi* (Apidae: Hymenoptera) in Borneo. Int. J. Acarol. 22, 23-27.
92. DE JONG D., DE ANDREA R. et CONCALVES L.S., 1982. A comparative analysis of shaking solutions for the detection of *Varroa jacobsoni* on adult honey bee. Apidologie 13 : 297-306.
93. DE JONG, CONCALVES L.S. et MORSE R.A., 1984. Dependence on climate of the virulence of *Varroa jacobsoni*. Bee Word 65 : 117-121.
94. DE RUIJTER A., 1987. Reproduction of *Varroa jacobsoni* during successive brood cycles of the honey bee. Apidologie 18 : 321-326.
95. DEGRANDI-HOFFMAN G., PAGE R., MARTIN J., FONDRK K., 2002. Can the frequency of reduced *Varroa destructor* fecundity in honey bee (*Apis mellifera*) pupae be increased by selection? Apidologie 33:563–570.
96. DELAPLANE K.S., VAN DER STEEN J. et GUZMAN, E., 2013. Standard methods for estimating strength parameters of *Apis mellifera* colonies. Journal of Apicultural Research 52(1) : <http://dx.doi.org/10.3896/IBRA.1.52.1.03>.
97. DELFINADO-BAKER M. et BAKER E.W., 1984. Notes on honey bee mites of the genus *Acarapis hirst* (Acari: Tarsonemidae). Internat. J. Acarol. 8:211-266.
98. DELFINADO-BAKER, M. et AGGARWAL, K., 1987. A new Varroa (Acari: Varroidae) from the nest of *Apis cerana* (Apidae). Int. J. Acarol.13, 233–237.
99. DEVLIN M.S., 2004. Comparative analyses of sampling methods for varroa mites (*Varroa destructor*) on honey bees (*Apis mellifera*). M.Sc.Thesis.Simon Fraser University.52p.
100. DJENANE D., LEFSIH K., YANGÜELA J., P. RONCALES P. 2011. Composition chimique et activité anti-Salmonella enteritidis CECT 4300 des huiles essentielles d'*Eucalyptus globulus*, de *Lavandula angustifolia* et de *Satureja hortensis*. Tests in vitro et efficacité sur les œufs entiers liquides conservés à 7 ± 1 °C. Phytothérapie 9: 343–353.
101. DIMOV V., IVANOVSKA N., MANOLOVA N., BANKOVA V., NIKOLOV N., POPOV S., 1991. Immunomodulatory action of propolis Influence on antiinfectious protection and macrophage function. Apidologie, 22:155–162.
102. DONZE G., 1995. Adaptations comportementales de l'acarien ectoparasite *Varroa jacobsoni* durant sa phase de reproduction dans les alvéoles operculées de l'abeille mellifère *Apis mellifera*. Thèse de doctorat en sciences. Université de Neuchâtel, 150p.
103. DONZE G., FLURI P. et IMDORF A., 1998a. Un si petit espace, une si grande organisation : la reproduction de varroa dans le couvain operculé de l'abeille. Revue Suisse de l'Apiculture (1-2) :11-18.

104. **DONZE G., FLURI P. et IMDORF A., 1998b.** Pourquoi les varroa s'accouplent-ils si souvent ? La santé de l'abeille 165 (5-6) :141-146.
105. **DONOU H.T.M., SIKIROU R., ZANNOU E., POMALEGNI S.C.B., GOERGEN G., BOKONON-GANTA A.H., ATACHI P. et MENSAH G. A., 2011.** Inventaire des ennemis des abeilles et produits de la ruche dans les exploitations apicoles du Nord-Ouest du Bénin. Sixième Colloque International Turin-Sahel. Abomey Calavi, Bénin, du 28 Février au 02 mars.
106. **DRESCHER N., KLEIN A.M., NEUMANN P. 3,4, YAÑEZ O., et LEONHARDT S.D. 2017.** Inside Honeybee Hives: Impact of Natural Propolis on the Ectoparasitic Mite *Varroa destructor* and Viruses. *Insects*, 8, 15.
107. **DREUX P., 1980.** Précis d'écologie. Ed. Presses Univ. France, Paris, 231 p.
108. **DUTTO M. et FERRAZI P., 2014.** *Megaselia rufipes* (Diptera: Phoridae): a new cause of facultative parasitoidism in *Apis mellifera*. *Journal of Apicultural Research*, volume 53, Pages 141-145.
109. **ELZEN, P.J., EISCHEN J.B., et BAXTER, J.B. 1998.** Fluvalinate Resistance in *Varroa jacobsoni* from several Geographic Locations. *Am Bee J.*, 138: 674–676.
110. **ELZEN, P. J., EISCHEN, F. A., BAXTER, J. R., ELZEN, G. W. & WILSON, W. T., 1999.** Detection of resistance in US *Varroa jacobsoni* Oud. (Mesostigmata: Varroidae) to the acaricide fluvalinate. *Apidologie* 30, 13–18.
111. **EGUARAS M., MARCANGELI J. et FERNANDEZ N.A., 1994.** Influence of parasitic intensity on *Varroa jacobsoni* Oud. reproduction. *J. Apic. Res* 33 : 15-159.
112. **EGUARAS M.J., FUSELLI S., GENDE L., FRITZ R. et RUFFINENGO S.R., 2005.** An in vitro Evaluation of *Tagetes minuta* Essential Oil for the Control of the Honeybee Pathogens *Paenibacillus larvae* and *Ascosphaera apis*, and the Parasitic Mite *Varroa destructor*. *Journal of Essential Oil Research*, Volume 17, Issue 3 :336-340.
113. **EMBERGER L., 1955.** Une classification bio géographique des climats. *Rec. Trav. Lab. Bot. Géol. Fac. Se.* 7(11): 3-43.
114. **FAUCON J.P., 1992.** Précis de pathologie, connaître et traiter les maladies des abeilles. Edit. FNOSAD 512p.
115. **FAUCON J.-P., DRAJNUDEL P., CHAUZAT M.P. et AUBERT M., 2007.** Contrôle de l'efficacité du médicament APIVAR ND contre *Varroa destructor*, parasite de l'abeille domestique. *Revue Méd. Vét.*, 158, 6, 283-290.
116. **FAUCON J.P. et JEANNE F., 2003.** Sanitaire, la loque américaine. Troisième édition. *Bulletin Technique Apicole* 30(2), pp : 99-104.
117. **FAURIE C., FERRA C. et MEDORI P. 1980.** *Ecologie* Ed. J.B. Baillière, Paris France 128p.
118. **FAURIE C. FERRA C. MEDORI P. DEVAUX J. ET HEMPTINNE J. L., 2003.** *Ecologie, approche scientifique et pratique.* 5ème édition, Lavoisier, 584p.

119. **FENARDJI F., KLUR M., FOURLON C. et FERRANDO R., 1974.** Contribution à l'étude de l'armoise blanche (*Artemisia herba alba* L.). Rcv. Elev. Méd. vét. Pays trop., 2, (2) : 203-206.
120. **FERNANDEZ N. et COINNEAU Y., 2007.** Maladies, parasites et d'autres ennemis de l'abeille domestique. Ed. Atlantica, 237p.
121. **FLORIS I., SATTI A., GARAUB V. L., MELIS M., CABRAS P. et ALOUL N., 2001.** Effectiveness, persistence, and residue of amitraz plastic strips in the apiary control of *Varroa destructor*. Apidologie 32, 577-585.
122. **FREY, E., SCHNELL, H. et ROSENKRANZ, P., 2011.** Invasion of *Varroa destructor* mites into mite free honey bee colonies under the controlled conditions of a military training area. Journal of Apicultural Research 50(2): 138-144.
123. **FRIES I., CAMAZINE S., SNEYED J., 1994.** Population dynamics of *Varroa jacobsoni*: a model and a review. Bee Word 75 : 5-28.
124. **FRIES I. et ROSENKRANZ P., 1996.** Number of reproductive cycles of *Varroa jacobsoni* in honey-bee (*Apis mellifera*) colonies. Experimental & Applied Acarology, 20 : 103-112.
125. **FRIES I., 1997.** Dynamics of the parasitic (*Varroa jacobsoni*) population: Modelling criteria. The varroosis in the Mediterranean region. Zaragoza : CIHEAM, 1 9 9 7 . p. 2 3-32.
126. **FRIES I. et PEREZ-ESCALA S., 2001.** Mortality of *Varroa destructor* in honey bee (*Apis mellifera*) colonies during winter. Apidologie, 32, 223-229.
127. **FRIES I., HANSEN H., IMDORF A. et ROSENKRANZ P., 2003.** Swarming in honey bees (*Apis mellifera*) and *Varroa destructor* population development in Sweden. Apidologie, 34, 389-397.
128. **FUCHS S. et LANGENBACH K., 1989.** Multipleinfestation of *Apis mellifera* L. brood cells and reproduction of *Varroa jacobsoni* OUD.. Apidologie, 20, 257-266.
129. **GARCIA-FERNANDEZ P., RODRIGUEZ R .B. et ORANTES-BERMEJO F.J., 1995.** Influence du climat sur le développement de la population de *Varroa jacobsoni* Oud. dans des colonies d'*Apis mellifera iberica* (Goetze) dans le sud de l'Espagne. Apidologie (26), 371-380.
130. **GRACIA-SALINAS M., FERRER-DUFOL M., LATORRE-CASTRO E., MONERO-MANERA C., CASTILLO-HERNÁNDEZ J., LUCIENTES-CURD J. et PERIBANEZ-LOPEZ M.A., 2006.** Detection of fluvalinate resistance in *Varroa destructor* in Spanish apiaries. J. Apicult. Res., 45: 101–105.
131. **GAREDEW A., LAMPRECHT I., SCHMOLZ E. et SCHRICKER B., 2002.** The varroacidal action of propolis: a laboratory assay, Apidologie 33, 41–50.
132. **GAREDEW A., SCHMOLZ E. et LAMPRECHT I., 2004.** The energy and nutritional demand of the parasitic life of the mite *Varroa destructor*. Apidologie 35, 419–430.

133. **GARRIDO C., ROSENKRANZ P., PAXTON R.J., GONÇALVES L.S., 2003.** Temporal changes in *Varroa destructor* fertility and haplotype in Brazil. *Apidologie* 34 535–541.
134. **GEKKER G., HU S.X., SPIVAK M., LOKENSGARD J.R., PETERSON P.K., 2005.** Anti-HIV-1 activity of propolis in CD4 (+) lymphocyte and microglial cell cultures. *J. Ethnopharmacol.* 102:158–163.
135. **GHASEMI V., MOHARRAMIPOUR S., TAHMASBI G., 2011.** Biological activity of some plant oils against *Varroa destructor* (Acari: Varroidae), an ectoparasitic mite of *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). *Exp. Appl. Acarol.* ; 55:147-54.
136. **GRACIA M.J., MORENO C., FERRER M., SANZ A., PERIBANÉZ M.Á., ESTRADA R., 2017.** Field efficacy of acaricides against *Varroa destructor*. *PLoS ONE* 12 (2).
137. **GRANGE J.M. et DAVEY R.W., 1990.** Antibacterial properties of propolis. *Journal of the Royal Society of Medicine*, 83:159-60.
138. **GREDEW A. , LAMPRECHT I. et SCHMOLZ E. et SCHRICKER B. 2002.** The varroacidal action of propolis: a laboratory assay. *Apidologie* 33: 41–50.
139. **GREGORC A. et PLANINC I., 2012.** Use of thymol formulations, amitraz, and oxalic acid for the control of the varroa mite in honey bee (*Apis mellifera carnica*) colonies. *J Agric Sci.* 56(2): 123-129.
140. **GREGORC A., ALBURAKI M., SAMPSON B., KNIGHT P.R. et ADAMCZYK J., 2018.** Toxicity of Selected Acaricides to Honey Bees (*Apis mellifera*) and Varroa (*Varroa destructor* Anderson and Trueman) and Their Use in Controlling Varroa within Honey Bee Colonies. *Insects* 9, 55.
141. **GOETZ B. et KOENIGER N., 1993.** The distance between larva and cell opening triggers brood cell invasion by *Varroa jacobsoni*. *Apidologie* (24) 67-72.
142. **GOSWAMI V., SRIVASTAVA P. et M. S. KHAN M.S., 2014.** Efficacy of essential oils against *Varroa destructor* infesting *Apis mellifera* Linn. colonies and their impact on brood development. *Journal of Applied and Natural Science* 6 (1): 27-30.
143. **GUERRIAT H., 2000.** Etre performant en apiculture. Edition Rucher du Tilleul. 416p.
144. **GUY G., 2005.** Les plantes aromatiques et le huiles essentielles à Grasse. Ed L'harmaltan, pp289-297.
145. **HABBI-CHERIF A., 2015.** Etude de la dynamique du parasite *Varroa destructor* de l'abeille domestique (*Apis mellifera*) et évaluation de l'efficacité de quelques huiles essentielles dans la lutte contre ce parasite. Mémoire de Magister, Université Mouloud Mameri, TiziOuzou. 78p.
146. **HABBI-CHERIFI A., ADJLANE N., MEDJDOUB-BENSAAD F. et HADDAD, N., 2018.** Efficacies of Chemical and Biological Products Employed in the Integrated Treatment of *Varroa destructor* in Algeria. *Bulletin of Pure and Applied Sciences.* Vol.37A (Zoology), No.2, Jul-Dec 2018: P.85-91.

147. **HADDAD N., ESSER J. et PETER NEUMANN P., 2008.** Association of *Cryptophagus hexagonalis* (Coleoptera: Cryptophagidae) with honey bee colonies (*Apis mellifera*). Journal of Apicultural Research and Bee World 47(3): 190–191.
148. **HADDAD N., ADJLANE N., LOUCIF-AYAD W, SHEBL M.A., SABA M., ALBABA I., EL-OBEID D., SABAH M., GIUSTI M. et FELICOLI A., 2015.** Presence and infestation rate of *Senotainia tricuspis* (Meigen) (Diptera, Sarcophagidae) on honey bees in the Mediterranean Region. Journal of Apicultural Research.
149. **HANLY A. et DUVAL J., 1995.** La varroase des abeilles. Agro-Bio :370-08.
150. **HARIZANIS P.C., 1991.** Infestation of queen cells by the mite *Varroa jacobsoni*. Apidologie 22 : 533-535.
151. **HAUBRUGE E., NGUYEN B.K., WIDART J., THOME J.P., FICKERS P. et DEPAUW E., 2006.** Le dépérissement de l'abeille domestique, *Apis Mellifera* L., 1758 (Hymenoptera : Apidae) : faits et causes probables. Notes fauniques de Gembloux 59(1), 3-21.
152. **HENRY M., BEGUIN 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, 336:348–350.
153. **HIGASHI K. O., DE CASTRO S. L., 1995.** Effect of different formulations of propolis on mice infected with *Trypanosoma cruzi*. J. Ethnopharmacology 46, 55-8.
154. **HIGES M., MARTIN-HERNANDEZ R. et MEANA A., 2006.** *Nosema ceranae*, a new microsporidian parasite in honeybees in Europe. J. Invertebr. Pathol., 92: 93-95.
155. **HOULE, E., 2004.** Les méthodes physiques en lutte intégrée. Centre de Référence en agriculture et agroalimentaire. Québec, Canada, 3-4.
156. **IAUK L., RAGUSA S., RAPISARDA A., FRANCO S. et NICOLOSI V.M., 1996.** In vitro Antimicrobial Activity of *Pistacia lentiscus* L. Extracts: Preliminary Report, Chemother ; 8(3):207-9.
157. **IFANTIDIS M. D., 1988.** Some aspects of the process of *Varroa jacobsoni* mite into honey bee (*Apis mellifera*) brood cells. Apidologie 19 : 387-396.
158. **IFANTIDIS M. D., 1997.** Ontogenes is of *Varroa jacobsoni* Oud. Cahiers Options Méditerranéennes n° 21 :13- 21.
159. **IMDORF A., BOGDANOV S., KILCHNMAN V. et MAQUELIN C., 1994.** Apilife VAR, un produit de lutte contre Varroa à base de thymol. revue Suisse d'Apiculture 91 : 216-224.
160. **IMDORF A., RICKLI P. et FLURI P., 1996.** Dynamique des populations d'abeilles. Rapport du centre Suisse d'Apiculteur 48p.
161. **IMDORF A., CHARRIERE J.D. et BACHOFEN B., 1997.** Efficiency checking of the *Varroa jacobsoni* control methods by means of oxalic acid. Apiacta XXXII, 89-91.

162. **IMDORF A., BOGDANOV S., RUBEN IBA A. et CALDERONE N.W., 1999.** Use of essential oils for the control of *Varroa jacobsoni* Oud. in honey bee colonies. *Apidologie* 30, 209-228.
163. **IMDORF A., CHARRIERE J.D, KILCHNMAN V. et BOGDANOV S., 2003.** Stratégie de lutte alternative contre *Varroa destructor* en Europe centrale. *Apiacta* (38) :258-285.
164. **IMDORF A., BOGDANOV S. KILCHENMANN V. et BERGER T., 2006.** The acaricidal effect of essential oils from thyme, salvia and hyssops plants (from left to right) have been tested against *Varroa destructor*. *Alp science*, Nr. 495. 18p.
165. **IMDORF A., CHARRIERE J.D. et GALLMANN P., 2007.** Quelles sont les causes possibles des pertes des colonies de ces dernières années ? *Revue Suisse d'Apiculture* 128 (1-2) 19-32.
166. **IMDORF A., RUOFF K. et FLURI P., 2010.** Le Développement Des Colonies Chez L'abeille Mellifère. *ALP forum* no 68, 67 p.
167. **ISLAM N., AMJAD M., UL-HAQ E., STEPHEN E. et FALAK NAZ F., 2016.** Management of *Varroa destructor* by essential oils and formic acid in *Apis Mellifera* Linn. Colonies. *Journal of Entomology and Zoology Studies* ; 4(6): 97-104.
168. **JAMES R.R. et XU J. 2012.** Mechanisms by which pesticides affect insect immunity. *J. Invertebr. Pathol.*, 109: 175-182.
169. **KEDZIA A., 1986.** Effect of Ethanol extract of propolis (EEP) on anaerobic bacteria. *Herba polonica*, 32 (1): 53-58.
170. **KOKKINIS M. et LIAKOS V., 2004.** Population dynamics of *Varroa destructor* in colonies of *Apis mellifera macedonica* in Greece. *Journal of Apicultural Research* 43(4) : 150–154.
171. **KOTWAL S. et ABROL D.P., 2013.** Evaluation of essential oils and cultural practices for the management of *Varroa destructor*. *The Bioscan* 8(1) : 15-20.
172. **KRAUS B., KOENIGER N. et FUCHS S., 1986.** Unterscheidung zwischen bienen verschiedenen alters durch *Varroa jacobsoni* oud. und bevorzugung von ammenbienen im sommerbienenenvolk. *Apidologie* 17 :25-266.
173. **KRAUS B. et BERG S., 1994.** Effect of lactic treatment during winter in temperature climate upon *Varroa jacobsoni* Oud. and the bee (*Apis mellifera* L.) colony. *Exp.Appl.Acarol* 18: 459-468.
174. **KRAUS B., KOENIGER N. et FUCHS S., 1994.** Screening of substances for their effect on *Varroa jacobsoni*: attractiveness, repellency, toxicity and masking effects of ethereal oils. *Journal of Apicultural* vol. 33(1), pp.34-34.
175. **KRAUS, B. et PAGE, R.E., 1995.** Population growth of *Varroa jacobsoni* Oud in Mediterranean climates of California. *Apidologie* 26 : 149-157.
176. **KUJUMGIEV A., TSVETKOVA I. , SERKEDJIEVA Y., BANKOVA V., CHRISTOV R., POPOV S., 1999.** Antibacterial, antifungal and antiviral activity of propolis of different geographic origin. *Journal of Ethnopharmacology* 64 : 235–240.

177. KÜTÜKOĞLU F., GİRİŞGİN A.O., AYDIN L., 2012. Varroacidal efficacies of essential oils extracted from *Lavandula officinalis*, *Foeniculum vulgare*, and *Laurus nobilis* in naturally infested honeybee (*Apis mellifera* L.) Colonies. Turk. J. Vet. Anim. Sci.2012 ; 36(5) : 554-559.
178. LAURENT J.C. et SANTAS L., 1987. Etude du développement larvaire de *Varroa jacobsoni* oud. Apidologie, 18(1) ,53-60.
179. LE CONTE Y.et ARNOLD G., 1987. Influence de l'âge des abeilles (*Apis mellifica* L.) et de la chaleur sur le comportement de *Varroa jacobsoni* Oud. Apidologie 18(4), 305-320.
180. LE CONTE Y.et ARNOLD G., 1988. Etude du thermopréférendum de *Varroa jacobsoni* Oud. Apidologie, 19 (2), 155-164.
181. LE CONTE Y., ARNOLD G., TROUILLER J. et CHAPPE B., 1989. Attraction of the parasitic mites *Varroa* to the drone larvae of honey bees simple aliphatic esters. Sciences 245 : 638-639.
182. LE CONTE Y., 2002. Mieux connaître l'abeille. Le traité Rustica de l'apiculture. Rustica éditions. Paris, 12-84.
183. LE CONTE Y. et FAUCON J.P., 2002. Les maladies de l'abeille domestique. Le Courrier de la Nature n° 196 pp 28- 32.
184. LE CONTE Y. et NAVAJAS M., 2008. Changements climatiques : impact sur les populations d'abeilles et leurs maladies. Rev. Sci. Tech. Off. int. Epiz., 27 (2), 485-497.
185. LE CONTE Y., ELLIS M., et RITTER W., 2010. *Varroa* mites and honey bee health: can *Varroa* explain part of the colony losses? Apidologie 41 : 353–363.
186. LE HOUEROU H.N., 1995. Considérations biogéographiques sur les steppes arides du Nord de l'Afrique. Sécheresse vol. 6, n. 2, p. 167-182.
187. LONDZIN W.et SLEDZINSKY B., 1996. Resistance of honey bee parasitic mite *Varroa jacobsoni* to varroacide preparates contining tau-fluvalinate. Medicina Weterynajna, 52:526-528.
188. LOUCIF-AYAD, W., ARIBI, N., SMAGGHE, G., et SOLTANI, N. 2010. Comparative effectiveness of some acaricides used to control *Varroa destructor* (Mesostigmata: Varroidae) in Algeria. African Entomology, 18 (2): 259–266.
189. LOUCIF-AYAD W., ACHOU M., LEGOUT H., ALBURAKI M. et GARNERY L., 2014. Genetic assessment of Algerian honeybee populations by microsatellite markers. Apidologie 46:392-402.
190. M.A.D.R., 2016. Ministère de l'agriculture et de développement rural.
191. D.S.A., 2018. Direction des services agricoles.
192. MAGDA H., ABIR S., GAD A.et RAMADAN H. M., 2006. Effect of *Varroa destructor* on different haemocyte count, total haemolymph protein on larvae, pupae and adults of *Apis mellifera* drones. J. Egypt. Soc. Toxicol. Vol. 35: 93-96.

193. MAGGI M., GENDE L., RUSSO K., FRITZ R. et EGUARAS M.J., 2010. Bioactivity of *Rosmarinus officinalis* essential oils against *Apis mellifera*, *Varroa destructor* and *Paenibacillus larvae* related to the drying treatment of the plant material. *Natural Product Research*: volume 25(4): 397-406.
194. MAGGI M., RUFFENGO S., GENDE L., SARLO E.G. et EGUARAS M.J., 2011. Laboratory Evaluations of *Syzygium aromaticum* (L.) Merr. et Perry Essential Oil Against *Varroa destructor*. *Journal of Essential Oil Research* , Volume 22 (2) : 119-122.
195. MAGGI M, ANTÚNEZ K, INVERNIZZI C., ALDEA P., VARGAS M., NEGRI P., BRASESCO C., DE JONG D, MESSAGE D., WEINSTEIN., TEIXEIRA E-W, PRINCIPAL J., BARRIOS C., RUFFINENGO S. , R-D. DA SILVA et EGUARAS E., 2016. Honeybee health in South America. *Apidologie* 47: 835–854.
196. MAHBOUBI M. et HAGHI G., 2008. Antimicrobial activity and chemical composition of *Mentha pulegium* L. essential oil, *Journal of ethnopharmacology*, 119, p: 325-327.
197. MAHMOOD R., WAGCHOURE E.S., MOHSIN A., et SHAZIA R., 2012. Control of Ectoparasitic Mites in Honeybee (*Apis mellifera* L.) Colonies by Using Thymol and Oxalic Acid. *Pakistan J. Zool.*, vol. 44 (4), pp. 985-989.
198. MAR LEZA M., LLADO G. et MIRANDA-CHUECA M. A., 2015. Comparison of the efficacy of Apiguard (thymol) and Apivar (amitraz) in the control of *Varroa destructor* (Acari: Varroidae). *Spanish Journal of Agricultural Research* 13(3), 5 pages : 2171-929.
199. MARCANGELI, J. et GARCÍA M.C., 2004. Effect of *Apis mellifera* (Apidae) honeybee brood amount on Oxavar® acaricide efficacy against the mite *Varroa destructor* (Varroidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 63 (3-4) : 35-38.
200. MARTIN S., 1998. A population model for the ectoparasitic mite *Varroa jacobsoni* in honey bee (*Apis mellifera*) colonies. *Ecological Modelling* 109: 267-281.
201. MARTIN S.J., 2001. *Varroa destructor* reproduction during the winter in *Apis mellifera* colonies in UK. *Experimental and Applied Acarology* 25(4) :321-325.
202. MARTIN S.J., 2003. Veterinary drug residues in honey. *Apiacta* : 38 : 23-23.
203. MEDORI P. et COLIN M.E., 1982. Les abeilles : comment les choisir et les protéger de leurs ennemis. Edition baillié, Paris. 131p.
204. MEIXNER M.D., LETA M.A., KOENIGER N. et FUCHS S., 2011. The honey bees of Ethiopia represent a new subspecies of *Apis mellifera* - *Apis mellifera simensis* ssp. *Apidologie* 42(3): 425-437.
205. MENAIL A.H., PIOT N., IVAN MEEUS I., GUY SMAGGHE G., LOUCIF-AYAD W., 2016. Large pathogen screening reveals first report of *Megaselia scalaris* (Diptera : Phoridae) parasitizing *Apis mellifera intermissa* (Hymenoptera: Apidae). *Journal of Invertebrate Pathology* 137: 33–37.
206. MESSAI L., 2011. Etude phytochimique d'une plante medicinale (*Artemisia herba alba*) de l'est Algerien. Thèse Doctorat des sciences en Chimie Organique. Université Mentouri Constantine. 94p.

207. **MICHENER C. D., 1974.** The Social Behavior of the Bees A Comparative Study. Ed. Belknap Press of Harvard University Press. 404p.
208. **MICHEZ D., 2006.** La nouvelle classification des abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Apiformes) ou la chute de l'abeille mellifère (*Apis mellifera* L.) de son piédestal. OSMIA n°1, 23-26.
209. **MILANI N., 1995.** The resistance of *Varroa jacobsoni* Oud, to pyrethroids: a laboratory assay, Apidologie 26, 415-429.
210. **MILANI, N. et DELLA VEDOVA, G., 2002.** Decline in the proportion of mites resistant to fluvalinate in a population of *Varroa destructor* not treated with pyrethroids. Apidologie, 33: 417-422.
211. **MILANI N., DELLA VEDOVA G.D. et NAZZI F., 2004.** (Z)-8-Heptadecene reduces the reproduction of *Varroa destructor* in broods cells. Apidologie, 35, 265-273.
212. **MIYATAKA, H., NISHIKI, M., MATSUMOTO, H., FUJIMOTO, T., MATSUKA, M., et SOTAH, T., 1997.** Evaluation of propolis I. Evaluation of Brazilian and Chinese propolis by enzymatic and physico-chemical methods. Biol Pharm Bull 20, 497-501.
213. **MONZOTE F.L., ALARCÓN O., SETZER W. N., 2011.** Activity of Cuban propolis extracts on *Leishmania amazonensis* and *Trichomonas vaginalis* Nat. Prod. Commun., 6(7) : 973-976.
214. **MORETTO G. et MELLO L.J., 2000.** Resistance of Africanised Bees (*Apis mellifera*) as a cause of mortality of the mite *Varroa jacobsoni* Oud. in Brazil. Am. Bee J. 141: 895-897.
215. **MORETTO G. and DE MELLO L.J., 2001.** Infestation and distribution of the mite *Apis mellifera* *Varroa jacobsoni* in africanized honey bee (*Apis mellifera*) colonies. inci v.26 n.9 caracas set.
216. **MULLER Y., 1985.** L'avifaune forestière nicheuse des Vosges Du Nord ; sa place dans le contexte Medio-Européen. Thèse Doctorat Sci., Univ. Dijon, 318p.
217. **MURAD J.M., CALVI S.A., SOARES A.M., BANKOVA V. et SFORCIN J.M., 2002.** Effects of propolis from Brazil and Bulgaria on fungicidal activity of macrophages against *Paracoccidioides brasiliensis*. J Ethnopharmacol. 79(3) :331-441.
218. **NAGEH S.M., HUSSEIN M.H., KHODAIRY M.M., et AWAD M.A., 2011.** Occurrence of Varroa Mites Inside Honeybee Colonies and Control It's Using Volatile Oils. Research Journal of Agriculture and Biological Sciences, 7(1): 89-97.
219. **NANETTI A., 2001.** Oxalic Acid for Mite Control-Result and Review. The 5th Meeting of Coordination in Europe of research on integrated control of Varroa mites in honey bee colonies, 13-14 November 1999, Merelbeke, Belgium. pp. 7-14.
220. **NGANSO B.T., FOMBONG A., YUSUF A.A., PIRK C.W.W., 2018.** Low fertility, fecundity and numbers of mated female offspring explain the lower reproductive success of the parasitic mite *Varroa destructor* in African honeybees. Parasitology 145(12):1-7.

221. **NEDJI N., 2015.** Effets des acaricides sur l'abeille domestique *Apis mellifera* intermissa et analyse de l'activité antimicrobienne de la propolis et du miel. Thèse Doctorat en Biologie animale environnementale, Université Badji Mokhtar Annaba. 99p.
222. **NEUMANN P., et CARRECK N.L., 2010.** Honey bee colony losses. *Journal of Apicultural Research* 49 (1): 1-6.
223. **NEUMANN P. et ELZEN P.J., 2004.** The biology of the small hive beetle (*Aethina tumida*, Coleoptera: Nitidulidae): Gaps in our knowledge of an invasive species. *Apidologie* 35 (2004) 229–247.
224. **NEUMANN P. et RITTER W., 2004.** A scientific note on the association of *Cychramus luteus* (Coleoptera: Nitidulidae) with honeybee (*Apis mellifera*) colonies. *Apidologie* 35, 665–666.
225. **OLDROYD B.P., 2007.** What's killing American honey bees? *PLoS Biology*. 5, (6), 1195-1199.
226. **OLIVIER V. et RIBIERE M., 2006.** Taxonomy of *Apis mellifera* viruses. *Virologie*, 10: 267-278.
227. **OTA C., UNTERKIRCHER C., FANTINATO V. et SHIMIZU M.T., 2001.** Antifungal activity of propolis on different species of *Candida*. *Mycoses*, 44: 375-8.
228. **OZENDA P., 1983.** Flore du Sahara Ed : éditions du centre nationale de la recherche Scientifique -Paris- 441p.
229. **OZCAN M., UNVER A., CEYLAN D.A., YETISIR R., 2004.** Inhibitory effect of pollen and propolis extracts *Nahrung.*, 48(3):188-194.
230. **PADRINI F. et LUCHERONI M.T., 1996.** Le grand livre des huiles essentielles. Ed. Devecchi, 205p.
231. **PERRIER C., STRANGE J., LANGELLA O., SHEPPARD W.S. et GARNERY L., 2003.** Diversité génétique, introgressions mitochondriales et nucléaires dans une population d'abeilles des Landes de Gascogne. Actes Bureau Ressources Génétiques. Vol. 4, pp. 79–100.
232. **PEYVEL CH. 1994.** L'espèce *Apis mellifera* : les grandes races géographiques. *Bull.Tech. Apic.* 21: 129-138.
233. **PILECKAS V. et KLIMAS R., 2011.** The evaluation of efficiency of some preparations needed to decimate *Varroa destructor* parasites *Acta Biol. Univ. Daugavp.* 11 (2).
234. **PINTO F.A., SOUZA G.K., SANCHES M.A. et SERRÃO J.E., 2011.** Parasitic effects of *Varroa destructor* (Acari: Varroidae) on hypopharyngeal glands of Africanized *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). *Sociobiology*, v.59, p.769-778.
235. **PORRINI C., SABATINI A.G., GIROTTI S., GHINI S., MEDRZYCKI P., GRILLENZONI F., BORTOLOTTI L., GATTAVECCHIA E., CELLI G., 2003.** Honey bees and bee products as monitors of the environmental contamination. *Apiacta.* 38: 63-70.

236. **POPOVA, M. ; REYES, M.; LE CONTE, Y.; BANKOVA, V., 2014.** Propolis chemical composition and honeybee resistance against *Varroa destructor*. Nat. Prod. Res., 28, 788-794.
237. **POTTIER G., 1981.** *Artemisia herba-alba*. Flore de la Tunisie : angiospermes–dicotylédones–gamopétales, 1981 1012 p.
238. **PROST J.P., 1990.** **Apiculture** : connaître l'abeille–conduire le rucher. 6ème édition. Edition Bailliére. 579pp.
239. **PROST J.P., LE CONTE Y., 2005.** Apiculture : connaître l'abeille, conduire le rucher. Ed Lavoisier, Paris, 698p.
240. **RAMADE F., 1984.** Elément d'écologie. Ecologie fondamentale. Ed . MC GRAW HILL, Paris, 397 p.
241. **RAMADE F., 1990.** Conservation des écosystèmes méditerranéens, enjeux et précipitation. Ed .Economica. Paris, fasc. 3, 144 p.
242. **RAMADE F., 1993.** Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement. Ed. science international, Paris, 822 p.
243. **RAMADE F., 2003.** Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale. 3émeed. Dunod,France. 690p.
244. **RAMSEY S. D., OCHOA R., BAUCHAN G., GULBRONSON C., MOWERY J. D. et ENGELSDORP D., 2019.** *Varroa destructor* feeds primarily on honey bee fat body tissue and not hemolymph. PNAS, no. 5, vol. 116: 1792–1801.
245. **RATH W., 1999.** Co-adaptation of *Apis cerana* Fabr. and *Varroa jacobsoni* Oud. Apidologie (30), 97-110.
246. **RAVAZZI G., 2003.** Abeilles et Apiculture. Ed. De Vecchi. 159p.
247. **RIBIERE M., BALL B. et AUBERT M., 2008.** Natural history and geographical distribution of honey bee viruses. In: Virology and the Honey bee. EC Publications, Brussels, Belgium, pp 15-84.
248. **ROBAUX P., 1986.** Varroase et Varroatose. Edition Oppida, 238 p.
249. **ROBERTS J.M.K., ANDERSON D.L. et DURR P.A., 2017.** Absence of deformed wing virus and *Varroa destructor* in Australia provides unique perspectives on honeybee viral landscapes and colony losses. Scientific Reports 7: 6925.
250. **RODRIGUEZ M., GERDING M. et FRANCE A., 2009.** Selection of entomopathogenic fungi to control *Varroa destructor* (Acari: Varroidae). Chilean journal of agricultural research 69(4):534-540.
251. **ROJAS HERNANDEZ N. M., CANDELARIO M. et OLIVARES E., 1993.** Antimicrobial activity of propolis against representatives of the genus Mycobacterium. Revista Biología (Habana), 7 (1): 69-75.
252. **ROSENKRANZ P.A., PIA AUMEIER B., ZIEGELMANN B., 2010.** Biology and control of *Varroa destructor*. Journal of Invertebrate Pathology 103: 96–119.

- 253. RUFFINENGO S., MAGGI M., CLAUDIA F., SUSANA B. et GARCIA R., 2007.** Essential oils toxicity related to *Varroa destructor* and *Apis mellifera* under laboratory conditions. *Zootecnia Trop.*, 25(1): 63-69.
- 254. SABATINI A.G., 2005.** L'Abeille bio-indicateur, l'abeille sentinelle de l'environnement. *Abeille & Compagnie*. 108: 12-16.
- 255. SAMMATARO D., UNTALAN P., GUERRERO F. et FINLEY F., 2005.** The resistance of varroa mites (Acari: varroidae) to acaricides and the presence of esterase. *Internat. J. Acarol.* Vol. 31, No. 1.
- 256. SANKARA F., ILBOUDO Z., ILBOUDO M. E., BONGHO F.M., OUEDRAOGO M., et GUINKO S., 2015.** Inventaire et analyse de l'entomofaune vivant avec les colonies d'abeilles, *Apis mellifera adansonii* Latreille dans la commune de Garango (Burkina Faso). *Faun. Entomol.* 68, 183-193.
- 257. SANTOS P.R., PRISCILA WIELEWSKI P., HALAK A.L., FAQUINELLO P. et DE TOLEDO V.A., 2015.** *Varroa destructor* mite in Africanized honeybee colonies *Apis mellifera* L. under royal jelly or honey production . *Acta Scientiarum. Animal Sciences* v. 37, n. 3, p. 315-322
- 258. SCHNEIDER P. et DRESCHER W., 1987.** Einfluss der parasitierung durch die milbe *Varroa jacobsoni* auf das Schlupfgewicht, die Gewichtsentwicklung, die Entwicklung der Hypopharynxdrüsen und die Lebensdauer von *Apis mellifera*. *Apidologie*, 18(1): 101-110.
- 259. SELTZER.P., 1946.** Le climat de l'Algérie, Recueil de données météo. Institut de Technologies. Algerie, 219p.
- 260. SEMKIW, P., SKUBIDA, A. et POHORECKA, K., 2013.** The amitraz strips efficacy in control of *Varroa destructor* after many years application of amitraz in apiaries. *Journal of Apicultural Science*, 57 (1) : 107–121.
- 261. SEMMAR S., DAOUDI-HACINI S. et DOUMANDJI S., 2014.** Some species of arthropods in hives of *Apis mellifera intermissa* (Von Buttel-Reepen, 1906) (Hymenoptera, Apidae) in the Mitidja (Algeria). *International Journal of Zoology and Research (IJZR)*. Vol. 4, Issue 3, 15-22.
- 262. SILICI S., KOC N.A., AYANGIL D. et CANKAYA S., 2005.** Antifungal activities of propolis collected by different races of honeybees against yeasts isolated from patients with superficial mycoses. *J. Pharmacol. Sci.* : 9:39–44.
- 263. SIMONE-FINSTROM M., EVANS J.D., SPIVAK M., 2009.** Resin collection and social immunity in honey bees. *Evolution* ; 63:3016–3022.
- 264. SIMONEAU A., 2004.** La varroase. *Laboratoire de pathologie animale*, pp :191-192.
- 265. SMODIS SKERL M.I., NAKRST M., ZVOKELJ L., GREGORC A., 2010.** The acaricidal effect of flumethrin, oxalic acid and amitraz against *Varroa destructor* in honey bee (*Apis mellifera carnica*) colonies. *ACTA VET. BRNO* 2011, 80: 051-056.
- 266. STEWART P., 1969.** Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique. Quelques réflexions. *Bull. Docum. Int. Nat. Agro.* 24-25.

267. **STREHL E., VOLPERT R. et ELSTNER E.F., 1994.** Biochemical activities of propolis extracts: III Inhibition of dihydrofolate reductase, *Z. Naturforsch.* 49c, 39–43.
268. **TALEB-TOUDERT K., 2016.** Extraction et caractérisation des huiles essentielles de dix plantes aromatiques provenant de la région de Kabylie (Nord Algérien). Evaluation de leurs effets sur la bruche du niébé *Callosobruchus maculatus* (Coleoptera : Bruchidae). Thèse de Doctorat en Sciences biologiques. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. 160p.
269. **TEUSCHER E., LOHSTEIN A. et ANTON R., 2005.** Plantes aromatiques condiments et leurs huiles essentielles. Ed. Tec et Doc. 522 p.
270. **TROUILLER J., ARNOLD G., CHAPPE B., et LE CONTE Y., 1994.** The kairomonal esters attractivète to the *Varroa jacobsoni* mite in the queen brood. *Apidologie* (25), 314-321.
271. **TROUILLER J., 2000.** Apiguard, un médicament naturel contre le Varroa. 34e congrès de la FNOSAD à UBREST, 9pp.
272. **UGUR A. et ARSLAN T., 2004.** An in vitro study on antimicrobial activity of propolis from Mugla province of Turkey. *Med Food*, 7: 90-4.
273. **VANDAME R., 1996.** Importance de l'hybridation de l'hôte dans la tolérance à un parasite. cas de l'acarien *Varroa jacobsoni* chez les races d'abeilles *A.mellifera* européennes et africanisées en climat tropical humide du Mexique. Thèse de doctorat, université Claude Bernard, Lyon1, 126p.
274. **VARDAR-UNLU G., SILICI S., UNLU M., 2008.** Composition and in vitro antimicrobial activity of Populus buds and poplar-type propolis. *World J. Microbiol. Biotechnol.* 2008 ; 24:1011-1017.
275. **VELIKOVA M., V.BANKOVA V., SORKUNB K., TSETKOVA I. SAADI H. et KUJUMGIEV A., 2000.** Propolis from the Mediterranean Region: Chemical Composition and Antimicrobial activity. *Fitoterapia.* 71, 693-696.
276. **WILSON M.B., BRINKMAN D., SPIVAK M., GARDNER G., COHEN J.D., 2015.** Regional variation in composition and antimicrobial activity of US propolis against *Paenibacillus larvae* and *Ascosphaera apis*. *J. Invertebr. Pathol.* 124:44–50.
277. **WINSTON M.L., 1993.** La biologie de l'abeille. Ed Frison-Roche. 276p.
278. **ZAIM A., EL GHADRAOUI L. et FARAH A., 2012.** Effets des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* sur la survie des criquets adultes d'*Euchorthippus albolineatus* (Lucas, 1849). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, n° 34 (2), p. 127-133.
279. **ZEKRI N., 2017.** Étude phytochimique et Activités Biologiques des Huiles Essentielles et des Extraits des *M. pulegium* (L.), *M. suaveolens* (Ehrh.) et *M. spicata* (L.) du Moyen-Atlas Marocain. Thèse de Doctorat en chimie, université Mohammed V 164p.

Annexes

Annexe 1 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de l'année d'étude sur la taille des colonies.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
2016	20603,63	A	
2017	19527,38		B

Annexe 2 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période d'étude sur la taille des colonies.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes			
Juin	23307,14	A			
Juillet	22828,57	A	B		
Août	21506,95	A	B	C	
Septembre	20877,23		B	C	
Octobre	20100,89			C	
Mai	19891,07			C	
Novembre	19555,36			C	
Avril	16785,71				D
Mars	15736,61				D

Annexe 3 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur la taille des colonies

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
Rucher3	21595,83	A	
Rucher2	20068,37		B
Rucher4	19368,85		B
Rucher1	19228,97		B

Annexe 4 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain ouvert.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes				
Juin	13079,5	A				
Mai	12487,5	A	B			
Juillet	12402,93	A	B			
Août	10991,64	A	B	C		
Avril	10690,36		B	C		
Septembre	9775,928			C	D	
Mars	8372,57				D	
Octobre	8048,964				D	
Novembre	6298,144					E

Annexe 5 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de nombre d'alvéoles du couvain ouvert.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes
R3	10788,62	A
R2	10701,81	A
R1	10007,62	A
R4	9456,412	A

Annexe 6 : Analyse de la variance de l'influence de la période sur l'évolution de cellules du couvain operculé.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes			
Juin	17324,29	A			
Juillet	16270,07	A			
Mai	15992,04	A			
Avril	12699,04		B		
Août	11974,79		B	C	
Septembre	9728,358		B	C	D
Mars	9361			C	D
Octobre	8435,214				D
Novembre	6871,429				D

Annexe 7 : Analyse de la variance de l'influence du rucher sur l'évolution de cellules du couvain operculé.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
R3	13443,87	A	
R4	12070,22	A	B
R2	11586,29	A	B
R1	11191,27		B

Annexe 8 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de nombre d'alvéoles de provision.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes				
Septembre	25220,79	A				
Octobre	24026,07	A	B			
Août	21949	A	B	C		
Novembre	21946,29	A	B	C		
Juillet	21105,93		B	C		
Juin	18708,83			C		
Mai	13499,71				D	
Avril	9982,071					E
Mars	9350,43					E

Annexe 9 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de nombre d'alvéoles de provision

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
R3	19974,16	A	
R1	18429,58	A	B
R2	18178,16	A	B
R4	17102,16		B

Annexe 10 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de TIC

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes				
Juin	13,19	A				
Juillet	12,951	A				
Août	10,715	A	B			
Mai	9,322		B	C		
Septembre	7,191			C		
Octobre	4,666				D	
Avril	4,286				D	
Novembre	2,653				D	E
Mars	0,881					E

Annexe 11 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de TIC

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
R3	8,921	A	
R4	8,567	A	
R1	7,587	A	
R2	4,196		B

Annexe 12 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence l'Année sur l'évolution de TIA

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
2016	6,042	A	
2017	4,675		B

Annexe 13 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de TIA.

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes		
Novembre	7,494	A		
Septembre	7,239	A		
Juillet	6,273	A		
Août	6,086	A		
Octobre	5,951	A		
Juin	4,429		B	
Mai	4,253		B	
Avril	3,896		B	
Mars	2,609			C

Annexe 14 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de TIA

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes		
R3	6,736	A		
R4	6,079	A	B	
R1	5,634		B	
R2	2,986			C

Annexe 15 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de l'année sur l'évolution de la population totale du varroa

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
2016	2600,827	A	
2017	2003,388		B

Annexe 16 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de la population totale du varroa

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes			
Juillet	3781,368	A			
Juin	3698,581	A			
Mai	2769,16		B		
Août	2706,117		B		
Septembre	2366,018		B	C	
Octobre	1755,408			C	
Novembre	1679,17			C	
Avril	1429,266			C	
Mars	533,884				D

Annexe 17 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de la population totale du varroa

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes		
R3	3106,166	A		
R4	2769,761	A		
R1	2112,268		B	
R2	1220,237			C

Annexe 18 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence l'année sur l'évolution de la chute naturelle

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
2016	414,992	A	
2017	358,613		B

Annexe 19 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence de la période sur l'évolution de la chute naturelle

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes			
Septembre	623,118	A			
Juillet	478,964		B		
Août	453,715		B		
Octobre	424,035		B	C	
Juin	406,089		B	C	
Mai	376,141		B	C	
Avril	323,143			C	
Novembre	202,571				D
Mars	193,445				D

Annexe 20 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'influence du rucher sur l'évolution de la chute naturelle

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes	
R3	500,53	A	
R1	357,19		B
R4	354,046		B
R2	335,443		B

Annexe 21 : Résultats du test de NEWMAN et KEULS concernant l'efficacité des traitements utilisés

Libelles	Moyennes	Groupes homogènes		
Bayvarol	94,971	A		
Apilife Var	93,963	A		
Apivar	91,595	A	B	
Apibioxal	90,57	A	B	
Oxuvar	89,318		B	
Apistan	76,919			C

