



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

UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

Mémoire de fin d'études

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

Spécialité : Ecologie Animale

Thème

Inventaire des arthropodes dans la ruche d'abeilles domestiques
***Apis mellifera intermissa* (Buttel Reepen, 1906) dans les régions de**
Tizi Ouzou et Bouira

Présenté par

IGHOBRIOUEN Karima et LALAM Ouarda

Devant le jury composé de :

Mme GOUCEM.KHELFANE K.	Présidente	MCA	UMMTO
Mme HABBI.CHERIFI A.	Promotrice	MCB	UAMOB
Mme MEDJDOUB.BENSAAD F.	Co-promotrice	Professeur	UMMTO
Mme BENOUELLA.KITOUS K.	Examinatrice	MCA	UMMTO

Année universitaire : 2020/2021

Remerciements

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

- Au terme de ce modeste travail, notre profonde reconnaissance et gratitude, va tout d'abord à notre promotrice Mme CHERIFI-HABBI A. maître de conférences classe B à l'Université de Bouira, d'avoir accepté de diriger notre travail, pour sa disponibilité, ses conseils et ses orientations.

- Nous tenons à remercier vivement Mme MEDJDOUB-BENSAAD F. professeur à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou pour son accueil très chaleureux au sein de son laboratoire et sa bienveillance.

- Nous remercions également Mme BENOUFELLA-KITOUS K. M.C.A à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou d'avoir accepté de lire et examiner notre travail.

- Nos remerciements vont également à Mme GOUCEM-KHELFANE K. M.C.A à l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou d'avoir accepté de juger notre travail.

- Nos sincères remerciements s'adressent aussi à Mme GUERMAH D. d'avoir accepté de nous aider dans l'identification des Arthropodes inventoriés et à Mr RAMDINI R. d'avoir accepté de nous aider dans quelques calculs sur le logiciel Excel.

- Un grand merci au personnel technique de l'Institut de Technologie Moyen Agricole Spécialisé (ITMAS) de BOUKHALFA, à Mr HANI Khelifa propriétaire du rucher d'Iboudraren et à Mr TAMSSAOUT Belaid propriétaire du rucher de Takerboust pour leurs aides dans notre pratique sur terrains.

Dédicaces

Je dédie mon modeste travail

A ma très chère maman Rosa

Quoi que je fasse ou que je dise je ne saurai jamais te remercier comme il se doit. Ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

A mon très cher papa Arezki

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encouragé, tu t'es toujours sacrifié pour que je ne manque de rien et tu as réussi, que ce travail traduit au moins un petit peu ma gratitude et mon affection envers toi.

A mes adorables sœurs

Mes sources de joie et de bonheur Hinda, Sarah, Kamilia et lowiz.

A mon fiancé Mohamed

Tu m'as toujours soutenu et tu as toujours été là pour moi aux bons et aux mauvais moments.

A mes beaux-parents et belles sœurs

A ma grand-mère paternelle Faroudja

A mes grands-parents maternels

Arabe et Aziza

A mes tantes et oncles

Hakim, Malika, Khaled, Ghania, Bélaid, Samir, Hayat, Torkia, Mouloud et Sofiane

A mon binôme

Karima

Ouarda LALAM

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail accompagné d'un profond amour

A celle qui m'a arrosé de tendresse et d'espoir, à la source de l'amour incessible, à la mère des sentiments fragiles qui m'a bénie par ses prières ma chère maman Ouiza

A mon support dans ma vie qui m'a appris et m'a dirigé vers le succès et la gloire mon cher papa Ahmed

A mes chers frères et sœurs Mouloud, Ali et Safia

A mes tantes Saliha, Fatiha, Dahbia et Malika

A tous mes amis surtout : Soraya, Massissilia et Zineb

A mon binôme

Ouarda

Karima IGHOBRIOUEN

Liste des figures

Listes des tables

Glossaire

Introduction 1

Chapitre I :

I.1. Répartition géographique de l'abeille <i>Apis mellifera</i>	3
I.1.1. Dans le monde	3
I.1.1. En Algérie.....	4
I.2. Systématique (classification) de l'abeille.....	4
I.3. Biologie de l'abeille	5
I.3.1. La structure d'une colonie d'abeilles.....	5
I.3.2. Les castes d'abeille	6
I.3.3. Le cycle de vie d'abeille	7
I.4. Habitat de l'abeille domestique.....	8
I.4.1. La structure de la ruche	9
I.4.2. Les différents types de ruches.....	10
I.5. Intérêt économique et écologique de l'abeille domestique	14
I.5.1. Les produits apicoles	14
I.5.2. Rôle écologique	17
I.5.3. Rôle de bio indicateur.....	17
II.1. Maladies de l'abeille.....	19
II.1.1. Nosémosse	19
II.1.2. Acariose	21
II.1.3. Maladie noire « Le virus de paralysie chronique ».....	22
II.2. Maladies du Couvain	22
II.2.1. Loque européenne	22
II.2.2. Loque Américaine.....	24
II.2.3. Ascosphérose ou le couvain plâtré.....	25
II.3. Maladies communes au couvain et aux abeilles adultes	26
II.3.1. Varroase	26
II.4. Conséquences pathologiques des facteurs environnementaux.....	28
II.4.1. Climat.....	28
II.4.2. Alimentation	28
II.4.3. L'homme et les pratiques apicoles.....	29

Sommaire

II.4.4. L'homme et les pratiques agricoles	29
II.5. Ennemis d'abeille	29
II.5.1. Fausse-teigne.....	29
II.5.2. Poux des abeilles <i>Braula coeca</i> (diptère).....	30
II.5.3. Frelon asiatique (Hyménoptère)	31
II.5.4. Petit coléoptère de la ruche	31
II.5.5. Guêpes.....	32
II.5.6. Sphinx tête de mort	32
II.5.7. Oiseaux	33
II.5.8. Araignées	34
II.5.9. Clairon des abeilles	34
II.5.10. Fourmis	35
II.5.11. Musaraigne.....	35
II.6. Règles de prophylaxie	36
II.6.1. Mesures d'hygiène générale	36
II.6.2. Maintenir les bonnes conditions	36
II.6.3. Soins aux jeunes colonies	37
II.6.4. Gestion des cadres et de la cire	37
II.6.5. Éviter le pillage	37
III.1. Présentation géographique des zones d'étude.....	38
III.1.1. Localisations géographique des régions d'étude	38
III.1.1.1. Wilaya de Tizi-Ouzou.....	38
III.1.1.2. Wilaya de Bouira	38
III.2. Description des ruchers.....	39
III.2.1. Rucher 1	39
III.2.2. Rucher 2.....	39
III.2.3. Rucher 3.....	40
III.3. Facteurs écologiques.....	40
III.3.1. Facteurs biotiques	41
III.3.2. Facteurs abiotiques	41
III.4. Caractéristiques climatiques de la région de Tizi-Ouzou	41
III.4.1. Température.....	42
III.4.2. Pluviométrie.....	43
III.4.3. Humidité	43

Sommaire

III.4.4. Vent	44
III.5. Caractéristiques climatiques de la région de Bouira.....	44
III.5.1. Température.....	44
III.5.2. Précipitation.....	45
III.5.3. Synthèse climatique.....	45
III.6. Matériel et méthodes	48
III.6.1. Matériel.....	48
III .6.1.1. Matériel utilisé sur le terrain	48
III.6.1.2. Matériel utilisé au laboratoire	48
III.6.2. Méthodes	49
III.6.2.1. Echantillonnage et méthodes d'étude	49
III.6.3. Exploitation des résultats.....	50
III.6.3.1. Qualité de l'échantillonnage.....	50
III.6.3.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques	50
IV. Résultats.....	53
IV.1. Résultats de l'inventaire global des arthropodes.....	53
IV.2. Importance des espèces capturées manuellement dans les trois ruchers d'étude.....	54
IV.3. Importance des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers d'étude	55
IV.4. Importance des espèces capturées dans le sol dans les trois ruchers d'étude.....	56
IV.5. Exploitation des résultats concernant les Arthropodes capturés par les deux méthodes d'échantillonnage.....	56
IV.5.1. Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage	57
IV.5.2. Exploitation des résultats des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage par les indices écologiques de composition	59
IV.5.3. Fréquence d'occurrence appliquée aux espèces récoltées	74
a. Fréquence d'occurrence (%) du sol de l'ITMAS.....	77
b.Fréquence d'occurrence (%) du sol d'Iboudraren	78
c.Fréquence d'occurrence (%) du sol de Takerboust	79
IV.6. Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure.....	81
IV.6.1. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Boukhalfa.....	81

Sommaire

IV.6.2. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher d'Iboudraren.....	81
IV.6.3. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Takerboust.....	82
IV.6.4. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au sol des ruchers de trois stations.....	83
V. Discussion	84
Conclusion.....	Er
reur ! Signet non défini.	7
Références bibliographiques	
Résumé	

Liste des Figures

Numéro	Titre	page
Figure 01	Répartition originelle du genre <i>Apis</i>	3
Figure 02	La localisation d' <i>Apis mellifera</i> en Algérie	4
Figure 03	Individus de la société d'abeilles domestiques	6
Figure 04	Développement des larves d'ouvrières (A), de faux-bourdons (B) et de reine (C)	8
Figure 05	Éléments d'une ruche à cadres mobiles	9
Figure 06	Ruche Dadant	11
Figure 07	Ruche Langstroth	11
Figure 08	Ruche Voirnot	12
Figure 09	Ruche Warré	12
Figure 10	Ruche Kenyane	13
Figure 11	Ruche Zander	13
Figure 12	Miel	15
Figure 13	Pollen	15
Figure 14	Gelée royale	15
Figure 15	Cire	15
Figure 16	Propolis (Originale, 2021)	15
Figure 17	Venin	15
Figure 18	<i>Nosema ceranae</i> (a) et <i>Nosema apis</i> (b) au microscope optique	20
Figure 19	<i>Acarapis woodi</i> observé sous SEM	21
Figure 20	Symptômes de la loque européenne sur un cadre du couvain	23
Figure 21	La loque américaine	24
Figure 22	<i>Varroa destructor</i>	26
Figure 23	Fausse teigne	30
Figure 24	Pou	30
Figure 25	Frelon	31
Figure 26	Petit coléoptère des ruches <i>Aethina Tumida</i>	32
Figure 27	Guêpe	32
Figure 28	Sphinx tête de mort	33
Figure 29	Pic vert	33
Figure 30	Araignée ennemie de l'abeille	34
Figure 31	Clairon des abeilles	35
Figure 32	Fourmis	35
Figure 33	Musaraigne	36
Figure 34	Présentation des wilayas Tizi-Ouzou et Bouira sur la carte d'Algérie	38
Figure 35	Rucher de la station de Boukhalfa (Originale, 2021)	39
Figure 36	Rucher d'Iboudraren	40
Figure 37	Rucher de Takarboust	40
Figure 38	Variation des températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Tizi-Ouzou (2010-2020) (O.N.M.T.O., 2020)	42
Figure 39	Diagramme ombrothermique de Gaussen de la région de Tizi-Ouzou (2010-2020)	45
Figure 40	Climagramme d'Emberger pour la région de Tizi-Ouzou (2010 à 2020)	46
Figure 41	Le microscope(Originale, 2021)	48
Figure 42	La loupe binoculaire(Originale, 2021)	48
Figure 43	Les appareils de Berlèse(Originale, 2021)	49
Figure 44	Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de l'ITMAS à Boukhalfa	60

Liste des Figures

Figure 45	Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher d'Iboudraren	61
Figure 46	Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de Takerboust	61
Figure 47	Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de l'ITMAS à Boukhalfa	62
Figure 48	Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher d'Iboudraren	63
Figure 49	Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de Takerboust	63
Figure 50	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher de l'ITMAS	64
Figure 51	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher d'Iboudraren	65
Figure 52	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher de Takerboust	65
Figure 53	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés dans les pièges englués dans le rucher de l'ITMAS	66
Figure 54	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher d'Iboudraren	67
Figure 55	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés dans les pièges englués dans le rucher de Takerboust	67
Figure 56	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés du sol de rucher de l'ITMAS	68
Figure 57	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés du sol de rucher d'Iboudraren	69
Figure 58	Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés du sol de rucher de Takerboust	69
Figure 59	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes récoltés du sol dans le rucher de l'ITMAS	70
Figure 60	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes récoltés du sol dans le rucher d'Iboudraren	71
Figure 61	Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes récoltés du sol dans le rucher de Takerboust	72

Liste des Tableaux

Tableau 1: Précipitations moyenne mensuelles (mm) pour la wilaya de Tizi-Ouzou (Période 2010.2020) (O.N.M.T.O., 2020)	43
Tableau 2: Variations mensuelles de l'humidité de l'air de la station de Tizi-Ouzou pendant la période 2010.2020 (O.N.M.T.O., 2020).....	43
Tableau 3: Valeurs de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années 2019 et 2020	44
Tableau 4 : Températures moyennes mensuelles de la région de Bouira (2014.2016) (Station métrologique de Bouira, 2019).....	45
Tableau 5 : Précipitations moyennes mensuelles (mm) de la station météorologique de Bouira (Période : 2014-2016) (Station métrologique de Bouira, 2019).....	45
Tableau 6: Liste globale des différentes espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois ruchers.....	53
Tableau 7: Effectifs des espèces capturées manuellement au niveau des trois ruchers.....	54
Tableau 8: Effectifs des espèces capturées par les pièges englués au niveau des trois ruchers étudiés (Intérieur de la ruche).....	55
Tableau 9: Effectifs des espèces capturées dans le sol dans les trois ruchers d'étude.....	56
Tableau 10: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées à la main dans les trois ruchers étudié.....	57
Tableau 11: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers étudiés.....	58
Tableau 12: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées dans le sol pour les trois ruchers étudiés.	58
Tableau 13: Variation temporelle de la Richesse totale des espèces capturées au niveau des trois stations dans le sol et à l'intérieur des ruches.	59
Tableau 14: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de l'ITMAS.....	75
Tableau 15: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher d'Iboudraren	76
Tableau 16: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher de Takerboust.....	77
Tableau 17: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées au niveau du sol au niveau du rucher de l'ITMAS.....	78
Tableau 18: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées au niveau du sol au niveau du rucher d'Iboudraren.	79

Liste des Tableaux

Tableau 19: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées dans le sol au niveau du rucher de Takerboust.	80
Tableau 20 : Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau de Boukhalfa.	81
Tableau 21: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau d'Iboudraren.....	82
Tableau 22: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage an niveau du rucher de Takerboust.....	82
Tableau 23: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées l'échantillonnage du sol au niveau de trois stations.....	83

Glossaire

Abiotique : Facteurs physico-chimiques d'un écosystème ayant une influence sur une biocénose donnée. C'est l'action du non vivant sur le vivant.

Arthropode : Animal constitué d'une suite d'anneaux durs extérieurement, souplesment articulés entre eux et dont certains portent une paire d'appendices ventro-latéraux (pattes par exemple), eux-mêmes divisés en segments articulés.

Bio indicateur : Organisme végétal ou animal qui fait l'objet de mesure permettant d'indiquer la présence ou les effets des polluants.

Biotique : Facteurs liés à l'activité des êtres vivants et agissant sur la distribution des espèces animales et végétales d'un biotope donné.

Hygiène : Ensemble de mesures destinées à prévenir les infections et l'apparition de maladies infectieuses.

Invertébré : Un invertébré est un animal dépourvu de colonne vertébrale et d'os en général.

Pathologie : Étude des maladies, de leurs causes et de leurs symptômes.

Pillage : Définit le comportement agité et anormal des abeilles opportunistes qui pillent le miel des autres ruches, le nourrissent ou les cadres oubliés. Très fréquent en période de disette, le pillage est bien souvent déclenché suite à de mauvaises pratiques apicoles et des négligences.

Pluviométrie : La pluviométrie est l'évaluation quantitative des précipitations, de leur nature et distribution.

Pratiques apicoles : Les techniques d'élevage spécifiques aux abeilles.

Prophylaxie : Processus actif ou passif ayant pour but de prévenir l'apparition, la propagation ou l'aggravation d'une maladie, par opposition à la thérapie curative, qui vise à la guérir.

Introduction

Les abeilles domestiques et sauvages tiennent un rôle clef dans les écosystèmes terrestres. En effet, la majorité des phanérogames ne pourrait accomplir leur cycle de développement sans l'intervention de pollinisateurs, qui participent de manière prépondérante à la reproduction de nombreux végétaux ainsi que le maintien de la diversité génétique (Allen-Wardell *et al.*, 1998 ; Michener, 2000).

La domestication de l'abeille a permis l'apparition de l'activité apicole ou l'apiculture depuis la plus haute antiquité. Encore largement répandue dans le monde, cette activité est très importante dans le domaine agricole, en particulier dans celui de la pollinisation croisée de nombreuses plantes cultivées (Badren, 2016).

Toutefois, ces dernières années, le cheptel apicole est confronté à un affaiblissement général des colonies conduisant à une forte augmentation des taux de mortalité d'abeilles à l'échelle mondiale. Les causes de ce déclin sont variables et ds fois même inexplicables, il s'agit de réchauffement climatique, la perte d'habitat (Le Conte et Navajas, 2008), les pesticides (Bogdanov, 2006 ; Bhauzat *et al.*, 2009) ainsi que les agents pathogènes (Imdorf *et al.*, 2003 ; Neumann et Carreck, 2010, Maggi *et al.*, 2016). Selon Mackowiak (2009), une seule certitude émerge désormais : c'est une combinaison de ces facteurs qui affaiblit et cause la mort de nos abeilles. La problématique actuelle consiste, alors, en la définition de véritables causes.

En Algérie, peu de travaux se sont intéressés au phénomène d'effondrement des colonies d'abeilles domestiques *Apis mellifera intremissa*. De ce fait, nous avons jugé utile de contribuer à l'étude de l'une des causes probables de ce phénomène en réalisant un inventaire des arthropodes présents dans les colonies d'abeilles au niveau de la région de Tizi.Ouzou et de Bouira. Nous avons également complété cette étude par la réalisation pour la première fois au niveau de ces deux régions (et probablement à l'échelle national) par un inventaire au niveau du sol à proximité des ruches.

Le but de notre étude est donc d'identifier et de comparer les différents arthropodes vivants à l'intérieur de la ruche d'abeilles ainsi que dans le sol environnant cette ruche et cela dans deux ruchers qui se trouvent dans la région de Tizi.Ouzou (Boukhalfa et Iboudraren) et un rucher dans la région de Bouira (Takerboust).

Le manuscrit est structuré en deux parties :

- **Partie bibliographique scindée en deux chapitres** ; le premier comporte des généralités sur l'abeille domestique, le second traite les maladies et les ennemis des abeilles.
- **Partie expérimentale dans laquelle nous rapportons le troisième et le quatrième chapitres** qui comportent respectivement : matériel et méthodes d'étude, les résultats de l'inventaire des arthropodes qui attaquent les colonies d'abeille *Apis mellifera*.

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

Chapitre I

Généralités sur l'abeille domestique

L'abeille domestique *Apis mellifera* est une espèce dite Eusociale, le nom de genre *Apis* est le terme latin signifiant « abeille », et *mellifera* signifie « qui donne du miel », elle vit uniquement en colonie. C'est l'une des abeilles élevées à grande échelle en apiculture pour produire du miel ainsi que pour la pollinisation (Wikipédia).

I.1. Répartition géographique de l'abeille *Apis mellifera*

I.1.1. Dans le monde

Du fait de sa grande capacité d'adaptation à différents climats et flores, *Apis 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 (Fig.01). 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 (Meixner et *al.*, 2011). *Apis mellifera*, est l'abeille de l'Occident. Son déploiement initial s'est étendu de la pointe Sud de l'Afrique jusqu'au Nord à proximité du cercle polaire arctique. Vers l'Est, elle s'est étendue jusqu'à l'ouest de l'Iran au Sud et jusqu'à l'est des monts Oural, au Nord (Røy, 1996).



Figure 1: Répartition originelle du genre *Apis* (Guerriat, 2017).

I.1.2. En Algérie

L'élevage des abeilles en Algérie est répandu dans l'ensemble des zones agro écologiques et s'insère harmonieusement dans les systèmes de production arboricoles des zones de montagnes, des oasis et des plaines. Par ailleurs, le cheptel apicole algérien est constitué de deux races (Fig.02) :

I.1.2.1. *Apis mellifera intermissa*, dite « Abeille tellienne » ou « abeille noire du tell » dont l'aire de distribution se confond avec l'atlas tellien, l'abeille tellienne est la race dominante en Algérie ou elle se présente sous la forme de plusieurs variétés adaptées aux divers biotopes (Buttel-Reepen, 1906).

I.1.2.2. *Apis mellifica sahariensis*, encore appelée « abeille saharienne » implantée au sud-ouest de l'Algérie « Béchar, Ain safra » de couleur jaune d'or, productive, prolifique, résistante aux maladies et aux prédateurs mais néanmoins fort agressive présentant une propension à l'essaimage (Buttel-Reepen, 1906).

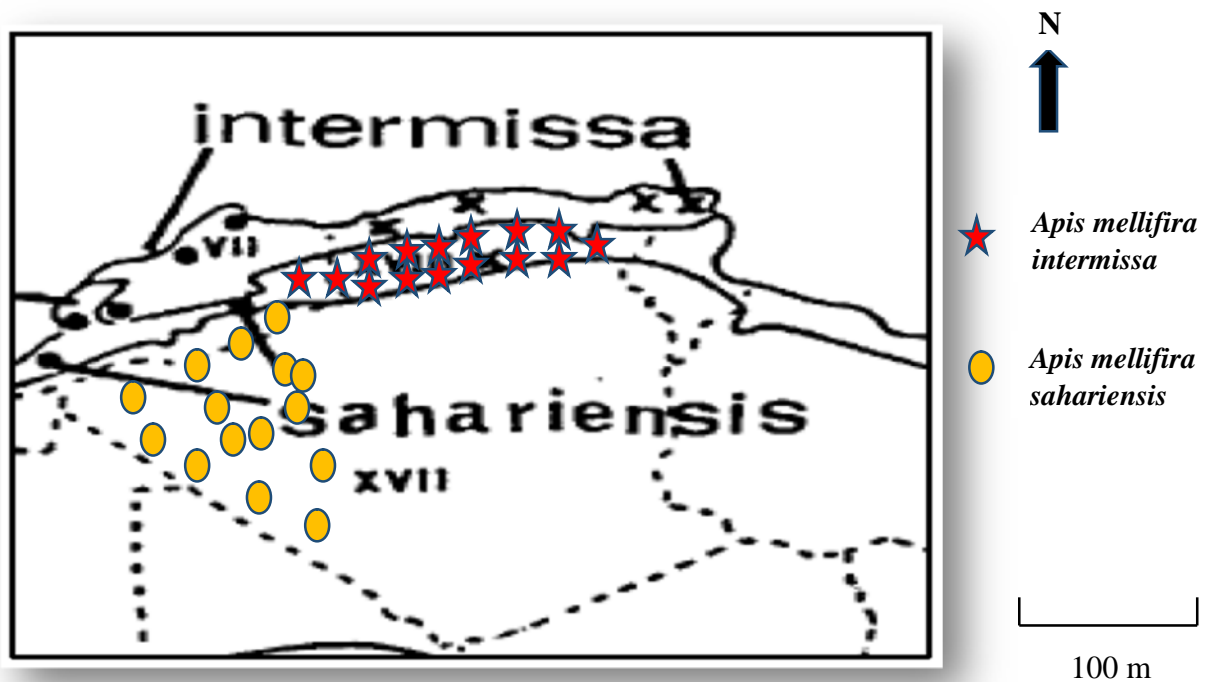


Figure 2: Localisation d'*Apis mellifera* en Algérie (Lobreau-Callen et Damblon., 1994).

I.2. Systématique (classification) de l'abeille

Les abeilles sont des arthropodes mandibulés de la classe des Insectes. Elles font partie de l'ordre des Hyménoptères (du grec hymen : membrane, et pteron : aile) du sous-ordre des Apocrites, de l'infra-ordre des Aculéates (porte-aiguillon), et de la super-famille des

Apoïdes (Apoidea) qui regroupe près de 20 000 espèces (Le Conte, 2002). D'après Prost et Le Conte (2005), *Apis* est un genre qui regroupe neuf espèces d'insectes sociaux de la famille des Apidae. Ces espèces sont principalement exploitées pour l'apiculture et produisent du miel en quantité notable. Selon Buttell Reepen (1906) et Marchenay et Laurence (2007), l'abeille domestique appartient à la classification suivante :

Embranchement : Arthropodes

Sous embranchement : Mandibulates

Classe : Insectes

Sous classe : Ptérygotes

Ordre : Hyménoptères

Sous-ordre : Apocrites

Section : aculéates (Neopteres)

Famille : Apidés

Genre : *Apis*

Espèce : *Apis mellifera*

Sous-espèce : *Apis mellifera intermissa*

I.3. Biologie de l'abeille

I.3.1. La structure d'une colonie d'abeilles

Les colonies d'abeilles vivent en sociétés très denses où chaque individu est fortement intégré sur le plan comportemental et dépendant pour sa survie, et sa reproduction. Ces sociétés ont souvent été désignées par le terme de super-organisme par analogie avec les organismes supérieurs, complexes et multicellulaires (Moritz et *al.*, 1997).

Comme toutes sociétés d'insectes, celle des abeilles domestiques repose sur un système de communication complexe entre les différents membres. Les abeilles émettent des messages sonores, tactiles, visuels (pour certaines races d'abeilles) et chimiques pour communiquer entre elles. La découverte par Butler (1960) et Pain (1961) de la phéromone royale a renforcé l'idée selon laquelle la communication chimique entre les différents membres de la colonie d'abeilles est la plus importante parmi les autres modes de communication.

I.3.2. Les castes d'abeille

Les abeilles renferment une seule reine, des milliers d'ouvrières et une centaine de faux bourdons (Fig.03).

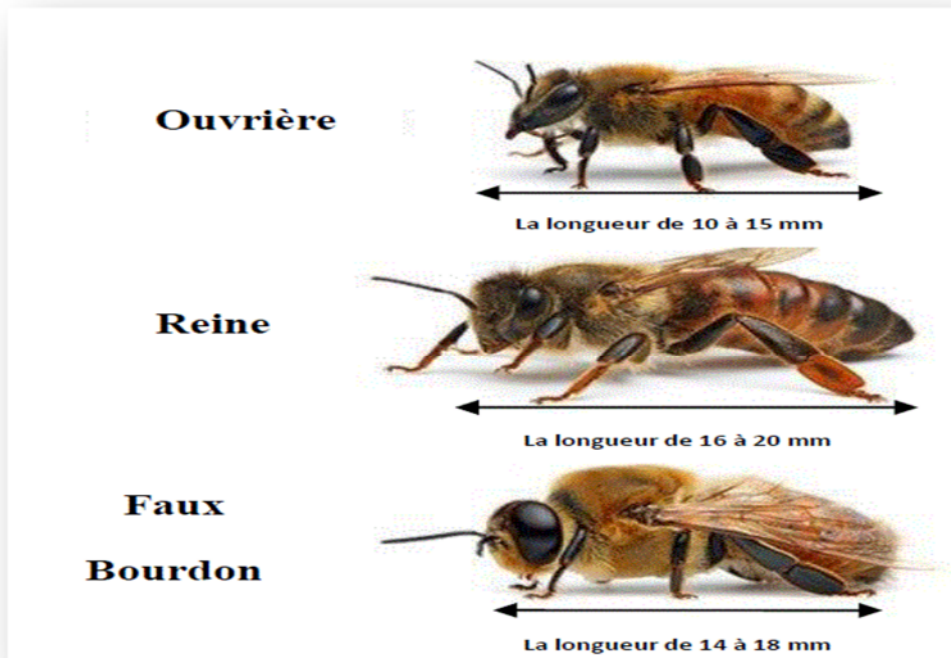


Figure 3: Individus de la société d'abeilles domestiques (Salame, 2017).

I.3.2.1. La reine

La reine est la mère de la colonie et l'unique femelle fertile. Elle s'accouple à l'extérieur de la ruche, avec 6 à 30 mâles successivement (Oldroyd et Crozier, 1996). Le sperme est stocké dans une poche appelée spermathèque pour qu'il soit utilisé durant toute la vie de la reine. Celle-ci peut pondre jusqu'à 2000 œufs par jour, pendant une vie de 3 à 5 ans. Un mécanisme musculaire permet à la reine de choisir de pondre des œufs non fécondés haploïdes ($n = 16$), qui se développeront en individus mâles (parthénogenèse arrhénotoque) ou des œufs fécondés diploïdes ($2n = 32$) qui se développeront en individus femelles (reines ou ouvrières). La reine a, outre son rôle de reproduction, un rôle de cohésion dans la colonie d'abeilles par la sécrétion de phéromones (Vandame, 1996).

I.3.2.2. Les ouvrières

Les ouvrières constituent la caste la plus nombreuse au sein de la population d'abeilles. Elles sont des femelles stériles, dont le fonctionnement ovarien est bloqué par les

phéromones produites par la reine. Certaines de ces ouvrières peuvent cependant pondre, mais uniquement en absence de la reine (colonie orpheline). Dans ce cas précis, la descendance engendrée sera exclusivement mâle stériles.

Les ouvrières assurent différents travaux au sein de la ruche. Dès la naissance, les jeunes abeilles effectuent le travail de nettoyage des alvéoles et la ventilation de la ruche. Du 3^{ème} au 10^{ème} jour suivant leur émergence, les ouvrières deviennent nourrices et alimentent les larves. Après le 10^{ème} jour, elles réalisent le stockage des provisions, et alors que les glandes cirières entrent en activité, elles construisent de nouveaux rayons et operculées le couvain. Du 18^{ème} au 21^{ème} jour, les ouvrières assurent la défense de la colonie. À partir du 20^{ème} jour, elles sortent de la ruche pour butiner (Paul, 2012).

I.3.2.3. Les mâles (ou faux bourdons)

Les mâles sont élevés par les ouvrières au printemps, tolérés pendant l'été, chassés ou massacrés à l'automne. Ainsi, leur population varie de 0 à 6000 au sein de la colonie selon la période de l'année. Ils meurent généralement pendant ou peu après l'accouplement unique lorsqu'il se produit (Baer, 2005).

Dans le cas contraire, leur espérance de vie dépasserait rarement les 60 jours (Page et Peng, 2001). Les faux bourdons ont principalement une fonction de reproduction, Ils peuvent également participer à la ventilation de la ruche en cas de forte chaleur (Vandame, 1996).

I.3.3. Le cycle de vie d'abeille

Le premier stade de développement de l'abeille domestique *A. mellifera* débute avec la ponte d'un œuf fécondé par une reine (Fig.04).

L'œuf est facile à reconnaître du fait de sa couleur blanche et sa forme longiligne et incurvée. Il est déposé verticalement dans l'alvéole, au cours des 3 jours suivant la ponte, il s'incline peu à peu au fond, dissout sa membrane et se transforme en larve. . Après cinq jours, la larve prend du poids et s'enroule autour d'elle pour entamer le stade nymphal dont la durée diffère d'une caste à un autre.

La durée de ce développement est différente chez l'ouvrière, la reine et le faux bourdon. Il faut à l'ouvrière 21 jours pour arriver au stade adulte. La reine n'a besoin que de 16 jours ; le faux bourdon, par contre, de 24 jours. Ces durées sont calculées pour une température ambiante à l'intérieur de la ruche avoisinant 30 à 35 °C ; si cette température est inférieure, les temps nécessaires à cette transformation peuvent être supérieurs. L'adulte qui s'est formé à l'intérieur de la cellule fait sauter l'opercule (Biri, 2011).

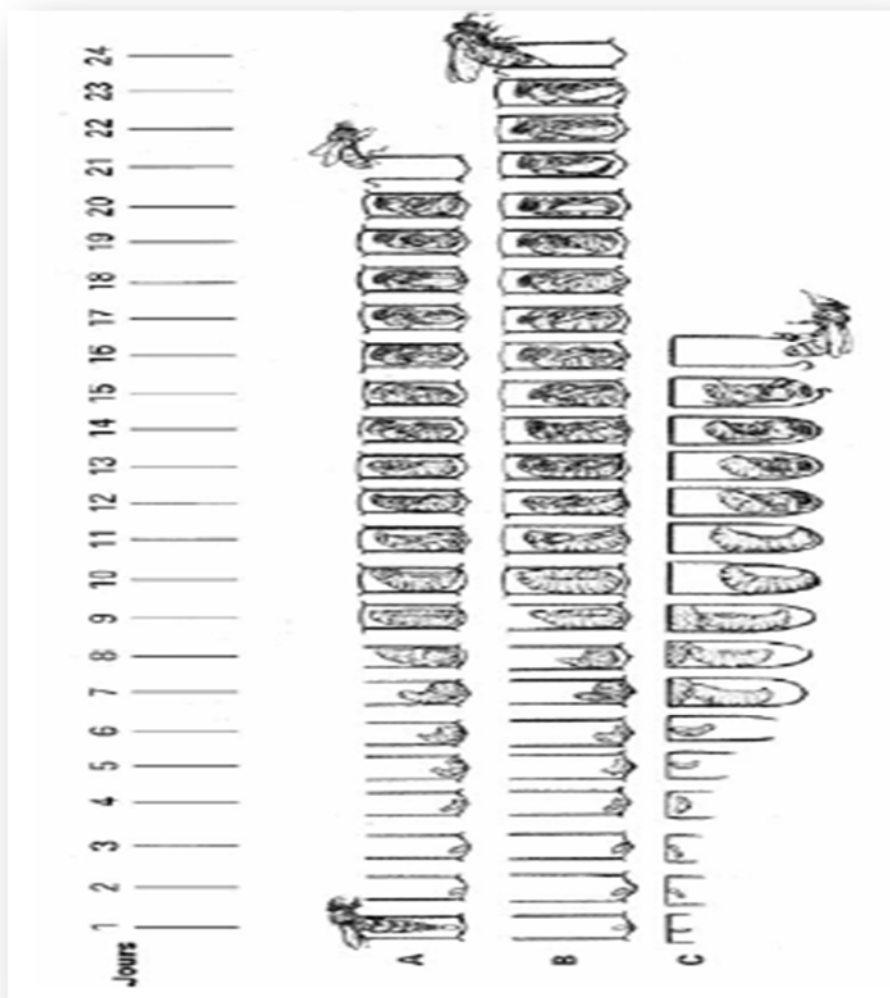


Figure 4: Développement des larves d'ouvrières (A), de faux-bourçons (B) et de reine (C) (WINSTON, 1993).

I.4. Habitat de l'abeille domestique

Dans la nature, *Apis mellifera* nidifie à l'intérieur des cavités creuses des arbres et dans les anfractuosités de parois rocheuses (Zahradnick, 1991). Par contre, pour un élevage intensif et plus maîtrisé, l'homme a inventé différents types d'habitat pour l'abeille qu'il appela « ruche ».

Une seule ruche peut abriter jusqu'à cinquante mille abeilles. Parmi ces dernières, les abeilles cirières secrètent de la cire et bâtissent des rayons qui serviront à loger les œufs et à emmagasiner le miel et le pollen. Les rayons sont composés de nombreuses petites logettes appelées aussi alvéoles. Certaines sont ouvertes renfermant soit les œufs et les jeunes larves des abeilles ou bien le pollen entassé pour provision. D'autres sont fermées (operculées) avec un peu de cire soit, elles logent les nymphes d'abeilles soit le miel mûre (Dodelin, 2009).

I.4.1. La structure de la ruche

Une ruche se compose d'une planche d'envol (fond), d'un corps, des cadres, de hausse, couvre cadres et d'un toit (Fig.05).

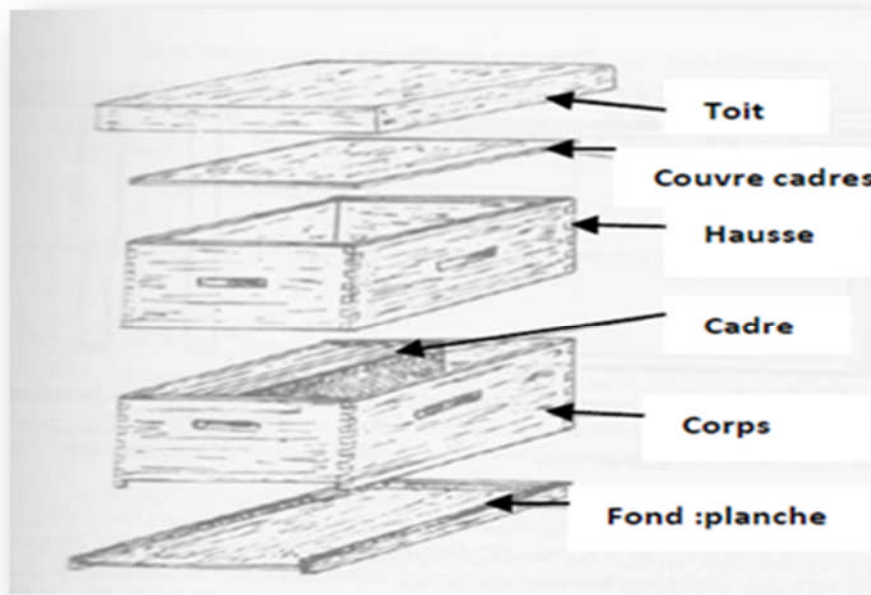


Figure 5 : Éléments d'une ruche à cadres mobiles (Prost et le Conte, 2005)

I.4.1.1. Le corps de la ruche

Un corps de ruche classique est une caisse généralement en bois de 430 x 500 x 310 mm. Ce corps constitue la base de la ruche correspond au centre de vie de la colonie où la reine y pond ses œufs et les abeilles y stockent leurs réserves de miel. Ce corps comporte généralement une dizaine de cadres (Paul, 2021).

I.4.1.2. Le plancher

Le plancher est souvent muni de fines grilles ou de tubes d'aération, il est possible de fixer des planchers spéciaux (anti varroa, anti frelons asiatiques, avec trappe à pollen...) L'entrée de la ruche est généralement protégée par une grille pour éviter que d'autres animaux n'entrent (Paul, 2021).

I.4.1.3. Les cadres

Les cadres sont installés côte à côte à la verticale dans le corps. C'est sur ces cadres que les abeilles forment leurs alvéoles. Il suffira de les ôter lors de la récolte pour extraire le miel qu'ils contiennent.

I.4.1.4. La hausse

La hausse est utilisée au printemps lorsque la nourriture est présente en abondance et que les températures clémentes rendent l'activité de la ruche très intense. Les abeilles font alors des réserves de miel dans cette partie rehaussée de la ruche. La hausse est retirée après la récolte (Paul, 2021).

I.4.1.5. Le couvre-cadre

Posée sur le corps ou la hausse, cette plaque isolante a pour fonction de protéger la colonie des fortes variations climatiques et de permettre une meilleure régulation de la température dans la ruche. Certains couvre-cadres sont équipés d'une trappe qui facilite le nourrissage (Paul, 2021).

I.4.1.6. Le toit

Il peut être parfaitement horizontal ou en pente, il est nommé alors 'toit chalet'. En acier galvanisé ou en bois couvert d'une plaque d'acier galvanisé, il est étanche et protège la ruche des intempéries (Paul, 2021).

I.4.2. Les différents types de ruches

Différents types de ruches sont utilisées en apiculture :

I.4.2.1. La ruche Dadant

La partie inférieure (corps) est posée sur un plancher qui est la plupart du temps pourvu de grillage qui permet de lutter contre les varroas. La ruche Dadant c'est le type de ruche le plus utilisé en Europe (Fig.06), la plus courante contient 10 cadres. La hausse par contre ne contient que 9 cadres avec un espace inter-cadre plus grand, ce qui permet aux abeilles un travail plus aisé donc des alvéoles plus régulières et légèrement plus profondes. Chaque élément de la ruche se superpose et peut se séparer facilement. Une ruche Dadant produit jusqu'à 20 kg de miel par hausse et peut contenir plus de 60.000 abeilles ouvrières (Fert, 2014).

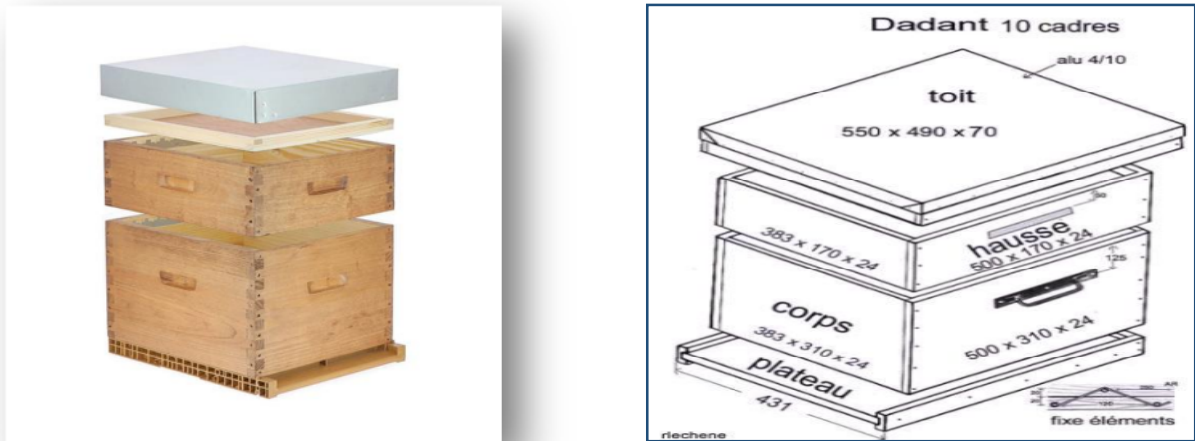


Figure 6: Ruche Dadant (Porthault, 2020).

I.4.2.2. La ruche Langstroth

Le révérend Lorenzo Langstroth (1810.1895) est considéré l'inventeur du principe du «bee space », il est surnommé d'ailleurs le père de l'apiculture américaine moderne. La Langstroth, appelée aussi « standard » est la ruche la plus répandue aux Etats-Unis et le second modèle de ruche utilisé en Europe. La ruche Langstroth se conduit en ruche divisible verticale, c'est-à-dire que le corps et les hausses, sont de même taille et les cadres perpendiculaires au trou de vol sont de même format (Fig.7). Comme la Dadant c'est une grande ruche qui est utilisée quand les miellées sont abondantes (Fert, 2014).



Figure 7: Ruche Langstroth (Porthault, 2020).

I.4.2.3. La ruche Voirnot

L'abbé Jean-Baptiste Voirnot (1844-1900) a mis au point une ruche cubique, elle est entre la Langstroth et la Dadant. Elle respecte bien la forme de la grappe d'abeilles (Fig.8). Elle est très utilisée dans les régions aux hivers longs et rigoureux. C'est une ruche verticale

qui offre un espace de stockage suffisant de provisions (miel et pollen) lors de l'hivernage corps (Fert, 2014).



Figure 8:Ruche Voirnot (Porthault, 2020)

I.4.2.4. La ruche Warré

La ruche Warré a été développée au XX^{ème} siècle par l'Abbé Eloi François Émile Warré (1867.1951), religieux et apiculteur français. La ruche Warré est composée de corps légèrement plus petits que les Voirnot. Cette ruche apporte de nombreux avantages lors des manipulations par sa légèreté et ses petites dimensions. Les abeilles durant les froids intenses peuvent rapidement se déplacer d'un cadre à l'autre (Fig.9). Les abeilles ont donc toujours du miel à proximité en cas de refroidissement dans la saison (Fert, 2014).



Figure 9: Ruche Warré (Porthault, 2020).

I.4.2.5. La ruche Kenyane

La ruche Kenyane, que l'on trouve aussi sous l'appellation ruche horizontale ou ruche KTBH ("Kenyan Top Bar Hive" en anglais), a été développée par le Dr Maurice V. Smith et le Dr Gordon Townsend de l'Université de Guelph au Canada. Elle est inspirée des ruches traditionnelles, creusées dans un tronc d'arbre et posées horizontalement sur des tréteaux

(Fig.10). La ruche kenyane a été conçue pour être accrochée à des arbres ou des poteaux pour protéger des animaux sauvages et domestiques, ainsi que des fourmis et des scarabées. C'est une ruche sans cadre et à un seul niveau, dans laquelle les rayons de cire sont suspendus à des barres amovibles. De forme rectangulaire, elle est deux fois plus longue que la ruche à cadres à plusieurs étages. Plus le climat est chaud et moins haute sera la ruche, pour éviter que les cadres ne s'effondrent. Les trous d'entrée de 8 mm sont placés au bout de la ruche, ce qui permet d'avoir le couvain au début et les réserves de miel vers le fond de la ruche. La forme en V de cette ruche respecte la forme de la grappe d'abeille (Fert, 2014).



Figure 10: Ruche Kenyane (Porthault, 2020).

I.4.2.6. La ruche Zander

C'est une ruche née il y a que quelques dizaines d'années en Allemagne. C'est une ruche divisible verticale, c'est-à-dire que le corps et les hausses, sont de même taille. La ruche Zander existe en différents modèles (ruchette, classic, Liebig, Profi...) avec un nombre différent de cadres (6, 9, 10, 11 et 12 cadres). Ils ont tous des profondeurs et une hauteur identiques et permettent donc l'utilisation des mêmes cadres. Seule la largeur de la ruche change pour chaque modèle (Fig.11) (Fert, 2014).



Figure 11:Ruche Zander (Porthault, 2020).

I.5. Intérêt économique et écologique de l'abeille domestique

En plus des produits de la ruche, les abeilles contribuent à plus de 80% des services de pollinisation de l'agriculture mondiale qui ont été estimés à 153 milliards d'euros par an (Winston 1987, Carreck et Williams, 1998 ; Klein et *al.* 2007 ; Gallai et *al.*, 2009 ; Breeze et *al.*, 2011), Ainsi, les agriculteurs louent et installent des ruches dans leurs champs pour augmenter leur récolte (Klein et *al.*, 2007).

Les abeilles constituent, ainsi, un maillon essentiel de la chaîne qui contribue à maintenir l'équilibre des écosystèmes. Elles jouent un rôle primordial dans les diverses phases de la vie de nombreuses espèces végétales et animales. Si les abeilles disparaissaient, des multitudes de plantes ne pourraient plus se reproduire et s'éteindraient. Leur absence engendrerait la perte de nombreuses espèces animales dont l'Homme se nourrit (Sabastraub, 2018).

I.5.1. Les produits apicoles

Tous les produits fabriqués par l'abeille sont valorisés et utilisés par l'homme pour sa consommation, son bien-être et sa santé. Par exemple, la gelée royale est utilisée dans des crèmes de haute qualité pour diminuer les rides. Le venin d'abeille calme la douleur de certaines maladies. La propolis mélangée à l'alcool est utilisée comme solution désinfectante et le pollen comme complément alimentaire (Sabatier, 2013).



Figure 12: Le miel (Michael, 2016).



Figure 13: Alvéoles remplies de Pollen (Dumas, 2017).

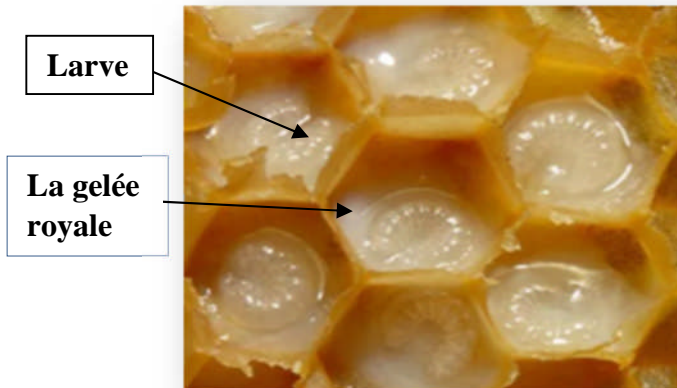


Figure 14: La gelée royale (Waugenberg, 2007).

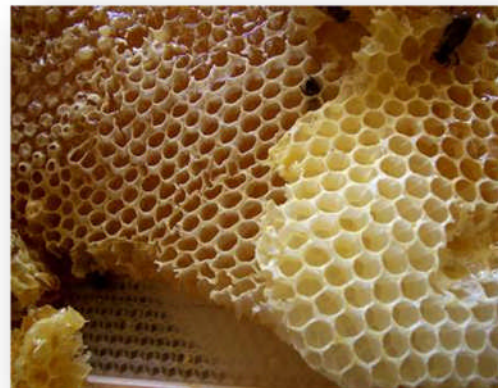


Figure 15: La cire (Merdal, 2015).



Figure 16: La propolis (photo originale).

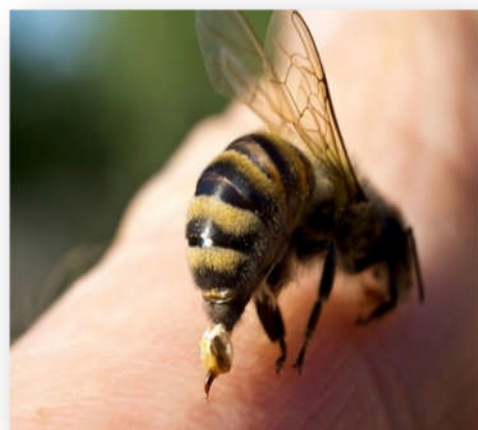


Figure 17 : Le venin (Comby, 2019).

I.5.1.1. Miel

La butineuse transforme le nectar récolté sur des plantes ou le miellat des insectes sous l'action de ferments et d'enzymes présents dans le tube digestif. L'operculation de l'alvéole remplie de miel permet le stockage des réserves de nourriture hivernale pour la colonie, le surplus de miel étant placé dans les hausses et récolté par l'apiculteur (Fig.12). Le miel est très utilisé en agroalimentaire, pour son pouvoir édulcorant ; il peut se conserver longtemps grâce à sa faible teneur en eau et sa forte pression osmotique (Sabatier, 2013).

I.5.1.2. Le Pollen

Le pollen est la semence mâle produite par les étamines des fleurs. Les abeilles ont recours au pollen comme source de protéines (Fig.13). Elles le récoltent sur leurs pattes postérieures en butinant les fleurs. Il est constitué principalement de 20% de protéines, de 35% de glucides et de 5% de lipides, ainsi que de minéraux et de vitamines (Sabatier, 2013).

Le pollen est également récolté par les apiculteurs à l'aide de trappes à pollen déposées à l'entrée de la ruche. En effet, Il est ainsi utilisé en agroalimentaire comme complément alimentaire (Thibault, 2017).

I.5.1.3. La gelée royale

La gelée royale est une substance blanchâtre produite par des ouvrières âgées de 5 à 14 jours. Elle se présente sous forme d'une matière visqueuse, d'une odeur phénolique et acide. Elle constitue la nourriture de toutes les larves jusqu'au 3^{ème} jour et de la reine durant toute sa vie (Fig.14). La gelée royale se compose de 12% de protides, 12% de glucides, 5% de lipides, une variété de vitamines (B3, B5, B6, ...) et 65% d'eau, elle apporte 140 calories aux 100g (Jansegers, 2007).

I.5.1.4. La cire

La cire sert à bâtir les alvéoles qui constituent le support du couvain et de tous les produits de la ruche tels que le miel et le pollen (Fig.15). La cire est sécrétée par les ouvrières à partir des glandes cirières qui se trouvent sous leur abdomen. Elle est composée principalement de différentes molécules lipophiles (des esters 68%, des alcanes 14% et des acides gras libres 12%). La cire est vendue par les apiculteurs pour produire des bougies et des cires à meuble (Sabatier, 2013).

I.5.1.5. La propolis

La propolis est une substance collante aussi appelée « colle d'abeille » (Fig.16). Elle est récoltée par les abeilles sur les plantes qui protègent leurs bourgeons par une fine pellicule résineuse tel que le peuplier, le prunier et le bouleau (Crane, 1990). Les abeilles l'utilisent

pour colmater les fissures et assainir la ruche. La propolis possède des propriétés antimicrobiennes, antivirales et antifongiques. Elle est utilisée également pour fabriquer des vernis pour le bois, des pommades et autres produits de santé (Sabatier, 2013).

I.5.1.6. Le venin

Le venin ou apitoxine est utilisé par les abeilles pour se défendre contre les prédateurs de la ruche (Fig.17). La piqûre d'abeille est douloureuse et peut provoquer des réactions toxiques voir des chocs anaphylactiques résultant d'une réaction allergique. Le venin est connu pour avoir ses propriétés antalgiques. Il présente notamment un intérêt thérapeutique dans le traitement des douleurs causées par l'arthrite et l'athérosclérose (Lee *et al.*, 2008). Les apiculteurs peuvent recueillir le venin en stimulant les ouvrières avec un faible courant électrique produisant la sortie du venin sans les tuer (Sabatier, 2013).

I.5.2. Rôle écologique

Les abeilles sont des insectes pollinisateurs qui constituent un élément clef de l'écosystème puisque la majorité de plantes à fleurs sont partiellement ou totalement polonisées par elles (Celli *et al.*, 2003).

En butinant à la recherche de nectar et de pollen, l'abeille participe activement à la pollinisation de flore sauvage telle que l'aubépine (*Crataegus oxyacantha*), églantier (*Rosa canina*), sorbier (*Sorbus domestica*) mais également des plantes cultivées. Ainsi, elles favorisent la reproduction et améliorent le rendement qualitatif et quantitatif des récoltes (Toullec, 2008).

I.5.3. Rôle de bio indicateur

Les abeilles sont d'excellents indicateurs biologiques du fait qu'elles soient quotidiennement en contact avec plusieurs éléments abiotiques des écosystèmes, tel que l'eau, l'air et les végétaux. Elles signalent la dégradation chimique de l'environnement dans lequel elles vivent (Sabatini, 2005) et permet notamment de mesurer certains polluants atmosphériques (métaux lourds, HAP, etc.), radioactifs et phytosanitaires (Laramée, 2006). L'abeille peut également être utilisée comme bio indicateur de la santé de l'écosystème dans lequel elle évolue (Toullec, 2008).

En se penchant sur la morphologie des ouvrières, il est aussi possible de comprendre pourquoi elles peuvent capter efficacement les contaminants atmosphériques avec lesquels elles entrent en contact (Gómez-Ramos *et al.*, 2016). En effet, les poils recouvrant tout leur

corps, créent autour d'elles un champ électrostatique permettant d'attirer les particules en suspension dans l'air (Free, 1993 ; Apilab, 2018).

Chapitre II

Maladies et ennemis de
l'abeille

Les ruches d'abeilles peuvent être attaquées à tout moment par des espèces qui peuvent être nuisibles ou néfastes pour les ruches ainsi que pour les abeilles telles que quelques arthropodes. Les abeilles peuvent être aussi victimes de maladies plus ou moins graves, comme les loques, qui s'attaquent au couvain. Depuis trente ans, les apiculteurs constatent une recrudescence de ces maladies qu'ils ont de plus en plus de mal à soigner, même lorsqu'il existe des traitements adaptés (Lanio, 2015).

II.1. Maladies de l'abeille

Diverses maladies peuvent être à l'origine de la destruction des colonies d'abeilles en visant soit les adultes soit le couvain soit les deux à la fois.

II.1.1. Nosérose

Le terme de « nosérose » est apparu en 1914 et provient de la traduction du terme allemand « nosema-seuche » imaginé à l'époque par Enoch Zander. Selon Delbace (2009), la nosérose des abeilles est une maladie provoquée par une microsporidie (eucaryotes unicellulaire apparent aux champignons) du genre *Nosema* qui touche le système digestif de l'abeille adulte. C'est une des premières maladies des abeilles décrite, son agent étiologique *Nosema apis* a été identifié en 1909 sur l'abeille *Apis mellifera* (Higes et al., 2010, Christophe et Hostis, 2017). *Nosema apis* se présente sous deux formes :

- **Une forme de résistance « la spore »** : qui assure au parasite le passage d'un hôte à l'autre. Il est de forme ovoïde et réfringente et entouré d'une enveloppe comprenant trois couche destinées à la protection des atteintes du milieu extérieur.
- **Une forme végétative** : durant laquelle le parasite se reproduit dans l'organisme de l'abeille.

Selon Higes et al. (2010), l'abeille asiatique *Apis cerana* est également infectée par la nosérose mais l'agent causal est *Nosema ceranae* (Fig.18).

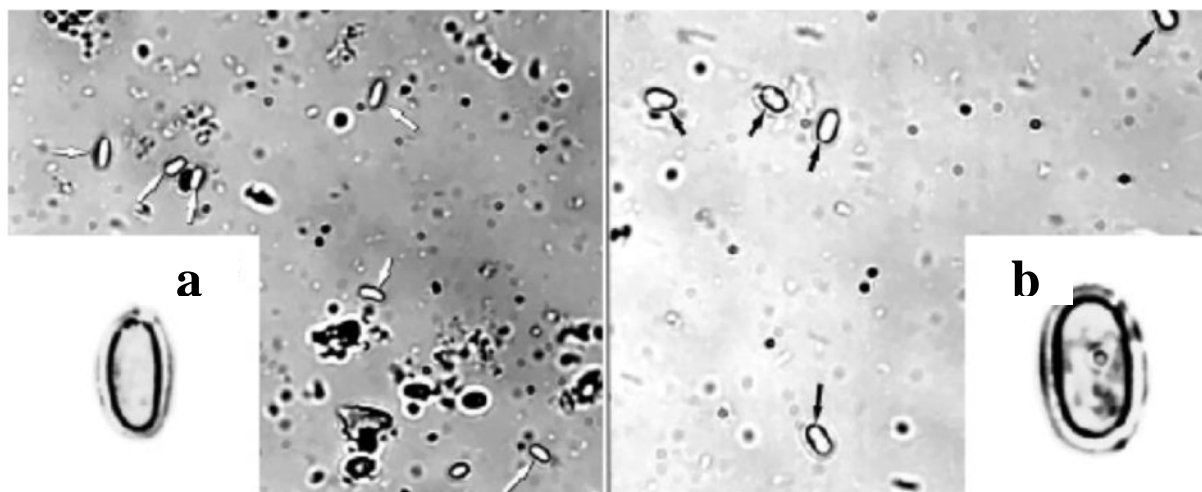


Figure 18: *Nosema ceranae* (a) et *Nosema apis* (b) au microscope optique ($\times 400$ et $\times 1000$) (Giles, 2008).

Parmi les facteurs qui favorisent le développement de cette pathologie : les hivers longs au confinement prolongé de l'abeille à l'intérieur de la ruche (Bailey, 1981), ainsi que l'installation inadéquate de colonies dans des zones humides déposées directement sur le sol (Swart, 2003).

Selon Bacher et Merle (2015), le miel présent dans les cadres en trop grande quantité provoque à l'abeille des problèmes digestifs en particulier la nosérose. Par contre une réserve trop faible de miel entraîne la disette et la perte de colonie.

- **Symptômes**

Les symptômes de la nosérose se manifestent relativement tard après l'infestation.

Selon Vaillant (1981) et Adam (2012), ces symptômes sont :

- Des déjections claires à foncées sur la façade de la ruche ;
- Des abeilles traînantes et accrochées aux brins d'herbe, et une activité réduite de la colonie ;
- L'intestin de l'abeille saine est normalement foncé, dans le cas de nosérose, il devient très clair ;
- La reine, infestée, cesse de pondre ;
- Des traces de diarrhées sont observées dans la ruche dues à des troubles digestifs inconstants ; souillures (seulement avec *N.apis*), sur le corps de ruche, le toit et la planche d'envol ainsi qu'à l'intérieur sur les cadres et le couvre-cadres avec d'autres agents pathogènes comme le varroa, les virus (BQCV), et l'amibiase (maladie du tube digestif).

- **Traitement**

Le seul traitement vétérinaire homologué contre la nosérose est la Fumagilline-B. Cet antimicrobien aux propriétés antifongiques agit sur les stades en croissance active des microsporidies, et une ordonnance vétérinaire est nécessaire pour s'en procurer et l'utiliser. Il n'a aucun effet sur les spores, mais le seuil économique utilisé pour le traitement chimique est d'un million de spores par abeille. Pour éviter sa dégradation et maximiser son efficacité, la fumagilline ne doit pas être mélangée à du sirop trop chaud ni exposée à la lumière du soleil. Elle est efficace sur les deux espèces de *Nosema* (Higes et *al.*, 2011). La tolérance de résidus dans le miel de cet antibiotique est absente, il est actuellement interdit en Europe (Adjlane et *al.*, 2016).

II.1.2. Acariose

C'est en 1921, en Angleterre, que cette maladie fut identifiée pour la première fois, elle porte aussi le nom de maladie de l'île de Wight. L'acariose est une maladie parasitaire contagieuse de l'appareil respiratoire de l'abeille adulte. Elle est causée par un acarien microscopique *Acarapis woodi* (Fig.19) (Rennie, 1921).

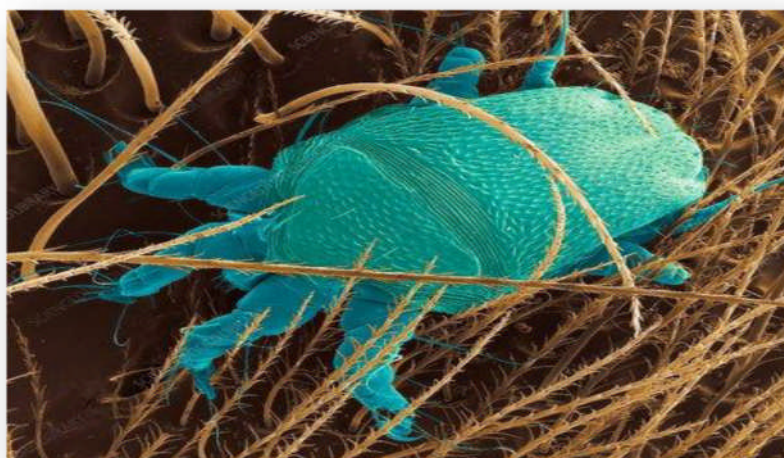


Figure 19: *Acarapis woodi* observé sous SEM ($\times 400$) (Rennie, 1921).

- **Symptômes**

C'est une maladie difficile à diagnostiquer, car elle ne présente pas un symptôme unique et spécifique (Coineau et Fernandez, 2007).

Les abeilles atteintes présentent des ailes écartées en position asymétrique et deviennent rampantes et incapables de voler. De ce fait, les colonies peuvent dépérir au printemps (Charrière et *al.*, 2012).

- **Traitement**

Il n'existe aucun traitement efficace à 100% pour l'acariose. Une fois la maladie présente dans le rucher, l'apiculteur devra vivre avec et contrôler son développement à un niveau qui ne portera pas atteinte à la santé de la colonie. Plusieurs produits permettent de traiter cette infestation parasitaire : le menthol, le thymol, l'acide formique et des produits chimiques comme l'amitraz, le fluméthrine et le fluvalinate (Dawicke et *al.*, 1992).

II.1.3. Maladie noire « Le virus de paralysie chronique »

La maladie noire ou paralysie chronique des abeilles est aussi appelée « mal de mai » ou « Mal des forêts » c'est une maladie infectieuse, contagieuse qui atteint les abeilles adultes et qui touche les trois castes. Elle est due à un virus qui porte le nom **CBPV** (Chronic Bee Paralysis Virus) qui se multiplie dans le tissu nerveux et l'intestin (Hummel et Feltin, 2014).

- **Symptômes**

Les abeilles atteintes tombent à quelques mètres de la ruche, tremblantes et ne peuvent regagner leur colonie : les colonies se vident alors de leurs butineuses. Le remède consiste en la désinfection méthodique du matériel apicole (Binon et Diel, 2006).

II.2. Maladies du Couvain

Selon Bacher et Merle, (2016), les hivers longs et/ou très humides et les périodes de gel à plus de 10°C pendant plus de 10 jours, peuvent entraîner des maladies au couvain au réveil de la colonie et la mort des larves. Parmi ces maladies :

II.2.1. Loque européenne

La loque européenne (European foulbrood) est une maladie infectieuse et contagieuse du couvain d'abeille de moins de cinq jours (Alippi, 1999). L'agent causal principal est une bactérie : *Melissococcus pluton*. D'autres germes se développent secondairement comme *Lactobacillus eurydice*, *Paenibacillus alvei*, *Paenibacillus apiarius* et *Enterococcus faecalis* (Bailey, 1963 ; Bailey et Collins, 1982 ; Alippi, 1991).

Les formes encapsulées de cette bactérie sont ingérées par les jeunes larves avec la nourriture. Elles se développent dans l'intestin moyen sous leur forme végétative et s'y multiplient en masse. Les germes secondaires pénètrent dans la larve et la détruisent. Les larves âgées de plus de 2 jours sont difficilement contaminables et les abeilles adultes sont résistantes (Bailey et Ball, 1991). Cependant, les larves sont moins résistantes lorsque le

nombre de bactéries est très important (Mcklee et *al.* 2004). Elle est cosmopolite et connue aussi sous d'autres appellations, La loque bénigne, le couvain aigre et la loque puante. Cette maladie est favorisée par une carence en protéines (Albisetti et Brizard, 1982).

Une colonie affaiblie par leVarroa ou une autre cause est très sensible également au développement de la pathologie (Delaplane, 1998).

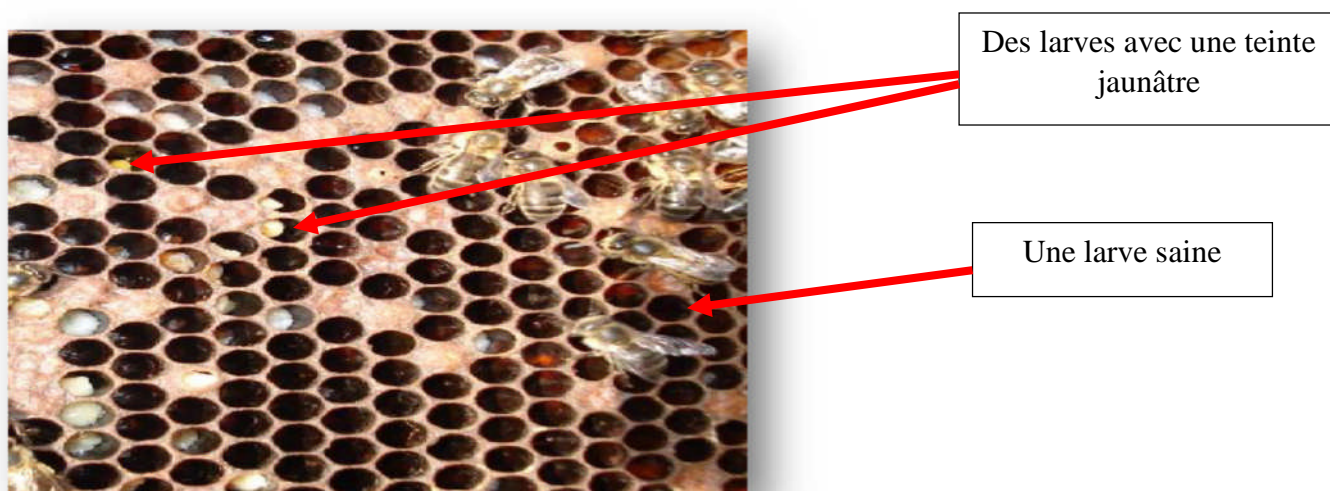


Figure 20: Symptômes de la loque européenne sur un cadre du couvain (Adjlane, 2018).

- **Symptômes**

D'après Charrière et *al.* (2012) les symptômes sont les suivants :

- Colonies faibles ;
- Couvain lacunaire ;
- Les larves deviennent asques et jaunissent ou brunissent ;
- Les larves malades et mortes reposent dans toutes les positions possibles dans les cellules ;
- Odeur souvent acidulée, parfois de matières fécales ;
- Résidus de larves noir brun à noir (écailles) dans la cellule qui se laissent facilement détacher de leur support ;
- Les opercules sont dans ce cas aplaties ou enfoncées, parfois perforées ou enlevées, de couleur foncée et fréquemment humide ;
- Quelques cellules restent operculées, les abeilles n'éclosent pas en particulier au bord de l'aire de couvain.

- **Traitement**

Le traitement consiste en un apport alimentaire important pour bloquer la ponte. Il faut faire en sorte que l'arrêt de ponte soit d'environ 10 jours afin de permettre aux abeilles de pratiquer un nettoyage poussé (Naquet, 2009).

II.2.2. Loque Américaine

La loque américaine (american foulbrood) connue aussi sous le nom de loque maligne, est une épizootie cosmopolite du couvain de l'abeille (Fig.21). Elle est également une maladie infectieuse et contagieuse de l'abeille *A.mellifera* (Hansen et Brødsgaard, 1999)

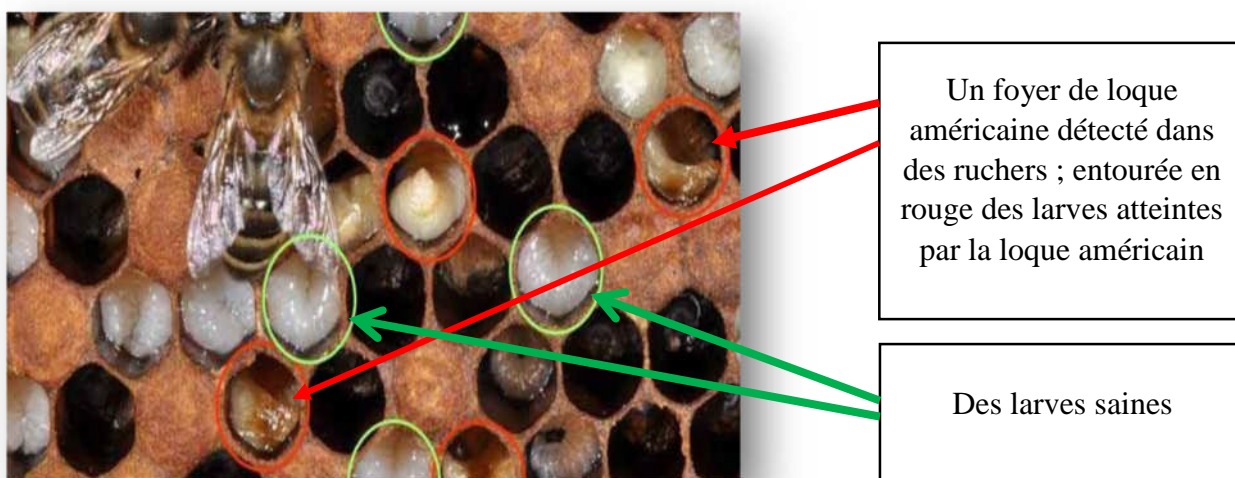


Figure 21: Loque américaine (Amsler, 2010).

C'est une affection grave due à la bactérie *Bacillus larvae*, qui possède le redoutable pouvoir de sporuler quand elle ne trouve plus les conditions pour se multiplier (Colin et Medori, 1982). Actuellement, la bactérie est classée sous le nom de *Paenibacillus larvae ssp larvae* (Simoneau, 2002).

- **Symptômes**

- Les opercules du couvain fermé sont affaissés et percés.
- Les larves mortes qu'il contient sont filantes ou desséchées sous forme d'écailles et il se dégage une forte odeur d'ammoniac.
- Lors de l'examen d'un cadre de couvain, on constate que l'operculation du cadre n'est pas homogène et qu'il y a de nombreuses cellules désoperculées avec une répartition irrégulière.

- C'est un couvain en mosaïque (Fernandez et Coineau, 2007). Faucon (1992) rapporte la présence à l'intérieur des cellules du couvain des écailles de couleur brun foncé à noir en forme de languette plate.
- Les larves et nymphes infectées par la loque américaine se dénaturent et, avec les bactéries, forment un produit élastique qui s'étire lorsqu'on introduit un petit cure-dents dans l'alvéole affecté (Prost et Le conte, 2005).

- **Traitement**

Dans de nombreux pays, les loques sont traitées par une antibiothérapie. Cependant, du fait, notamment, de la sporulation de *P. larvae*, ce traitement « blanchit » les colonies (Vidal Naquet, 2012) et favorise les phénomènes d'antibiorésistance (Alippi et al., 2007).

Le traitement chimique s'effectue avec des antibiotiques tels que tylosine, terramycine et oxytétracycline (Thompson et Brown, 2001). Ces dernières sont interdites depuis des années dans les pays européens. La destruction de la colonie, le nettoyage du matériel et des cadres sont obligatoires pour les apiculteurs (Belloy et al., 2007).

II.2.3. Ascosphérose ou le couvain plâtré

Elle est appelée aussi couvain calcifié, couvain dur, couvain momifié ou mycose. Il s'agit d'une maladie du couvain due à un champignon *Ascospheara apis* (Spiltoir, 1955). Les spores du champignon sont ingérées par les larves âgées de 3 à 4 jours avec la nourriture. Une fois parvenues dans l'intestin, elles germent et produisent un mycélium qui grandit et finit par transpercer les larves (Guilliford, 1994). Il existe des spores qui donnent naissance à des mycéliums mâles et des spores qui donnent naissance à des mycéliums femelles. Quand les mycéliums se rencontrent. Il y a fécondation et formation des corps fructifères. Il y a division qui donne des asques qui contiennent des millions de spores (Faucon, 2016).

- **Symptômes**

Parmi les symptômes typiques de la pathologie, sont observées devant la ruche ou sur la planche d'envol, des larves momifiées dures et blanches (Thurber, 1979).

Concernant le couvain, il apparaît clairsemé, "mosaïque" et non compact avec une répartition aléatoire des larves d'âges différents. La pathologie provoque également la formation autour des larves d'un amas cotonneux de filaments mycéliens blancs qui occupe l'alvéole (Thorstensen, 1976).

- **Traitement**

Il n'y a aucun traitement pour lutter contre la maladie. Dans le cas d'une infestation légère, l'apiculteur doit remplacer la reine et introduire de préférence des reines sélectionnées sur la base du comportement de nettoyage et enlever également les rayons fortement infestés (Taber, 1986). Dans le cas d'une forte infestation, il faut former un essaim artificiel et le mettre dans une ruchette contenant des nouveaux cadres (Stace, 1994).

II.3. Maladies communes au couvain et aux abeilles adultes

II.3.1. Varroase

La varroase est une parasitose de l'abeille adulte et de son couvain, due à un acarien par hématophage, *Varroa destructor* (Fig.22). Ce dernier est un ectoparasite phorétique et obligé de l'abeille. Cela signifie qu'il vit sur le corps externe de l'abeille (ectoparasite), se déplace d'une colonie à l'autre en étant transporté par l'abeille (phorétique) et ne peut se développer chez d'autres hôtes que l'abeille (Anderson et Trueman, 2000).

C'est une Pathologie majeure en apiculture, sa contagiosité et ses effets en font un véritable fléau. Maladie réglementée, elle se trouve sur la liste des maladies à déclaration obligatoire de l'Organisation Mondiale de la Santé Animale (OIE, 2013).

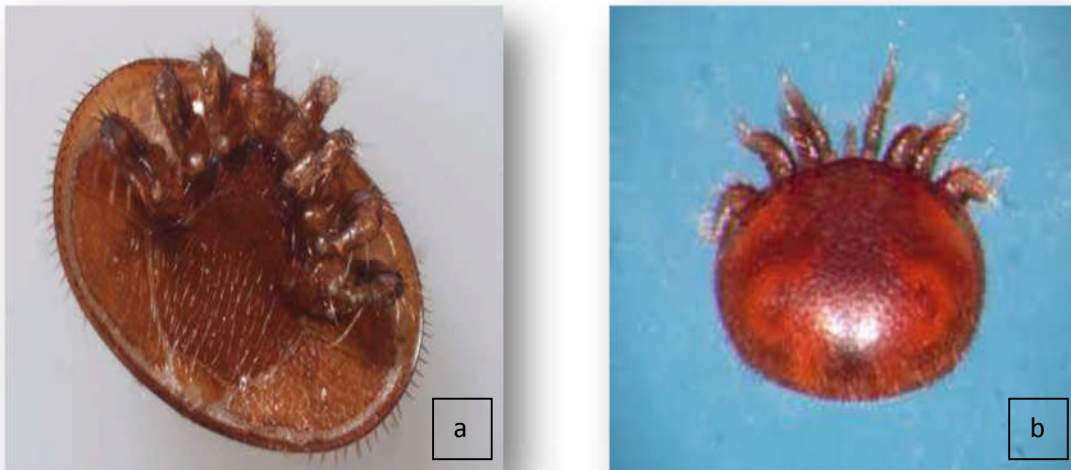


Figure 22: *Varroa destructor* : a : vue ventrale, b : vue dorsale (Mark et Cliff, 2001).

Le cycle de vie du *Varroa* est strictement lié à celui de l'abeille. Il présente deux phases : phorétique sur l'abeille adulte (c'est une phase de déssimination), et reproductive dans les cellules du couvain operculé des mâles et des ouvrières (Fries, 2005).

- **Symptômes**

Selon Charriere *et al.* (2012), les symptômes cliniques de la varroase englobent des troubles du couvain et des abeilles. La présence d'un couvain irrégulier ou lacunaire avec des nymphes mortes atrophiées sous l'opercule est l'un des principaux signes de la pathologie.

Sur les abeilles adultes, les symptômes sont liés surtout à la présence des ouvrières avec des ailes déformées, des abeilles trainantes et mortes.

La varroase se propage par plusieurs voies, d'abeille à abeille, de ruche à ruche, et même d'un rucher à un autre. Cela est dû à plusieurs facteurs, soit naturels par la dérive des butineuses, l'essaimage et le pillage ou apicoles par la transhumance et les échanges entre les apiculteurs (Anderson, 1988).

Le parasitisme de *Varroa destructor* agit sur les abeilles adultes et sur le couvain selon trois actions : spoliatrice, mécanique et vectrice (Poncet, 2009).

- **Traitement**

D'après Adjlane *et al.* (2018), la période d'été paraît la plus propice pour traiter et éliminer le maximum de *Varroa* à l'occasion de la diminution du couvain.

La lutte contre la varroase vise à maintenir l'infestation en dessous du seuil dommageable.

Les apiculteurs disposent de plusieurs moyens de lutte chimiques, biotechniques et naturelles. L'abeille étant productrice de denrées alimentaires, il convient également que le traitement ne contamine pas les produits de la ruche. Enfin, les traitements doivent entraîner un minimum de résistance chez le parasite que l'on souhaite éliminer (Wendling, 2012).

- **Lutte chimique**

Plusieurs traitements chimiques sont mis sur le marché comme Apiguard® (thymol 76%, huile essentielle d'Eucalyptus 16,4%, Camphre 3,8%, lévomenthol 3,8%), Apistan® (thymol), Apilife Var® (taufluvalinate), Apivar® (amitrazé), Thymovar® (thymol).

L'emploi intensif de ces produits crée des générations de *Varroa* résistantes et provoque une pollution des produits de la ruche et l'affaiblissement des colonies (Moussaoui *et al.*, 2014).

- **Lutte biotechnique**

Les principales méthodes utilisées pour contrôler la pression parasitaire exercée par *V.destructor* sont le découpage du couvain mâle, la formation de nucléi et le blocage artificiel de la ponte de la reine par encagement suivi d'un traitement, le plus souvent, à l'acide oxalique (Breton, 2016).

L'utilisation d'un plateau grillagé facilite grandement le processus de dépistage et augmente en général l'efficacité des traitements, en éliminant le varroa qui est partiellement affecté et qui tombe en dessous du grillage (Houle, 2004).

- **Lutte naturelle**

Elle est basée sur l'utilisation soit :

1. D'acides organiques qui sont présents naturellement dans le miel tels que : l'acide formique et l'acide oxalique (Barbançon et Monod, 2005).
2. Des huiles essentielles extraites directement des plantes comme le traitement par fumigation du Thym (Ghomari et *al.*, 2014) et le traitement par la méthode « pose des langes » en utilisant l'huile essentielle d'Eucalyptus seule ou mélangée à d'autres huiles essentielles (Habbi-Cherifi, 2014).

II.4.Conséquences pathologiques des facteurs environnementaux

Des modifications de l'environnement, naturelles ou consécutives à l'intervention de l'Homme peuvent avoir des conséquences sur la santé de l'abeille (Vidal-Naquet, 2012) :

II.4.1. Climat

Ces facteurs peuvent favoriser également certaines maladies (Vidal-Naquet, 2012). Des modifications climatiques peuvent altérer les colonies d'abeilles. Les basses températures, les périodes de pluies ou de vents violents entraînent des confinements et ont des influences directes néfastes sur le couvain (Dustmann et Von Der Ohe, 1988).

II .4.2. Alimentation

Un apport alimentaire de haute qualité doit notamment assurer le développement du couvain (Sommerville, 2001).

L'extension des monocultures et l'affaiblissement de la biodiversité peuvent avoir pour conséquence une carence des abeilles en acides aminés, préjudiciable à leur santé, au développement du couvain et à la santé de la colonie (Vidal-Naquet, 2012).

II.4.3. L'homme et les pratiques apicoles

La gestion zootechnique des ruchers (nourrissement, transhumances, préparation et gestion de l'hivernage), la gestion du matériel apicole sont des éléments clés de l'équilibre sanitaire (Vidal-Naquet, 2012).

II.4.4. L'homme et les pratiques agricoles

Les abeilles sont d'indispensables insectes pollinisateurs et de ce fait, sont sensibles aux pesticides utilisés sur les cultures ou dans les ruches. La toxicité des pesticides est un sujet réel mais malheureusement très controversé (Vidal-Naquet, 2012).

II.5. Ennemis d'abeille

L'abeille est présente sur tous les continents et s'adapte très bien aux différents paysages (ville, forêt, montagne, etc.). Les territoires fréquentés par l'abeille sont très vastes et diversifiés. Les butineuses vont rencontrer une grande diversité de prédateurs et parasites durant leur vie (Yang et Coxfooster, 2005).

II.5.1. Fausse-teigne

La grande fausse teigne (*Galleria mellonella*) et la petite fausse teigne (*Achroia grisella*) sont des papillons de nuit appartenant à la famille des mites. Elles pondent à l'intérieur des ruches et les larves se développent dans les rayons de cire de la ruche (Fig.23).

Les larves sont reconnues pour creuser un réseau de galeries qu'elles tapissent de soie dans tout le rayon. Comme les abeilles sont incapables de retirer cette soie, les cellules abimées ne peuvent être réparées et deviennent dès lors impropres autant à la ponte qu'à la mise en réserve du nectar et du miel. De plus, lorsque les larves de fausse-teigne croissent, elles commencent à établir des ponts de soie entre les rayons, ce qui entrave fortement la circulation des abeilles à l'intérieur de la ruche. La fausse-teigne peut être si dévastatrice que des colonies entières peuvent succomber à l'infestation, surtout si la colonie est affaiblie par d'autres raisons (Samson.robert, 2014). Pour éviter que la fausse teigne s'installe dans une ruche, une colonie forte et un volume de ruche en adéquation avec la taille de la colonie sont

indispensables. Alors que sur les ruches contaminées, il faut éliminer les cadres contaminés par le feu et resserrer la colonie sur seulement quelques cadres sains, en utilisant soit des partitions, soit une ruchette (Hummel et Feltin, 2014).



Figure 23: La fausse teigne (Photos originales).

II.5.2. Poux des abeilles *Braula coeca* (diptère)

B. coeca, ou poux des abeilles, est un insecte qui mesure environ 1 mm de diamètre (Fig.24). Il s'agit d'un parasite relativement inoffensif car il se nourrit de miel qu'il prélève directement en suçant l'appareil buccal de l'abeille. Il s'accroche aux poils qui recouvrent le thorax des abeilles et de la reine, et tire sa nourriture de ces dernières (Ravazzi, 2003), mais pour lutter contre cet insecte, le fluvalinate est un insecticide très efficace contre *B.coeca* (Philippe, 2007). En cas d'infestation importante, il est possible d'avoir recours à des produits spécifiques à base de thymol, de menthol et d'eucalyptus (Ravazzi, 2003).



Figure 24: Pou *Braula coeca* (Levoux, 2015).

II.5.3. Frelon asiatique (Hyménoptère)

Le frelon asiatique *Vespa velutina*, se nourrit des hyménoptères dont l'abeille domestique qu'il chasse devant les ruches (Fig.25). Ils s'attaquent aux butineuses, ce qui diminue les apports de nourriture et affaiblit la colonie. Certaines colonies meurent après l'attaque des frelons ou sont du moins très affaiblies pour passer l'hiver. Il est très difficile de lutter contre ce prédateur qui construit son nid à la cime des arbres (Adam, 2012).



Figure 25: Le frelon (Bekeeper, 2020).

II.5.4. Petit coléoptère de la ruche

Comme son nom le suggère, le petit coléoptère des ruches, *Aethina tumida* Murray 1867, est un parasite des ruches (Fig.26). Ce charognard peut entraîner à terme une désertion de la ruche et sa destruction (Alizée, 2014).

La lutte contre le petit coléoptère des ruches est très difficile. Il existe un traitement à base d'insecticides non nocif pour les abeilles mais il pose alors le problème des résidus dans les produits de la ruche ainsi que pour l'environnement. Par ailleurs, les adultes peuvent aussi se reproduire dans d'autres milieux, en se nourrissant d'autres ressources comme les fruits, ce qui rend l'espèce très difficile à éradiquer (Alizée, 2014).



Figure 26: Le petit coléoptère des ruches *Aethina tumida* (Ellis, 2003).

II.5.5. Guêpes

Les guêpes sont les insectes prédateurs les plus dangereux pour les abeilles (Fig.27). Celles-ci sont attaquées par les guêpes à cause de leur nourriture sucrée causant surtout des dégâts en été et en automne (Ballis, 2013).



Figure 27: La guêpe (Carnus, 2019).

II.5.6. Sphinx tête de mort

Le sphinx tête de mort *Acherontia atropose* est un Lépidoptère de la famille des Sphingidae (Fig.28). Il se reconnaît aisément au motif figurant sur la face dorsale de son thorax, qui ressemble fortement à une tête de mort (Martiré et Rochat, 2008).

Le sphinx tête de mort est un ennemi des abeilles car l'adulte s'introduit dans les nids pour siphonner du miel. L'insecte semble être toléré dans le nid par les abeilles. Ceci s'explique en partie par le fait que ce papillon est capable d'émettre des odeurs similaires à celles des

abeilles, ce qui le rend « invisible ». Toutefois, il ne perturbe pas les colonies fortes (Alizée, 2014).



Figure 28: Le sphinx tête de mort (Benjamin Bonlieu et *al.*, 2016).

II.5.7. Oiseaux

Beaucoup d'oiseaux prennent les abeilles au vol et les mangent, ce sont surtout les hirondelles et les mésanges. Le pic-vert procède autrement, il arrive à détériorer les ruches en bois et à manger du miel dans les rayons. Il fait plus de mal encore par les coups de bec qu'il donne à la ruche, le bruit met les abeilles en bruissement. Par ailleurs, le choc donné à la ruche peut provoquer le détachement d'une partie du groupe d'abeilles (surtout en hiver), le faire tomber sur le plateau, la reine peut ainsi être détruite (Warré, 1948).



Figure 29: Le pic vert (Cheylas, 2009).

II.5.8. Araignées

Certaines araignées, comme « l'Epeire diadème », dévorent les abeilles qui se prennent dans sa toile. Le « *Thomisus onustus* » et le « *Thomisus rotundatus* », toutes les deux sont des araignées crabes, à l'affût dans les fleurs, attrapent les abeilles et autres insectes quand ils viennent butiner (Aizkoa, 20015).



Figure 30: Araignée ennemie de l'abeille (Bertrand, 2021).

II.5.9. Clairon des abeilles

Trichodes apiarius est un coléoptère de la famille des Cleridae appelé le « clairon des abeilles » ou « loup des abeilles » (Fig.31). Sa larve se développe dans les ruches mal entretenues, dans les nids d'abeilles solitaires, dont les colonies sauvages où il se nourrit de larves qui causent de gros dégâts (Aizkoa, 20015).



Figure 31: Le clairon des abeilles (Bellmann, 2006).

II.5.10. Les fourmis

Les fourmis sont souvent présentes entre les couvres-cadres et les toits des ruches, mais la cohabitation ne semble pas gêner les abeilles (Fig.32). Dans les mielleries, elles consomment le miel sur le sol mal nettoyé, mais elles sont très gênantes si elles arrivent à entrer dans les récipients mal clos contenant du miel (Aizkoa, 2015).



Figure 32: Les fourmis (Ratia, 2009).

II.5.11. La musaraigne

Des petits mammifères, « musaraignes », « souris », « mulots » installent également leurs nids à l'intérieur des ruches d'abeilles. A la sortie de l'hiver, dans certaines ruches des abeilles qui cohabitent avec ces rongeurs, sans trop de problème, hormis l'odeur d'urine dégagée par le nid, qui rend le miel impropre à la consommation (Aizkoa, 2015).



Figure 33: La musaraigne (Juniors, 2014).

II.6. Règles de prophylaxie

La prophylaxie est l'ensemble des mesures propres à prévenir l'apparition, à enrayer le développement et à poursuivre l'éradication des maladies contagieuses est sans doute le meilleur moyen d'avoir des colonies toujours en bonne santé.

D'après Ballis (2013), les principales mesures à mettre en place sont :

II.6.1. Mesures d'hygiène générale

- Propreté du matériel, du rucher et de la tenue de l'apiculteur
- Contrôle régulier du nid à couvain : Au printemps et en fin d'été : visite systématique de toutes les ruches ; observer chaque face de chaque cadre à la recherche de symptômes ; Visite systématique de toute colonie douteuse du point de vue sanitaire (observation au trou de vol ; ruche qui s'affaiblit, etc.).
- Traiter régulièrement et consciencieusement les ruches contre le varroa, car un affaiblissement des abeilles suite à l'infestation du varroa entraîne des maladies.

II.6.2. Maintenir les bonnes conditions

- Choix d'un site doté de fortes ressources alimentaires et apports de nourriture (sirop ou pollen) pour pallier aux périodes de creux entre deux miellées ; éviter les zones à forte concentration en ruchers. Un emplacement humide, toujours à l'ombre et enclavé est très favorable au développement des maladies.

- Réaction immédiate envers les colonies jugées faibles, souffrant de carences alimentaires et/ou évoluant dans des environnements défavorables : ces colonies sont plus vulnérables aux maladies. L'apiculteur se doit de réagir (déplacement, nourrissage, renforcement).
- Remplacer les reines qui ne sont plus satisfaisantes (ponte trop faible, couvain en mosaïque, sensibilité avérée à certaines maladies...). Cela favorise des ruches fortes et prévient ainsi l'apparition de maladies.

II.6.3. Soins aux jeunes colonies

Les jeunes colonies sont fragiles, il faut leur apporter plus de sirop et plus d'entretiens car elles sont sujettes aux attaques des prédateurs tels que la fausse teigne.

II.6.4. Gestion des cadres et de la cire

- Renouveler chaque année 1 cadre sur 3. Les vieux rayons accumulent saletés et agents pathogènes (ils deviennent bruns foncés ou noirs).
- Réduire les échanges de cadres entre les ruches (égalisation des colonies, etc.).
- Ne pas laisser traîner de vieux cadres sur le rucher ou dans les « pièges à essaims », il faut les brûler ou les fondre.
- Ne jamais utiliser de cadres contenant du couvain mort.

II.6.5. Éviter le pillage

Éviter les risques de pillages (donc de transmission des maladies) avec une population d'abeilles toujours fortes et réduire le trou de vol en fonction de la force de la colonie.

Chapitre III

Milieu d'étude

Le but de notre étude est d'identifier les différents arthropodes vivant dans les colonies d'abeilles ainsi que dans le sol environnant la ruche dans deux ruchers dans la région de Tizi-Ouzou (Boukhlaifa et Iboudraren) et un ruher dans la région de Bouira (Takerboust).

III.1. Présentation géographique des zones d'étude

III.1.1. Localisations géographique des régions d'étude

Notre étude est réalisée au niveau de deux régions de la Kabylie : Tizi-Ouzou et Bouira (Fig.34).

III.1.1.1. Wilaya de Tizi-Ouzou

La région de Tizi-Ouzou est 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 $36^{\circ}20'N$ et $36^{\circ}40'N$ et les longitudes $3^{\circ}40'E$ et $4^{\circ}35'E$. Elle est bordée au Nord par la mer méditerranée, à l'Est par la wilaya de Bejaia, à l'Ouest par la wilaya de Boumerdes et au sud par la wilaya de Bouira (Wikipédia).

III.1.1.2. Wilaya de Bouira

La wilaya est bordée par les chaînes montagneuses du Djurdjura au nord et des Bibans au sud-est. Elle est délimitée au nord par les deux wilayas de Boumerdes et de Tizi-Ouzou ; à l'est par les deux wilayas de Bejaïa et de Bordj Bou Arréridj ; au sud par la wilaya de M'Sila ; à l'ouest par la wilaya de Médéa(Wikipédia).

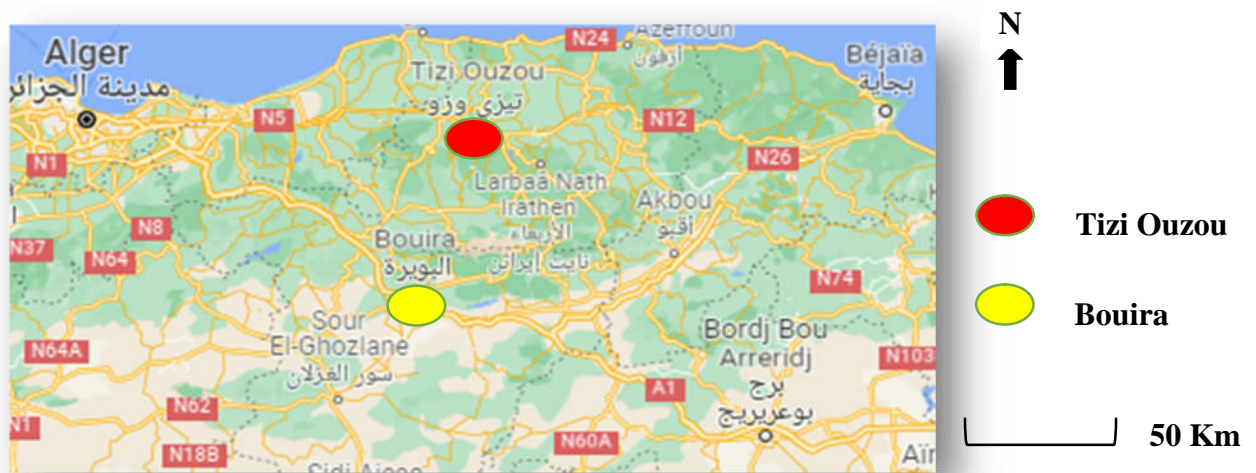


Figure 34: Localisation des deux wilayas Tizi-Ouzou et Bouira (Google Maps, 2021).

III.2. Description des ruchers

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

III.2.1. Le rucher 1

Il s'agit d'un rucher pédagogique de l'institut technologique moyen agricole de Boukhalfa (ITMAS) situé à 5km au Nord-Ouest du chef-lieu de la wilaya de Tizi-Ouzou à 400 m d'altitude. Le rucher est composé de 06 ruches déposées sur une surface plate entourées d'une végétation qui est constituée des arbres fruitiers et des herbes (Fig.35).



Figure 35: Rucher de la station de Boukhalfa (Originale, 2021)

III.2.2. Le rucher 2

C'est un rucher qui appartient à un apiculteur privé (Mr HANI Khelifa). Il est situé au village d'Ighil N'Sedda à environ 700 m d'altitude, les ruches sont déposées sur une pente moyenne entourées de végétation (arbres, arbustes et herbes) (Fig.36), le rucher est constitué de 25 ruches. Ce village est le chef-lieu de la commune d'Ath budrar, sur la route nationale N° 30 reliant Tizi-Ouzou à Tikjda.



Figure 36: Rucher d'Iboudraren (Originale, 2021).

III.2.3. Le rucher 3

Ce rucher appartient à un apiculteur privé (Mr TAMSSAOUT Blaid). Il est situé au village Takerboust à 5km de la commune d'Aghbalou à environ 900 m d'altitude. Le rucher est composé de 9 ruches qui sont déposées sur une pente assez forte entourées d'une végétation et de roches (Fig.37).



Figure 37: Rucher de Takarboust (Originale, 2021).

III.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.

III.3.1. 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 l'olivier (*Olea europaea*), l'oranger (*Citrus sinensis*), le figuier (*Ficus carica*), la lavande (*Lavandula pedunculata*), le frêne (*Fraxinus angustifolia*), le saule (*Salix alba*), le chêne (*Quercus afares*), le micocoulier (*Celtis integrifolia*), la vigne (*Vitis vinifera*) ainsi que le lentisque (*Pistacia lentiscus*).

III.3.2. 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 divers facteurs climatiques : températures, précipitations, humidité et vent.

III.4. Caractéristiques climatiques de la région de Tizi-Ouzou

D'après Jacob-Remacle, (1989), les modifications relativement importantes des conditions météorologiques, ont une influence très importante sur l'abondance et la distribution des apoïdes. Imdorf et *al.* (1996) signalent 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 très sec, tempéré seulement en bordure de la mer ;
- L'hiver est très frais et plus humide.

Les données climatiques de la région d'étude ont été recueillies au niveau de la station météorologique de Boukhalfa (Tizi-Ouzou).

D'autre part, la wilaya de Bouira se caractérise principalement par un climat continental évoluant du sub-humide au Nord vers le semi-aride au Sud, caractérisé par des

températures élevée en été et des hivers rigoureux avec une pluviométrie variant de 600 à 800mm/an. La chaîne de Djurdjura amortit l'influence de la méditerranée.

Il est à noter une récession climatique depuis les deux dernières décennies ainsi qu'une irrégularité dans leur répartition aussi bien d'une année à une autre qu'au titre de la même année. Ainsi que les amplitudes annuelles et journalières des températures qui sont importantes.

III.4.1. Température

La température est un facteur très important en écologie, elle contrôle aussi l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne la répartition des êtres vivants dans la biosphère (Ramade, 1992). La température est le facteur climatique agissant sur la répartition géographique des animaux et des plantes. Chaque espèce ne peut vivre qu'à l'intérieur de deux limites thermiques. Les températures minimales, maximales et moyennes de la région de Tizi-Ouzou enregistrées durant les années allant de 2010 jusqu'à 2020 sont présentées dans la figure suivante :

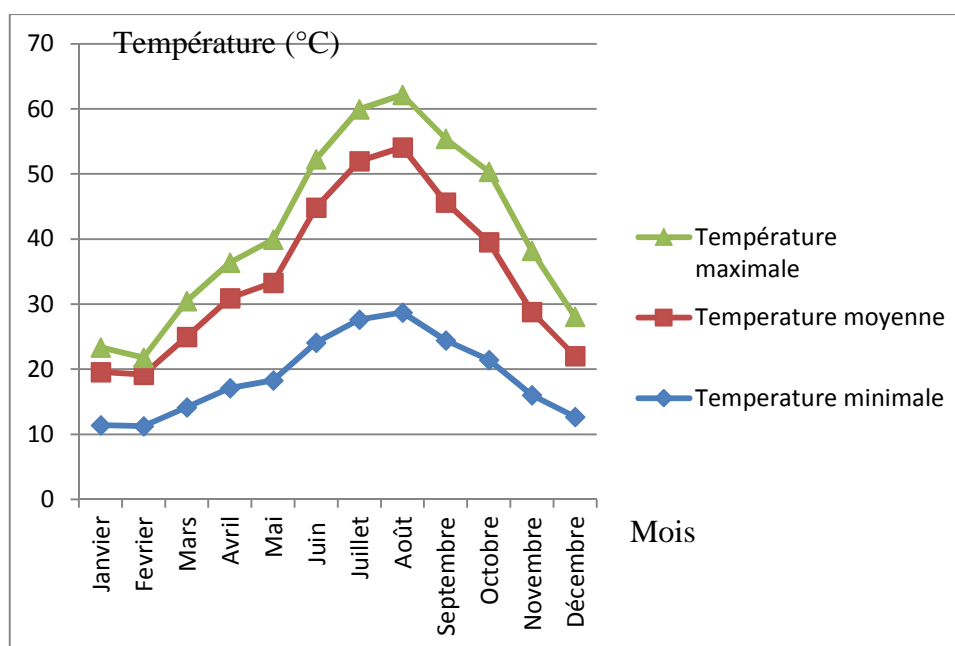


Figure 38: Variation des températures moyennes mensuelles, maxima et minima de la région de Tizi-Ouzou (2010-2020) (O.N.M.T.O., 2020).

D'après la figure 38, le mois de Juillet et Août sont les mois les plus chauds pour la région de Tizi-Ouzou, avec une température moyenne mensuelle de 28.7°C pour la station de

basse altitude, et de 25.4°C pour celle de haute altitude. Alors que Janvier est le mois le plus froid avec une température moyenne mensuelle de 11,43°C à Tizi-Ouzou.

III.4.2. Pluviométrie

La pluviométrie est un facteur écologique d'importance fondamentale, non seulement pour le fonctionnement mais pour la répartition des écosystèmes terrestres.

La pluviométrie exerce une influence sur la vitesse du développement des animaux, sur leur longévité et sur leur fécondité car l'eau est indéniablement l'un des facteurs écologique les plus importants. Les valeurs mensuelles des précipitations (mm) enregistrées dans la région de Tizi-Ouzou durant les années 2010 à 2020 sont présentées dans le Tableau 01.

Tableau 1: Précipitations moyenne mensuelles (mm) pour la wilaya de Tizi-Ouzou (Période 2010.2020) (O.N.M.T.O., 2020)

Mois	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juill	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Précipitation (mm)	123.2	113.2	105.5	76.2	51.5	17.6	1.8	6	26.9	63.3	129.8	98.1

D'après le tableau 01, le mois le plus pluvieux est le mois de novembre avec 129.8mm, par contre le mois de juillet est le plus sec avec seulement 1.8mm.

III.4.3. Humidité

L'Humidité est la quantité d'eau contenue dans l'air. L'action de prédation de quelques espèces peut être influencée par les facteurs climatiques notamment l'humidité de l'air.

Les exigences en humidité des espèces animales sont très variables et peuvent être différentes suivant leur stade de développement et suivant les fonctions vitales envisagées. Les valeurs d'Humidité enregistrées durant la période 2010-2020 montre que les mois les plus humides sont décembre avec 80.9% et janvier avec 80.8% et le mois le moins humide est celui de juillet avec 57.2% (Tableau 02).

Tableau 2: Variations mensuelles de l'humidité de l'air de la station de Tizi-Ouzou pendant la période 2010.2020 (O.N.M.T.O., 2020).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aoû	Sept	Oct	Nov	Déc
Humidité(%)	80.8	78.4	76.2	74.7	70.2	63.2	57.2	58.4	66.2	69.9	76.8	80.9

III.4.4. Vent

Le vent semble aussi avoir une importance considérable. Au-delà de 12 m/s, le vent fait disparaître graduellement les abeilles de champs (Louveaux, 1958 cité par Grasse, 1968).

Selon Seltzen (1946), le vent fait partie des facteurs les plus caractéristiques du climat, sa force est estimée d'après une échelle télégraphique dont 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.

Valeurs de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années 2019 et 2020 sont rapportées dans le Tableau 03.

Tableau 3: Valeurs de la vitesse du vent dans la région de Tizi-Ouzou couvrant les années 2019 et 2020

	Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Juill	Aoû	Sep	Oct	Nov	Déc
Vitesse du vent m/s	2019	1,5	1,2	1,7	1,9	1,5	2,8	2,5	2,2	1,7	1,6	1,9	1,6
	2020	0,8	1,1	2,1	1,8	2,0	2,2	2,3	1,8	1,9	1,8	0,2	2,1

Nous avons remarqué que les vitesses du vent sont relativement faibles durant les deux années. La valeur la plus faible est de l'ordre de 0,2 m/s enregistrée au mois de Novembre 2020 et la valeur la plus forte est enregistrée au mois de Juin 2019 avec 2,8 m/s.

III.5. Caractéristiques climatiques de la région de Bouira

III.5.1. Température

Les températures moyennes mensuelles de la région de Bouira (2014.2016) (Station météorologique de Bouira, 2019) sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Températures moyennes mensuelles de la région de Bouira (2014.2016) (Station métrologique de Bouira, 2019).

	Mois	J	F	M	A	M	J	J	O	S	O	N	D
Température (°C)	2014	9,8	11,2	10,6	16,3	18,9	23,4	26,8	27,5	25,1	20	14,7	8,5
	2015	7,7	7,5	12	16,7	21	23,8	29,3	28,2	22,6	18,4	12,4	9,8
	2016	10,6	10,7	10,5	15,9	18,6	23,8	27,6	26,5	22,7	20,6	13,2	10,1
	Moy	9,37	9,80	11,03	16,3	19,50	23,67	27,9	27,4	23,47	19,67	13,43	9,47

D'après le tableau 04, le mois de Juillet et Août sont les mois les plus chauds pour la région de Bouira, avec une température moyenne mensuelle de 27.9 °C. Alors que Janvier est le mois le plus froid avec une température moyenne mensuelle de 9,37°C à Bouira.

III.5.2. Précipitation

Les précipitations constituent un facteur écologique d'importance fondamentale pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes terrestres.

Les précipitations moyennes mensuelles (mm) de la station météorologique de Bouira pour la période : 2014.2016 sont présentées dans le Tableau 05.

Tableau 5 : Précipitations moyennes mensuelles (mm) de la station météorologique de Bouira (Période : 2014-2016) (Station métrologique de Bouira, 2019).

	Mois	J	F	M	A	M	J	J	O	S	O	N	D	Total
Précipitation (mm)	2014	543	444	1272	11	184	318	02	24	183	294	23	147.8	498.3
	2015	1001	1265	389	15	135	115	0	12	494	401	31.8	0	414.5
	2016	468	502	1441	341	72	14	69	0	467	232	39.9	54.9	520.2

Nous avons remarqué que les précipitations sont relativement faibles dans la période estivale avec les valeurs de l'ordre de 02;12;14 mm enregistrés au mois Juillet 2014 et Août 2015 et Juin 2016 qui représentent les mois les plus secs, tandis que dans l'année 2016 le Mars représente le mois le plus pluvieux avec 1441mm.

III.5.3. 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 BAGNOULS et GAUSSEN (1953) et par le climagramme d'EMBERGER (1955).

➤ **Diagramme ombrothermique**

A partir des données thermiques et pluviométriques rassemblées, nous avons tracé le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен. Dans le diagramme l'échelle de pluviométrie P exprimé en millimètre est égale au double de la température moyenne mensuelle exprimé en degrés Celsius, soit $P=2T$

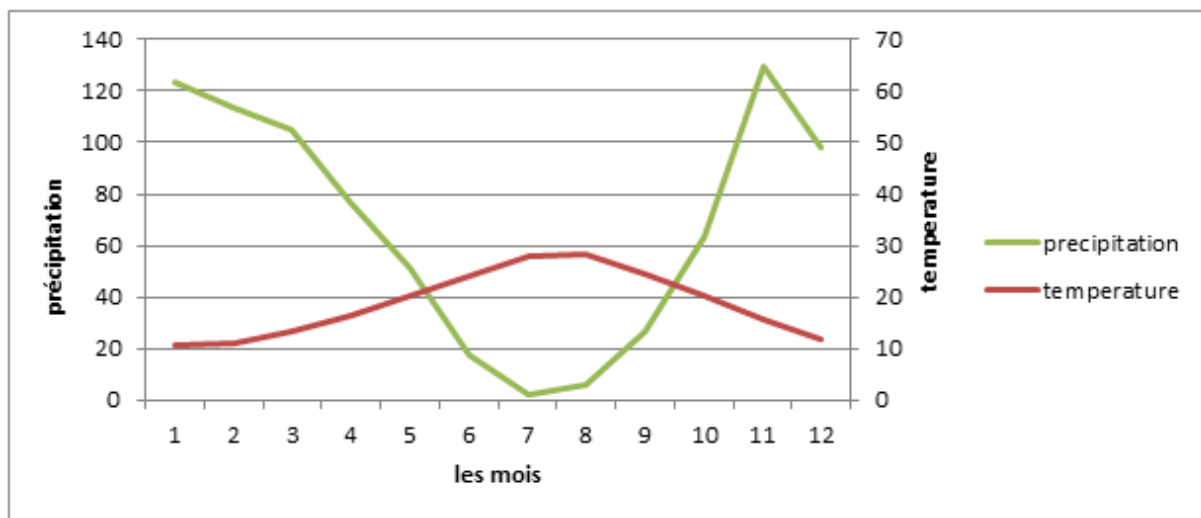


Figure 39: Diagramme ombrothermique de Gausсен de la région de Tizi-Ouzou (2010-2020).

Le diagramme ombrothermique (Fig.39) montre que dans la région de Tizi-Ouzou la sécheresse est intense en été, elle commence dès le mois de Mai et elle dure jusqu'à la fin du mois de septembre.

La période humide quant à elle, commence au mois de janvier jusqu'à la fin Mai ou elle est interrompue par une période de sécheresse qui dure 4 mois puis elle reprend de nouveau vers la mi-septembre.

➤ **Quotient pluviométrique**

Pour situer notre région d'étude dans le diagramme d'Emberger pour l'Algérie ; les moyenne annuelles (max et min) de température et de pluviométrie sont indispensable pour le calcul du quotient d'Emberger qui est simplifié par Stewart ; soit :

$$Q_2 = 3.43 * P / M.m$$

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

P : Précipitations moyennes annuelles (mm).

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

Le Quotient pluviométrique (Q₂) d'Emberger pour Tizi-Ouzou pour une période de 11 ans sera donc :

$$Q_2 = 3,43 \times 813,1 / (35,9 \times 6,8) = 95,83$$

Ce résultat permet de placer la région d'étude dans l'étage bioclimatique subhumide à hiver tempéré figure suivante. (Fig.40)

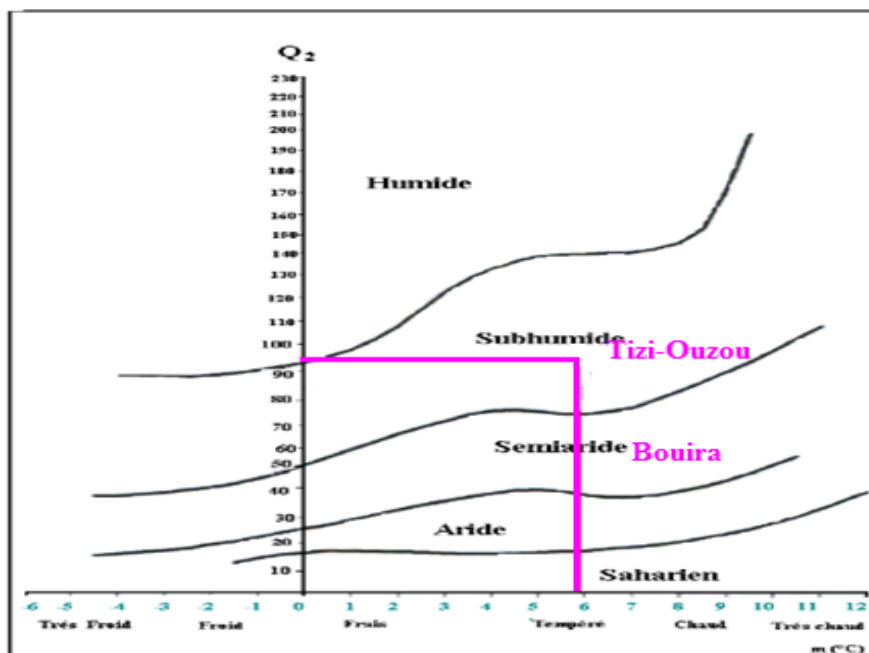


Figure 40: Climagramme d'Emberger pour la région de Tizi-Ouzou et Bouira (2010 à 2020).

III.6. Matériel et méthodes

Notre étude a été répartie en deux parties :

Partie terrain : durant cette partie, nous avons effectué l'inventaire des arthropodes au niveau de trois ruchers : Boukhlaifa, Iboudraren (Tizi-Ouzou) et Takerboust (Bouira). L'échantillonnage a été effectué sur quatre ruches de chaque rucher.

III.6.1. Matériel

III .6.1.1. Matériel utilisé sur le terrain

- **Les ruches** : sur lesquelles nous avons réalisé nos échantillons.
- **Enfumeur** : pour maîtriser les abeilles et atténuer leurs agressivités.
- **Combinaison apicole** : la combinaison assure une protection optimale contre les piqûres et apporte une liberté de mouvement.
- **Un pinceau** : pour balayer l'intérieur de la ruche et les cadres ...
- **Les sacs** : pour la conservation des sols échantillonnés.

III.6.1.2. Matériel utilisé au laboratoire

- L'alcool à 75% ;
- Les tubes à essai ;
- Les boîtes de Pétri ;
- Les pinces.



Figure 41: Le microscope (Originale, 2021).



Figure 42: La loupe binoculaire (Originale, 2021).

III.6.2. Méthodes

Dans le but de savoir quels sont les arthropodes inféodés aux colonies d'abeilles, plusieurs sorties ont été effectuées depuis la fin de mois Avril jusqu'au mois de Juin 2021.

III.6.2.1. Echantillonnage et méthodes d'étude

A. Méthode d'échantillonnage dans la ruche

L'échantillonnage est réalisé dans la région de Tizi-Ouzou, ainsi que dans la région de Bouira sur des colonies d'abeilles *Apis mellifera intermissa*. Plusieurs prélèvements sont recueillis durant le mois d'Avril jusqu'à Juin 2021 à raison de 2 sorties parmois. Les ruchers sont inspectés dans le but de récolter des Arthropodes qui sont à l'intérieur des ruches (sur les cadres ou sur les plateaux). La capture des arthropodes au niveau du plateau s'est effectué par piégeage en posant des boites de Pétri à fond graissées afin de récolter les arthropodes tombant des cadres ou ceux qui peuvent pénétrer dans la ruches. Alors que ceux qui se trouvent sur les cadres sont balayés à l'aide d'un pinceau.

B. Méthode d'échantillonnage dans le sol

L'échantillonnage s'est effectué à proximité de l'entrée de la ruche. Un tube métallique de 5 cm de largeur et 30 cm de longueur est enfoncé dans le sol puis cet échantillon du sol est mis dans des sacs de congélation étiquetés en portant : la date de sortie, N° de la ruche, le nom du rucher.

C. Méthode de travail au laboratoire

Au laboratoire, les individus sont dénombrés et sont conservés dans des tubes à essai contentant de l'alcool à 75%, sur lesquels, nous portons les renseignements (étiquettes) suivants : la date, le nom de la station, le numéro de la ruche et le nom de l'espèce trouvée.

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, nous avons pu identifier la majorité des espèces capturées, mais aussi quelques espèces sont perdues à cause de leur détérioration dans l'alcool avant de pouvoir les identifier.



Figure 43: Les appareils de Berlèse (Originale, 2021).

III.6.3. 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.

III.6.3.1. 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.

III.6.3.2. Exploitation des résultats par les indices écologiques

A. 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.

B. 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.

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

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

$$\text{F.C. \%} = (\text{ni}/\text{N}) \times 100$$

F.C. % : Fréquence centésimale ;

N : Nombre total des individus de toutes les espèces ;

ni : Nombre des individus de l'espèce rencontrée.

D. 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 :

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

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 $75 \% \leq \text{F.O.} < 100 \%$;
- Régulières si $50 \% \leq \text{F.O.} < 75 \%$;
- Accessoires si $25 \% \leq \text{F.O.} < 50 \%$;
- Accidentelles si $5 \% \leq \text{F.O.} < 25 \%$;
- Rares si $\text{F.O.} < 5 \%$.

E. 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.

F. Indice de diversité de Shannon

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. Il est donné par la formule suivante :

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

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

q_i : 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 **n_i** est l'effectif de chaque espèce dans l'échantillon et **N** la somme des **n_i** toutes espèces confondues.

G. 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 :

$$H' \text{ max.} = \log_2 S$$

S : Nombre total des espèces d'arthropodes présentes

H. 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.

Chapitre IV

Résultats et discussion

IV. Résultats

IV.1. Résultats de l'inventaire global des arthropodes

L'ensemble des arthropodes capturés au niveau des colonies d'abeilles des trois ruchers (ITMAS, Iboudrarene et Takarboust) sont rassemblés après identification dans le Tableau 06.

Tableau 6: Liste globale des différentes espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois ruchers.

Classes	Ordre	Famille	Espèce	Ni
Arachnidea	Mesostigmata	Varroidae	<i>Varroa destructor</i>	82
Insecta	Coleoptera	Scaraloidae	<i>Aphodius</i> sp	114
		Brentidae	<i>Apion pomonae</i>	6
		Chrysomeloidea	<i>Altica</i> sp.	9
		Cantharidae	<i>Malthius flaveolus</i>	7
			<i>Cantharis refus</i>	5
		Cetoniidae	<i>Potocia opaca</i>	15
		Scarabaeidae	<i>Cetonia aurota</i>	6
	Diptera	Psychodidae	<i>Phlebotomus</i> sp.	108
			<i>Pericuma</i> sp.	16
		Ceratopogonidae	<i>Culicoides</i> sp.	116
		Culicidae	Culicidae sp.	15
			<i>Culex pipiens</i>	14
		Chironomidae	<i>Chironounus plumosus</i>	23
		Muscidae	<i>Musca domestica</i>	2
		Sciaridae	<i>Zygoneura</i> sp.	12
		Thripidae	<i>Thrips</i> sp.	12
	Hymenoptera	Pteromalidae	<i>Coruna</i> sp.	12
			<i>Pteromalus puparum</i>	1
		Cicadellidae	<i>Ciccadellasp.</i>	4
		Aphididae	Aphididae sp.	1
<i>Dysaphis plantaginea</i>			3	

		Halictidae	<i>Lasioglossum calceatum</i>	6
		Formicidae	<i>Messor structor</i>	105
			<i>Messor barbarus</i>	10
			<i>Cataglyphis viatica</i>	8
			<i>Pheideole pallidula</i>	9
		Vespidae	<i>Vespula germanica</i>	15
	Lepidoptera	Psychodidae	<i>Pericoma</i> sp.	2
		Pyralidae	<i>Hypsopygia</i> sp.	1
			<i>Galleria mellonella</i>	1
			<i>Achroia grisella</i>	27
	Orthoptera	Gryllidae	<i>Sciotra</i> sp.	1
Diplopoda	Scutgerllidae	<i>Hanseniella caldria</i>	6	

A partir du tableau 6 nous relevons qu'à partir des deux lieux d'échantillonnage ainsi que les méthodes utilisées à cet effet, nous avons pu capturer 34 espèces avec un effectif total de 774 individus appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes : Arachnida et Insecta. Cet embranchement par 7 ordres (Mesostigmata, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Orthoptera, Diplopoda) qui se répartissent en 24 familles, dont la classe des arachnida est représentée par un seul ordre, une seule famille et une seule espèce qui est *Varroa destructor*.

IV.2. Importance 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 07.

Tableau 7: Effectifs des espèces capturées manuellement au niveau des trois ruchers.

Ordre	Famille	Espèce	ITMAS	IBOUD	TAK
Coleoptera	Cétoniidae	<i>Potosia opaca</i>	6	5	4
	Scarabaeidae	<i>Cetonia aurota</i>	4	5	3
Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis viatica</i>	4	1	1
		<i>Messor barbarus</i>	4	3	3

	Vespidae	<i>Vespa germanica</i>	8	6	1
Lepidoptera	Pyralidae	<i>Achroia grisella</i>	1	0	0
		<i>Galleria mellonella</i>	11	9	7

Durant les 3 mois d'expérimentation, la capture à la main nous a permis de recenser 7 espèces, appartenant à la classe des insectes et qui se répartissent en 03 ordres (Coleoptera, Hymenoptera et Lepidoptera). Chaque ordre renferme plusieurs espèces. Au niveau du rucher de l'ITMAS, nous avons rencontré 38 individus qui se répartissent en 7 espèces, 29 individus représentant 6 espèces sont inventoriés dans le rucher d'Iboudraren, alors que dans le rucher de Takerboust, nous rencontrons 19 individus répartis en 6 espèces.

IV.3. Importance des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers d'étude

Les effectifs des espèces d'arthropodes piégées dans les langes graissés dans les colonies d'abeilles des trois ruchers sont portés dans le Tableau 08.

Tableau 8: Effectifs des espèces capturées par les pièges englués au niveau des trois ruchers étudiés (Intérieur de la ruche).

Ordre	Famille	Espèce	ITMAS	IBOUD	TAK
Diptera	Culcidae	Culcidae sp.	7	5	3
Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis viatica</i>	2	1	1
		<i>Messor barbarus</i>	0	1	1
Mesostigmata	Varroidae	<i>Varroa destructor</i>	22	45	15

L'ensemble des individus recensés dans les pièges englués au niveau des trois ruchers d'étude atteignent 103 individus répartis en deux classes : Arachnida et Insecta. Dans le rucher de l'ITMAS, les espèces sont capturées avec 31 individus qui sont distribuées en 3 ordres et 3 familles. Le rucher d'Iboudraren renferme 4 espèces avec 52 individus réparties en 3 ordres et 3 familles. Au niveau du rucher de Takerboust, nous avons capturé 20 individus qui se répartissent en 4 espèces représentant 3 ordres et 3 familles.

IV.4. Importance des espèces capturées dans le sol dans les trois ruchers d'étude

La somme des arthropodes capturés dans le sol des colonies d'abeilles des trois ruchers étudiés sont rapportés dans le Tableau 09.

Tableau 9: Effectifs des espèces capturées dans le sol dans les trois ruchers d'étude

Classes	Ordre	Famille	Espèce	Ni
Insecta	Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Aphodius sp</i>	114
		brentidae	<i>Apion Pomonae</i>	6
		Chrysomeloidea	<i>Altica sp.</i>	9
			<i>Malthius flaveolus</i>	7
		Cantharidae	<i>Cantharis refus</i>	5
	Diptera	Psychodidae	<i>Phlebotomus sp.</i>	108
		Ceratopogonidae	<i>Culicoides sp.</i>	116
		Chironomidae	<i>Chironounus plumosus</i>	23
		Muscidae	<i>Musca domestica</i>	2
		Sciaridae	<i>Zygoneura sp.</i>	12
		Culicidae	<i>Culex pipiens</i>	14
		Thripidae	<i>Thrips sp.</i>	12
	Hymenoptera	Psychodidae	<i>Pericuma sp.</i>	16
			<i>Coruna sp.</i>	12
		Pteromalidae	<i>Pteromalus puparum</i>	1
			<i>Pheideole pallidula</i>	9
		Formicidae	<i>Messor structor</i>	105
		Cicadellidae	<i>Ciccadella</i>	4
			Aphididae sp.	1
		Aphididae	<i>Dysaphis plantaginea</i>	3
	Lepidoptera	Halictidae	<i>Lasioglossum calceatum</i>	6
		Psychodidae	<i>Pericoma sp.</i>	2
		Pyralidae	<i>Hypsopygia sp.</i>	1
Orthoptera	Gryllidae	<i>Sciotra sp.</i>	1	
Diplopoda	Scutigerllidae	<i>hanseniella caldria</i>	6	

L'ensemble des individus recensés dans le sol au niveau des trois ruchers d'étude atteignent 595 individus et se répartissent dans la classe des insectes.

IV.5. Exploitation des résultats concernant les Arthropodes capturés par les deux méthodes d'échantillonnage

Les résultats des arthropodes 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.

IV.5.1. Qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage

IV.5.1.1. 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 10.

Tableau 10: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées à la main dans les trois ruchers étudiés.

	ITMAS	Iboudraren	Takerboust
A	5	4	1
N	8	8	8
a/N	0,63	0,5	0,13

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 0,13 et 0,63 dans les trois ruchers d'étude. Les valeurs de a/N obtenues sont inférieures à 1 ce qui explique que notre échantillonnage est bon, et que l'effort de l'échantillonnage est suffisant. Le nombre d'espèces vues une seule fois dans le rucher de l'ITMAS est de 5, pour le rucher d'Iboudraren, il est de 4, et pour Takerboust une seule espèce a été recensée une seule fois en un seul exemplaire.

IV.5.1.2. 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 11.

Tableau 11: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées par les pièges englués dans les trois ruchers étudiés.

	ITMAS	Iboudraren	Takerboust
a	0	2	2
N	8	8	8
a/N	0	0,3	0,3

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 et 0,3 dans les trois ruchers d'étude. Les valeurs de a/N obtenues sont inférieures à 1 ce qui explique que notre échantillonnage est bon, et que l'effort de l'échantillonnage est suffisant. Le nombre d'espèces vues une seule fois est de 0 au niveau du rucher de l'ITMAS et de 2 au niveau des ruchers Iboudraren et Takerboust respectivement.

IV.5.1.3. Qualité des espèces de l'échantillonnage capturées dans le sol

Les valeurs de la qualité d'échantillonnage calculées pour les trois stations d'étude sont regroupées dans le Tableau 12.

Tableau 12: Valeurs de la qualité de l'échantillonnage des espèces capturées dans le sol pour les trois ruchers étudiés.

	ITMAS	Iboudraren	Takerboust
a	1	7	2
N	8	8	8
a/N	0,12	0,87	0,25

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 0,12 et 0,87 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 est 1,7 et 2 au niveau du rucher de l'ITMAS, Iboudraren et Takerboust respectivement.

IV.5.2. Exploitation des résultats des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage par les indices écologiques de composition

IV.5.2.1. Variation temporelle de la Richesse totale (S) au niveau des trois ruchers (sol et intérieur des ruches)

Les valeurs de la variation temporelle des richesses totales des espèces capturées dans le sol et à l'intérieur des ruches durant toute la période d'étude au niveau des trois ruches sont portées dans le Tableau 13.

Tableau 13: Variation temporelle de la Richesse totale des espèces capturées au niveau des trois stations dans le sol et à l'intérieur des ruches.

Ruchers	Paramètres	Ruches	Sol
ITMAS	S	72	230
Iboudraren	S	81	167
Takerboust	S	39	164

Les richesses des invertébrés capturés manuellement soit dans les ruches ou bien dans le sol fluctuent dans le temps et entre les rucher. En effet, le nombre d'espèces capturées varie de 39 à 72 niveaux des ruchers de l'ITMAS, Iboudraren et Takerboust. Dans le sol de l'ITMAS, la richesse des espèces est très élevée avec 230 espèces. Dans les ruchers Takerboust et d'Iboudraren, les valeurs de la richesse totale sont comprises entre 164 à 167 espèces.

IV.5.2.2. Abondance relative des espèces capturées par deux méthodes d'échantillonnage au niveau des trois ruchers au sol et à l'intérieur de la ruche

IV.5.2.2.1. Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main au niveau des trois ruchers

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

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

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'arthropodes capturées à la main en fonction des ordres au niveau du rucher de l'ITMAS sont rapportées dans la figure 44.

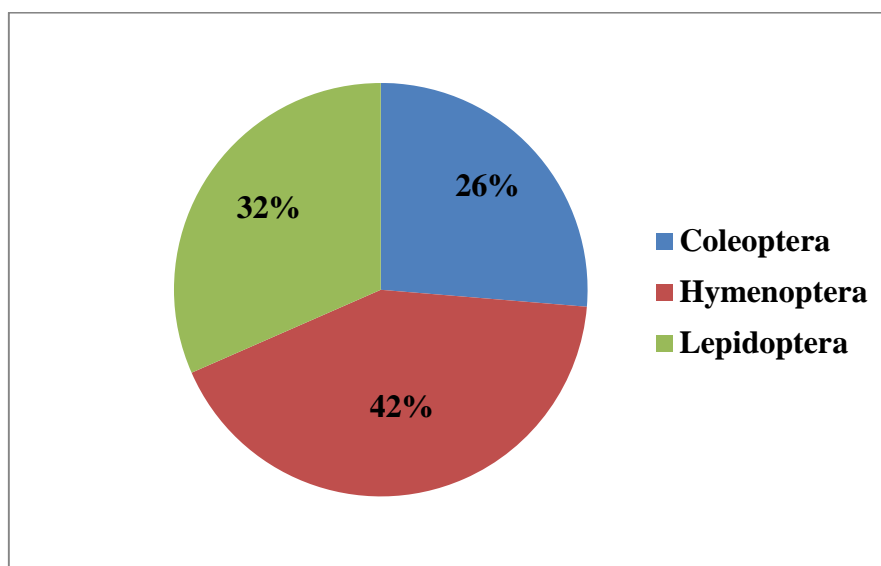


Figure 44: Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main ou approche directe dans le rucher de l'ITMAS à Boukhalifa.

Nous constatons que l'ordre des Hymenoptera domine avec 42%, suivi de l'ordre des Lepidoptera avec une abondance relative 32%. L'ordre de Coleoptera n'est représenté qu'avec 26%.(Fig.44).

➤ **Au niveau du rucher Iboudraren**

Les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'arthropodes capturées à la main en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher d'Iboudraren sont représentées dans la figure 45.

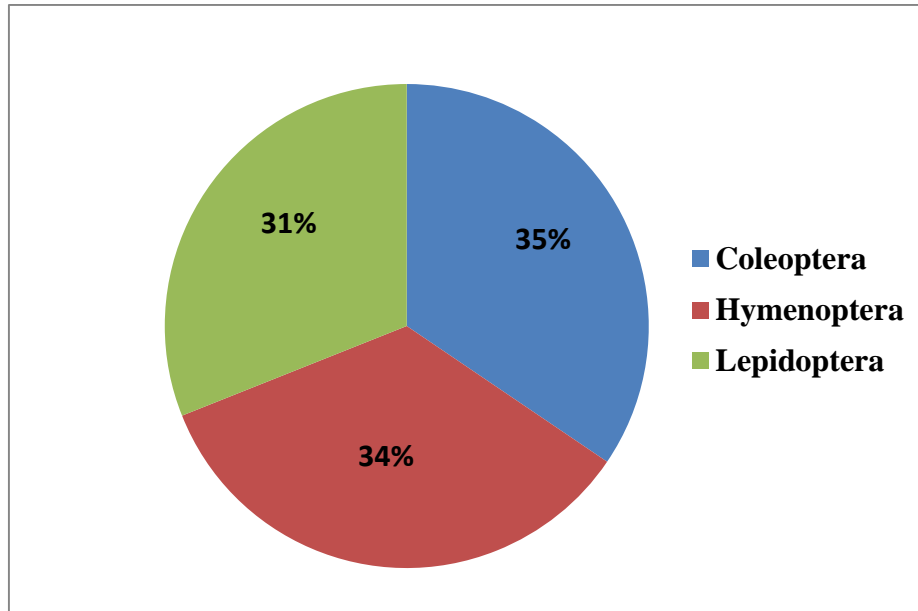


Figure 45 : Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher d'Iboudraren

Les Coleoptera sont plus abondants avec 35%. Les Hymenoptera et les Lepidoptera sont présent avec des taux de 34% et 31% respectivement.(Fig.45).

➤ **Au niveau du rucher de Takerboust**

Les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'arthropodes capturées à la main en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher de Takerboust sont présentées dans la figure 46.

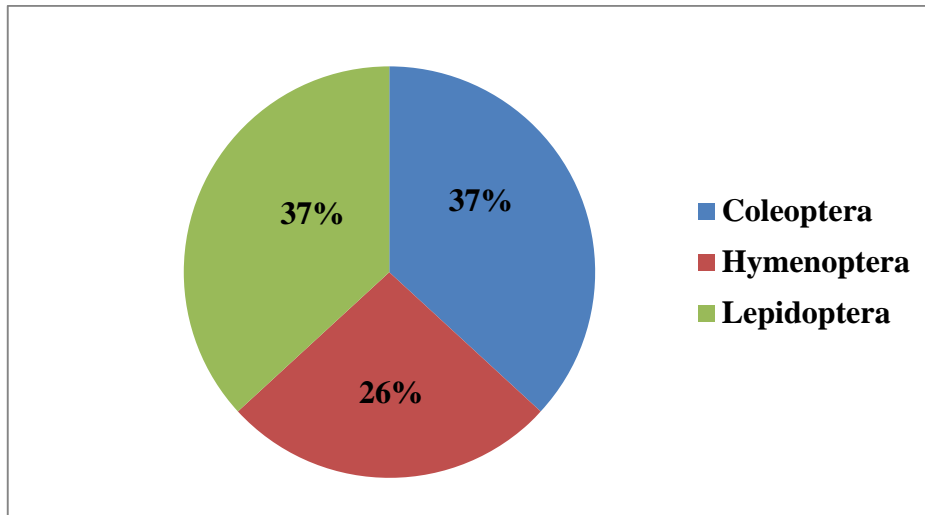


Figure 46: Abondance relative en fonction des ordres des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de Takerboust

Au niveau de ce rucher, trois ordres sont également recensés avec une dominance des ordres des Coleoptera et des Hymenoptera (AR%= 37%) tandis que l'ordre et des Lepidoptera présente un taux de 26%. (Fig.46)

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

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher de l'ITMAS sont présentés dans la figure 47.

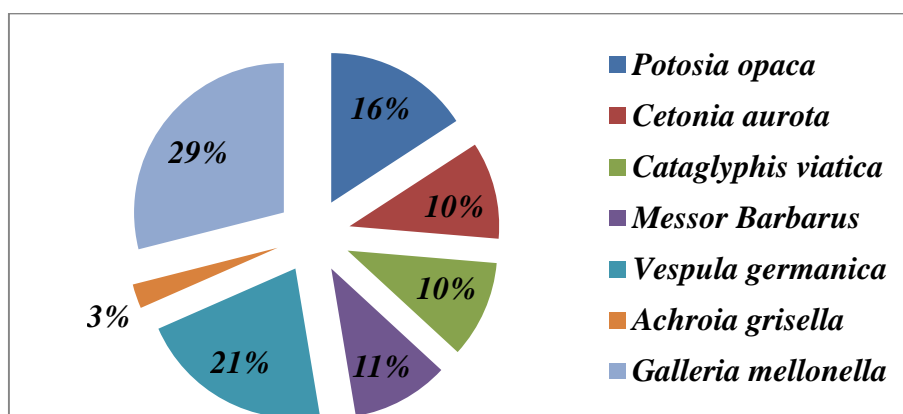


Figure 47: Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de l'ITMAS à Boukhalfa

La capture à la main a permis de recenser au niveau du rucher de l'ITMAS 40 individus répartis sur 7 espèces. Les espèces *Galleria mellonella* (Lepidoptera), *Vespula germanica* (Hymenoptera) sont les plus dominantes avec respectivement 29% et 21%; suivi de la cétoine *Potosia opaca* avec 16% et la fourmi *Messor barbarus* avec une fréquence centésimale de 11%. Les autres espèces sont peu représentées (Fig.47).

➤ **Au niveau du rucher d'Iboudraren**

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher d'Iboudraren sont présentés dans la figure 48.

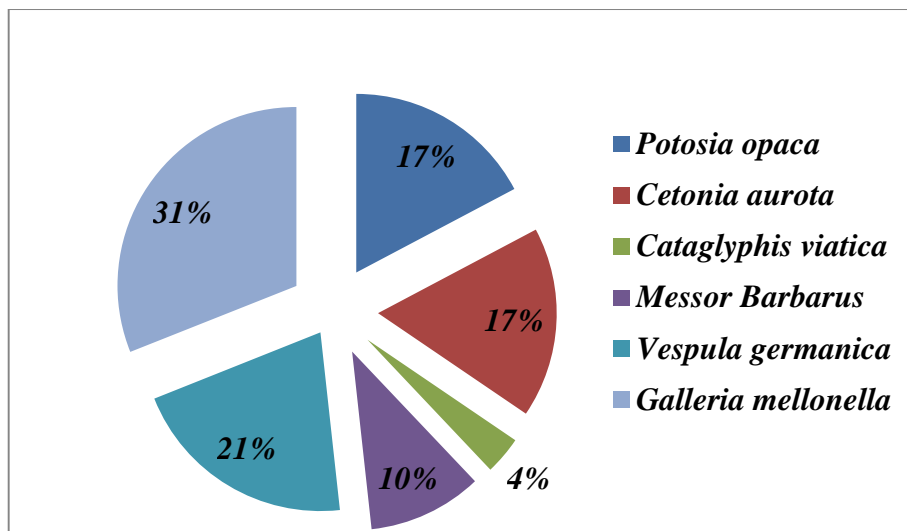


Figure 48: Abondance relative des espèces d'arthropodes capturées à la main dans le rucher d'Iboudraren

Au niveau des colonies du rucher d'Iboudraren, nous avons capturé 29 individus répartis en 6 espèces capturées. (Fig.48). *Galleria mellonella* est présente avec le taux le plus important (31%), suivie par la guêpe *Vespula germanica* avec un taux de 21%. Les taux des autres espèces sont faiblement représentés ($4\% \leq \text{A.R.}\% \leq 17\%$).

➤ **Au niveau du rucher de Takerboust**

La figure 49 montre les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces capturées manuellement au niveau du rucher de Takerboust.

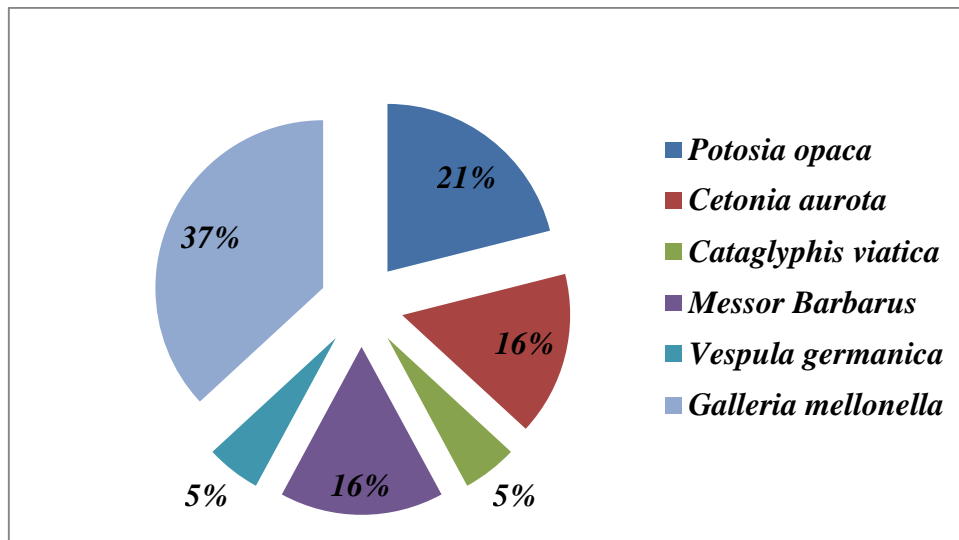


Figure 49: Abondance relative des espèces d'arthropodes capturés à la main dans le rucher de Takerboust

Nous avons recensé 19 individus répartis en 6 espèces dont *Galleria mellonella* est la plus représentée (A.R.% = 37%).(Fig.49). La cétoine *Potosia opaca* et la fourmi *Messor barbarus* et sont présentes avec des taux de 21% et 16% respectivement, suivis par *Cataglyphis viaticus* (AR=5%). Les abondances relatives des autres espèces sont faibles ($5\% \leq \text{A.R.} \% \leq 17\%$).

IV.5.2.2.2. Abondance relative des espèces capturées avec les pièges englués au niveau des trois ruchers (ruche et au sol)

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

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les valeurs des abondances relatives des ordres d'arthropodes capturées par les pièges englués au niveau du rucher de l'ITMAS sont rapportées dans la figure 50.

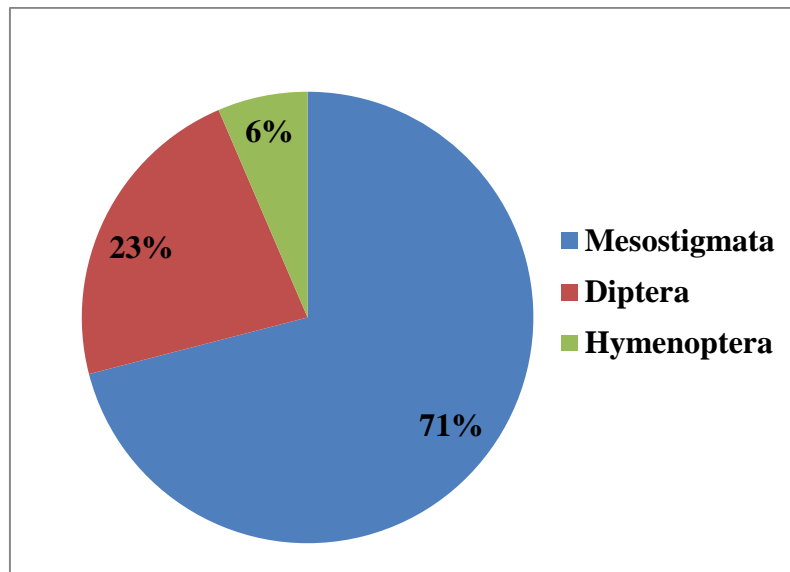


Figure 50: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher de l'ITMAS

Nous constatons que l'ordre des mesostigmata domine avec 71% dans le rucher de l'ITMAS, suivi de l'ordre des Diptera avec une abondance relative de 23%. L'ordre des Hymenoptera est faiblement représenté avec 6%. (Fig.50).

➤ **Au niveau du rucher d'Iboudraren**

La figure 51 représente les abondances relatives (A.R. %) des espèces d'arthropodes capturées par les pièges englués en fonction des ordres au niveau des colonies du rucher d'Iboudraren.

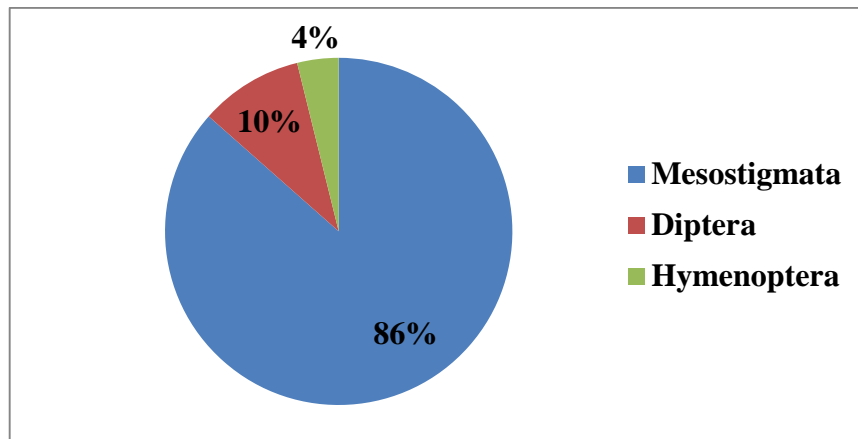


Figure 51: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher d'Iboudraren.

L'ordre des Mesostigmata est plus dominant avec 86%. Les autres ordres sont présents avec des taux très faibles.(Fig.51).

➤ **Au niveau du rucher de Takerboust**

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'arthropodes capturées dans les pièges englués en fonction des ordres au niveau du rucher de Takerboust sont rapportées dans la figure 52.

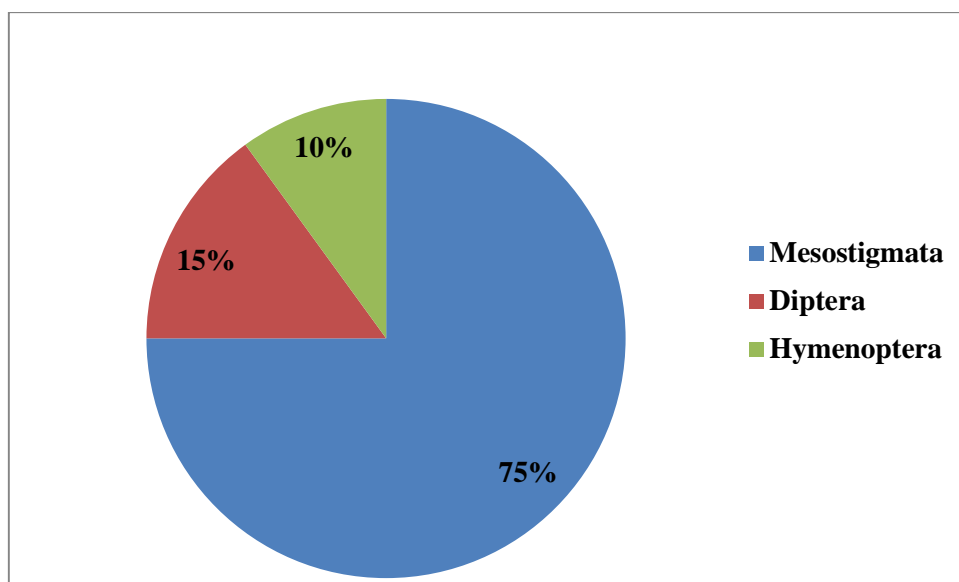


Figure 52: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher de Takeboust

L'ordre des Mesostigmata est présent avec le taux le plus élevé (AR=75%), suivi de l'ordre des Diptera avec une abondance relative de 15%. L'ordre des Hymenoptera est faiblement représenté avec 10%.(Fig.52).

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

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les résultats des fréquences centésimales en fonction des espèces au niveau du rucher de l'ITMAS sont présentés dans la figure suivante :

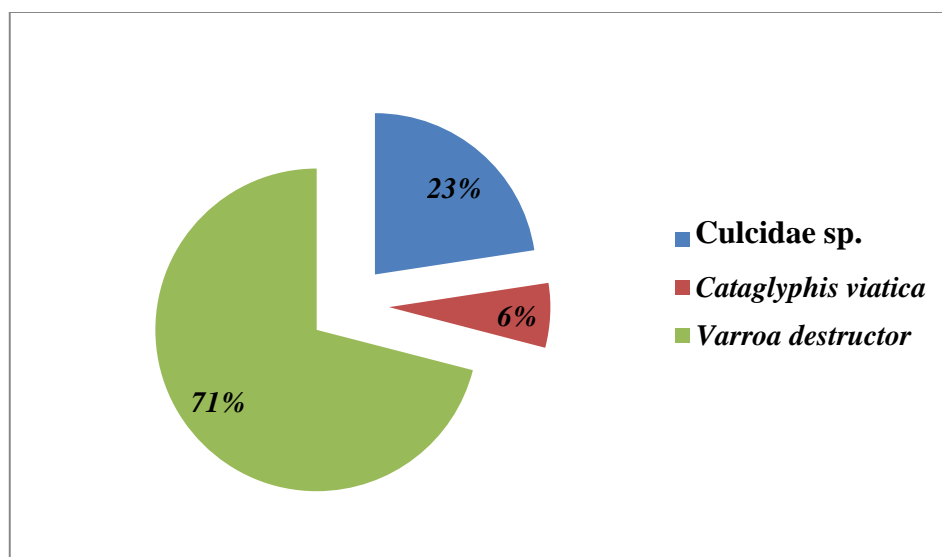


Figure 53: Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés dans les pièges englués dans le rucher de l'ITMAS

Les pièges englués nous ont permis de recenser au niveau du rucher de l'ITMAS 31 individus répartis sur 3 espèces. L'acarien *V. destructor* est l'espèce la plus dominante (AR= 71%). Les deux espèces Culcidae sp et *C. viatica* sont présentes uniquement avec respectivement 23% et 6%.(Fig.53).

➤ Au niveau du rucher d'Iboudraren

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

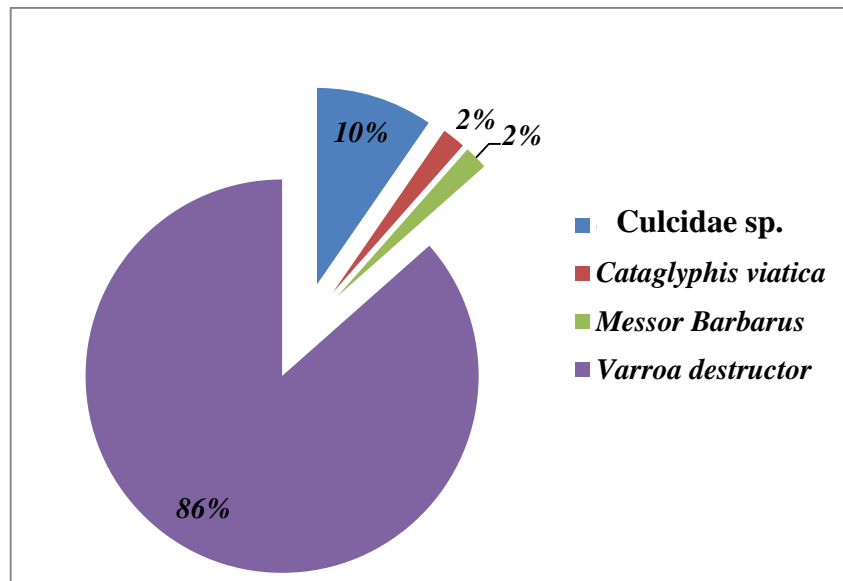


Figure 54: Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés par les pièges englués dans le rucher d'Iboudraren.

L'utilisation des pièges englués, nous a permis de capturer au niveau des colonies de ce rucher 52 individus répartis en 4 espèces. L'acarien *V.destructor* est l'espèce la plus dominante avec une fréquence de 86%. Les autres espèces sont faiblement présentes 2% et 10%.(Fig.54).

➤ **Au niveau du rucher de Takerboust**

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'arthropodes capturées dans les pièges englués au niveau du rucher de Takerboust sont rapportées dans la figure 55.

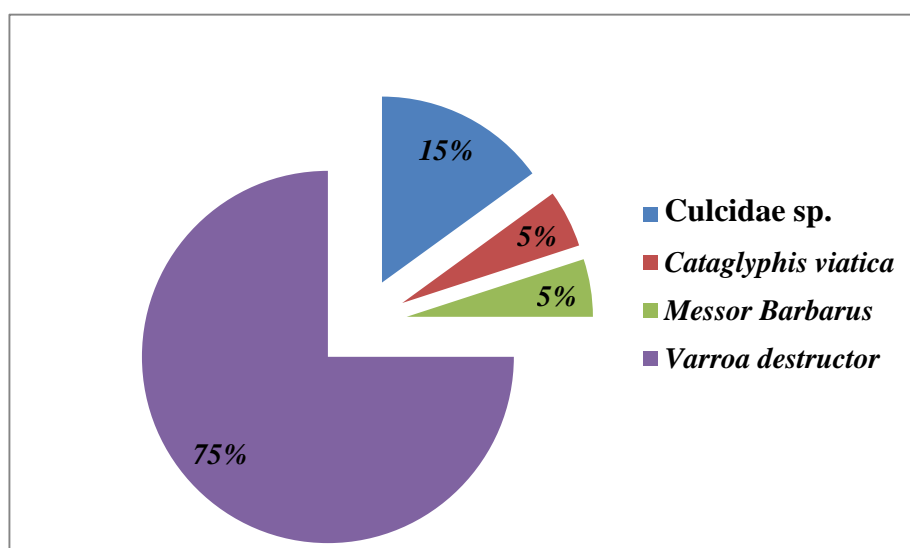


Figure 55: Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes capturés dans les pièges englués dans le rucher de Takerboust.

Nous avons relevé 20 individus répartis en 4 espèces avec la dominance de l'acarien *V. destructor* avec un taux de 75%. *Culcidae* sp. est recensé avec une fréquence de 15%. Les deux espèces de fourmis *C. viaticus* et *Messor Barbarus* sont présentes avec une fréquence de 5%. (Fig.55).

IV.5.2.3. Abondance relative des espèces récoltées dans le sol au niveau des trois ruchers

IV.5.2.3.1. Abondance relative (A.R) en fonction des ordres dans le sol

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les valeurs des abondances relatives des ordres d'invertébrés capturés dans le sol au niveau du rucher de l'ITMAS sont représentées dans la figure suivante.

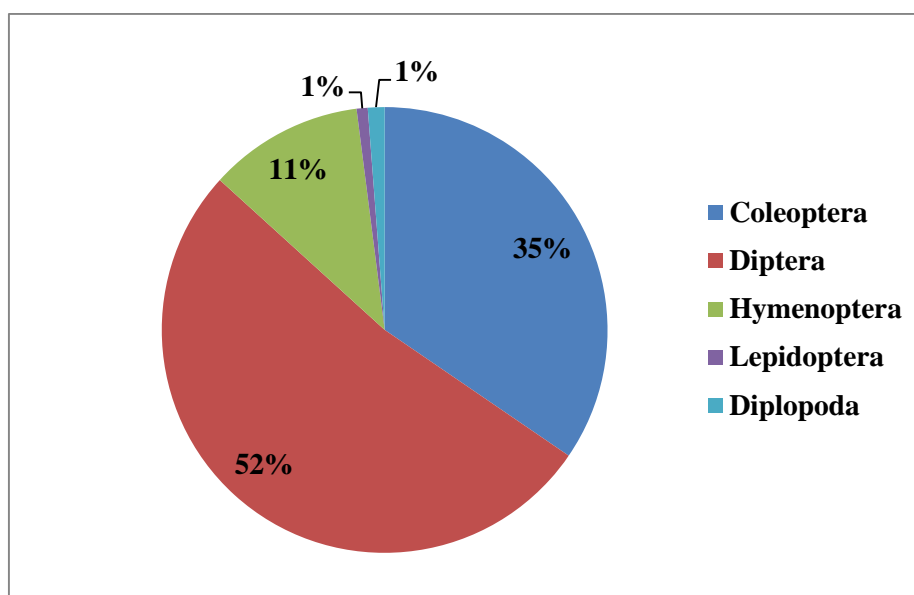


Figure 56: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés dans le sol à l'ITMAS

Nous constatons que l'ordre des Diptera domine avec 52%, suivi de l'ordre des Coléoptères avec une abondance relative de 35%. L'ordre des Hymenoptera est faiblement représenté avec 11%. Les autres ordres sont présents avec des taux très faibles.(Fig.56).

➤ Au niveau du rucher d'Iboudraren

Les valeurs des abondances relatives des ordres d'invertébrés capturées dans le sol au niveau du rucher d'Iboudraren sont représentées dans la figure 57.

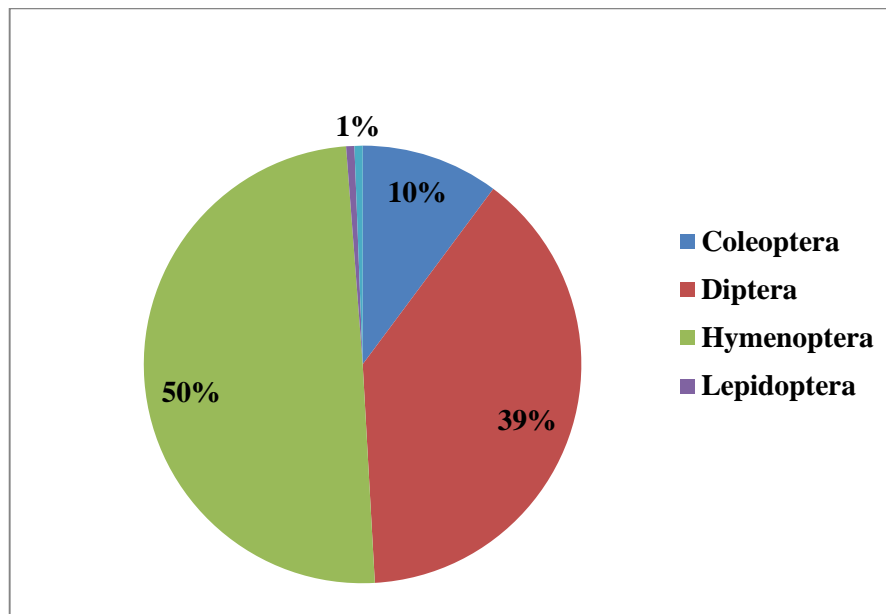


Figure 57: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés du sol de rucher d'Iboudraren

L'ordre des Hymenoptera est présent avec le taux le plus élevé (AR=50%), suivi de l'ordre des Diptera avec une abondance relative de 39%. L'ordre de Coleoptera est faiblement représenté avec 10% et Lepidoptera avec 1%. (Fig.57).

➤ Au niveau du rucher de Takerboust

Les valeurs des abondances relatives des ordres d'invertébrés capturées dans le sol au niveau du rucher de Takerboust sont représentées dans la figure 58.

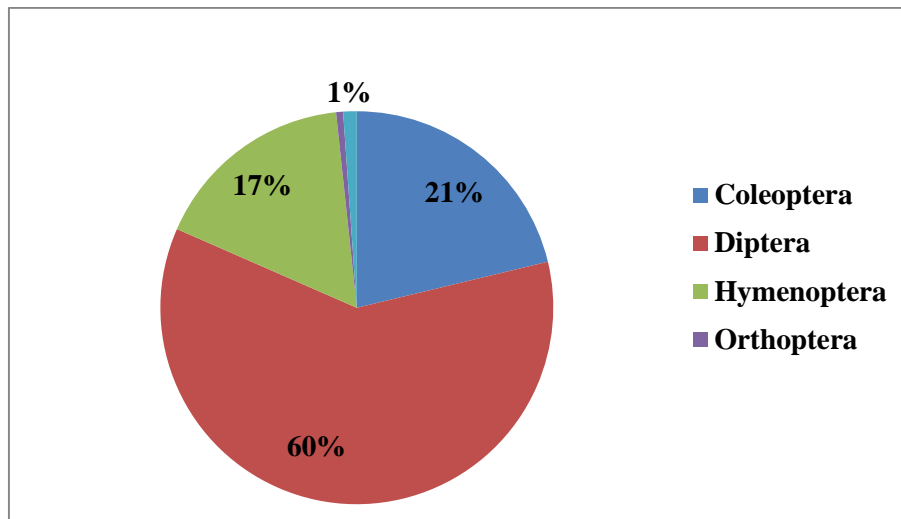


Figure 58: Abondance relative en fonction des ordres d'arthropodes récoltés du sol de rucher de Takerboust

L'ordre des Diptera est présent avec un taux le plus élevé (AR=60%), suivi de l'ordre des Coleoptera avec une abondance relative de 21%. Les ordres de Hymenoptera est faiblement représentés avec 17%.

IV.5.2.3.2. Abondances relatives (A.R%) en fonction des espèces dans le sol

➤ Au niveau du rucher de l'ITMAS

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'arthropodes capturées dans le sol au niveau du rucher de l'ITMAS sont représentées dans la figure suivante:

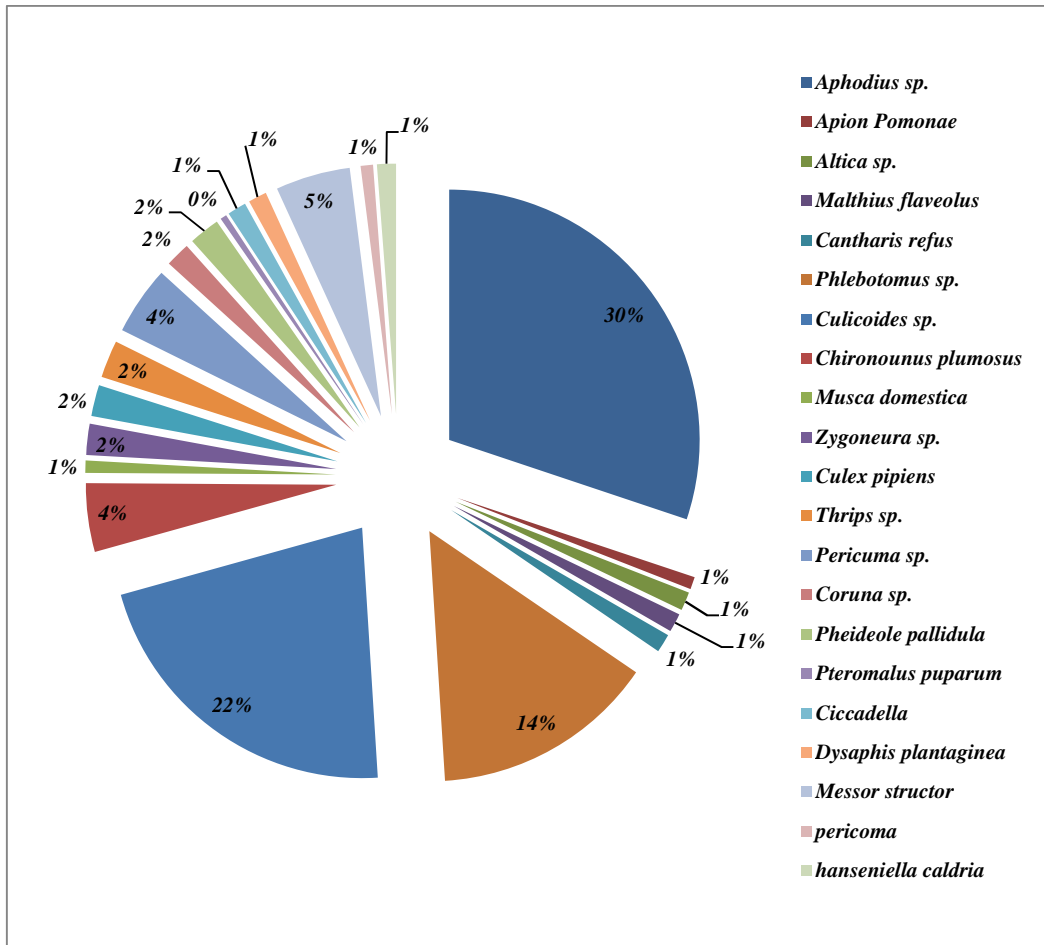


Figure 59: Abondance relative en fonction des espèces d’arthropodes récoltés du sol dans le rucher de l’ITMAS.

A partir de l’analyse de la faune d’arthropodes Nous ne constatons qu’Abondance relative en fonction des espèces d’arthropodes récoltés du sol dans le rucher de l’ITMAS nous avons capturé 249 individus répartis en 21 espèces capturées. *Aphodius sp.* est présente avec le taux le plus important (30%), suivie par *Culicoides sp.* avec un taux de 22%. Les taux des autres espèces sont faiblement représentés ($1\% \leq A.R.\% \leq 16\%$). (Fig.59).

➤ **Au niveau du rucher d’Iboudraren**

Les valeurs des abondances relatives des espèces d’arthropodes capturées dans le sol au niveau du rucher d’Iboudraren sont représentées dans la figure 60.

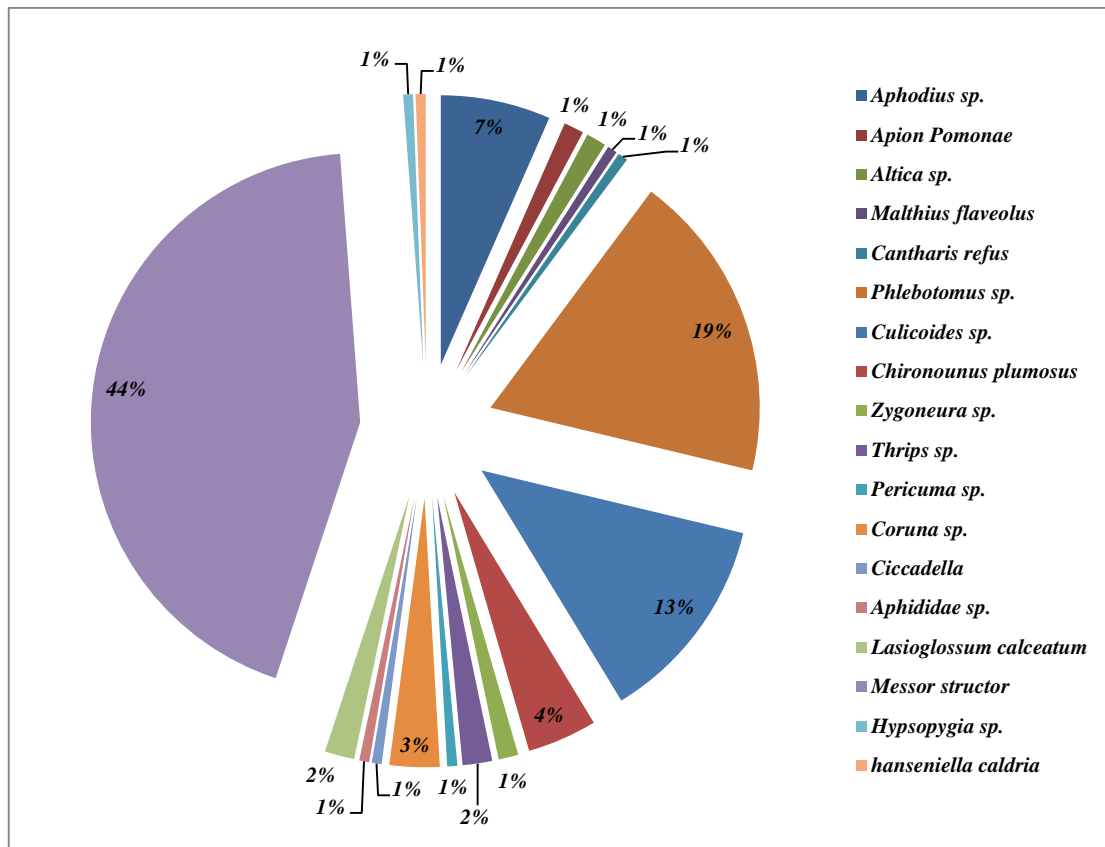


Figure 60: Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes récoltés du sol dans le rucher d'Iboudraren.

Nous avons relevé 167 individus répartis en 18 espèces avec une dominance de *Malthius flaveolus* avec un taux de 44% et *Phlebotomus sp.* avec 19%. Les autres espèces sont présentes avec divers fréquences de 1% à 13%. (Fig.60).

➤ Au niveau du rucher de Takerboust

Les valeurs des abondances relatives des espèces d'arthropodes capturées dans le sol au niveau du rucher de Takerboust sont représentées dans la figure 61.

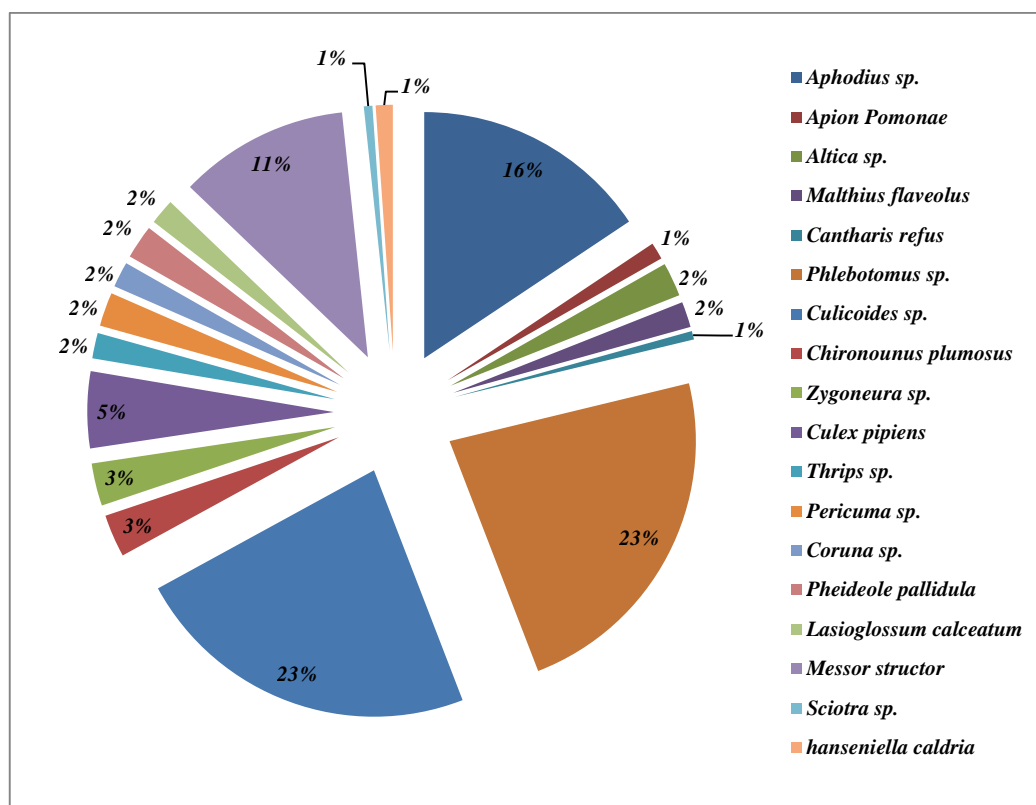


Figure 61: Abondance relative en fonction des espèces d'arthropodes récoltés du sol dans le rucher de Takerboust.

Nous avons relevé 179 individus répartis en 18 espèces avec une dominance de *Culicoides sp.* et *Phlebotomus sp.* avec un taux de 23%. Les autres espèces sont présentes avec divers fréquences de 1% à 16%. (Fig.61).

IV.5.3. Fréquence d'occurrence appliquée aux espèces récoltées

IV.5.3.1. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher

IV.5.3.1.1. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher de l'ITMAS

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de l'ITMAS sont reportées dans le Tableau 14.

Tableau 14: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de l'ITMAS.

Espèce	Capture à la main		Piège engluée	
	F.O. (%)	Classe de constance	F.O. (%)	Classe de constance
<i>Potosia opaca</i>	75	Constance	.	.
<i>Cetonia aurota</i>	50	Régulière	.	.
Culcidae sp.	.	.	87,5	Constance
<i>Cataglyphis viatica</i>	50	Régulière	25	Accessoire
<i>Messor barbarus</i>	50	Régulière	.	.
<i>Vespula germanica</i>	100	Omniprésente	.	.
<i>Achroia grisella</i>	87,5	Constante	.	.
<i>Galleria mellonella</i>	25	Accessoire	.	.
<i>Varroa destructor</i>	.	.	87,5	Constance

Avec l'approche directe ou capture à la main, 4 catégories d'espèces sont répertoriées dans la station d'étude. La catégorie la plus représentée est celle des espèces Régulières avec 3 espèces : *Cataglyphis viatica*, *Cetonia aurota* et *Messor barbarus*. Deux espèces (*Potosia Opaca*, *Achroia grisella*) sont Constantes. L'espèce *Galleria mellonella* est Accessoire tandis que l'espèce *Vespula germanica* est considérée comme Omniprésente.

Avec le piège englué, nous avons relevé 2 catégories d'espèces. *V. destructor* et Culcidae sp sont classées dans la catégorie Constante avec un taux de 87,5%. L'espèce Accessoire est *Cataglyphis viatica*.

IV.5.3.1.2. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher d'Iboudraren

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher d'Iboudraren sont reportées dans le Tableau 15.

Tableau 15: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher d'Iboudraren

Espèce	Capture à la main		Piège engluée	
	F.O. (%)	Classe de constance	F.O. (%)	Classe de constance
<i>Potosia opaca</i>	62,5	Régulière	.	.
<i>Cetonia aurota</i>	62,5	Régulière	.	.
Culcidae sp.	.	.	62,5	Régulière
<i>Cataglyphis viatica</i>	12,5	Accidentelle	12,5	Accidentelle
<i>Messor barbarus</i>	37,5	Accessoire	12,5	Accidentelle
<i>Vespula germanica</i>	75	Constante	.	.
<i>Achroia grisella</i>
<i>Galleria mellonella</i>	100	Omniprésente	.	.
<i>Varroa destructor</i>	.	.	100	Omniprésente

Au niveau des colonies du rucher d'Iboudraren, 5 catégories d'espèces sont répertoriées par approche directe. Deux espèces sont classées dans la catégorie Régulières à savoir : *Cetonia aurota*, *P.opaca*. La classe Accidentelle est représentée par l'espèce *Cataglyphis viatica*. Tandis que *Messor barbarus* est une espèce Accessoire et *V. germanica* est considéré comme constante. *Galleria mellonella* est Omniprésente.

Avec le piège englué, *V. destructor* parait la seule espèce Omniprésente. Dans la catégorie des classes accidentelles nous trouvons *Cataglyphis viatica* et *Messor Barbarus*. L'espèce *Culcidae* sp. est classée comme espèce Régulière.

IV.5.3.1.3. Fréquence d'occurrence (%) dans le rucher de Takerboust

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau des ruches des colonies du rucher de Takerboust sont reportées dans le Tableau 16.

Tableau 16: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées par les deux méthodes d'échantillonnage au niveau de rucher de Takerboust.

Espèce	Capture à la main		Piège engluée	
	F.O. (%)	Classe de constance	F.O. (%)	Classe de constance
<i>Potosia opaca</i>	50	Régulière	.	.
<i>Cetonia aurota</i>	37,5	Accessoire	.	.
Culcidae sp	.	.	37,5	Accessoire
<i>Cataglyphis viatica</i>	12,5	Accidentelle	12,5	Accidentelle
<i>Messor barbarus</i>	37,5	Accessoire	12,5	Accidentelle
<i>Vespula germanica</i>	12,5	Accidentelle	.	.
<i>Achroia grisella</i>
<i>Galleria mellonella</i>	87,5	Constance	.	.
<i>Varroa destructor</i>	.	.	62,5	Régulière

Au niveau des colonies du rucher de takerboust, 4 catégories d'espèces sont répertoriées par approche directe. Deux espèces sont accidentelles à savoir : *V. germanica* et *Cataglyphis viatica*. *Messor barbarus* et *Cetonia aurota* sont Accessoires. Une espèce (*P. opaca*) est régulière alors que *Galleria mellonella* est une espèce constante.

Avec le piège englué, *V. destructore* est une espèce Régulière. Dans la catégorie de la classe accidentelle, nous trouvons 2 espèces telles que *Cataglyphis viatica* et *Messor Barbarus* avec une espèce Accessoire Culcidae sp.

a. Fréquence d'occurrence (%) du sol de l'ITMAS

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées dans le sol au niveau du rucher de l'ITMAS sont reportées dans le Tableau 17.

Tableau 17: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées au niveau du sol au niveau du rucher de l'ITMAS.

Espèce	ITMAS	
	FO (%°)	Classe
<i>Aphodius</i> sp.	87,5	Constante
<i>Apion pomonae</i>	25	Accessoire
<i>Altica</i> sp.	37,5	Accessoire
<i>Malthius flaveolus</i>	37,5	Accessoire
<i>Cantharis refus</i>	37,5	Accessoire
<i>Phlebotomus</i> sp.	62,5	Régulière
<i>Culicoides</i> sp.	75	Constante
<i>Chironounus plumosus</i>	50	Régulière
<i>Zygoneura</i> sp.	25	Accessoire
<i>Thrips</i> sp.	25	Accessoire
<i>Pericuma</i> sp.	50	Régulière
<i>Coruna</i> sp.	12,5	Accidentelle
<i>Messor structor</i>	50	Régulière
<i>Hanseniella caldria</i>	37,5	Accessoire

Au niveau des colonies du rucher de l'ITMAS, 4 catégories d'espèces sont répertoriées dans le sol 7 espèces sont accessoires : *Apion pomonae*, *Altica* sp., *Malthius flaveolus*, *Cantharis refus*, *Zygoneura* sp., *Thrips* sp., *Hanseniella caldria*, avec 4 espèces (*Phlebotomus* sp., *Chironounus plumosus*, *Pericuma* sp., *Messor structor*) Régulières, tandis que *Coruna* sp. est une espèce accidentelle. Dans la catégorie de la classe Constante, nous trouvons 2 espèces telles qu'*Aphodius* sp. et *Culicoides* sp.

b. Fréquence d'occurrence (%) du sol d'Iboudraren

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées au niveau du sol au niveau du rucher d'Iboudraren sont reportées dans le Tableau 18.

Tableau 18: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées au niveau du sol au niveau du rucher d'Iboudraren.

Espèce	Iboudraren	
	FO (% ^o)	Classe
<i>Aphodius</i> sp.	50	Régulière
<i>Apion pomonae</i>	25	Accessoire
<i>Altica</i> sp.	25	Accessoire
<i>Malthius flaveolus</i>	12,5	Accidentelle
<i>Cantharis refus</i>	12,5	Accidentelle
<i>Phlebotomus</i> sp.	62,5	Régulière
<i>Culicoides</i> sp.	50	Régulière
<i>Chironounus plumosus</i>	37,5	Accidentelle
<i>Zygoneura</i> sp.	25	Accidentelle
<i>Thrips</i> sp.	37,5	Accidentelle
<i>Pericuma</i> sp.	12,5	Accidentelle
<i>Coruna</i> sp.	25	Accessoire
<i>Messor structor</i>	87,5	Constante
<i>Hanseniella caldria</i>	12,5	Accidentelle

Au niveau des colonies du rucher d'Iboudraren, 4 catégories d'espèces sont répertoriées dans le sol 7 espèces sont accidentelles : *Malthius flaveolus*, *Cantharis refus*, *Chironounus plumosus*, *Zygoneura* sp., *Thrips* sp., *Pericuma* sp, *Hanseniella caldria*, avec 3 espèces (*Apion pomonae*, *Coruna* sp., *Altica* sp.)Accessoires. Tandis que *Aphodius* sp. *Phlebotomus* sp., *Culicoides* sp. sont Régulières. Dans la catégorie de la classe constante, nous trouvons une seule espèce qui est *Messor structor*.

c.Fréquence d'occurrence (%) du sol de Takerboust

Les données concernant les fréquences d'occurrences des espèces capturées dans le sol au niveau du rucher de Takerboust sont reportées dans le Tableau 19.

Tableau 19: Fréquences d'occurrences des espèces d'arthropodes capturées dans le sol au niveau du rucher de Takerboust.

Espèce	Takerboust	
	FO (%°)	Classe
<i>Aphodius</i> sp.	62,5	Régulière
<i>Apion pomonae</i>	25	Accessoire
<i>Altica</i> sp.	25	Accessoire
<i>Malthius flaveolus</i>	37,5	Accessoire
<i>Cantharis refus</i>	12,5	Accidentelle
<i>Phlebotomus</i> sp.	75	Constante
<i>Culicoides</i> sp.	75	Constante
<i>Chironounus plumosus</i>	25	Accessoire
<i>Zygoneura</i> sp.	25	Accessoire
<i>Thrips</i> sp.	37,5	Accessoire
<i>Pericuma</i> sp.	25	Accessoire
<i>Coruna</i> sp.	37,5	Accidentelle
<i>Messor structor</i>	50	Régulière
<i>Hanseniella caldria</i>	25	Accidentelle

Au niveau des colonies du rucher de Takerboust, 4 catégories d'espèces sont répertoriées dans le sol 7 espèces sont accessoires : *Apion pomonae*, *Altica* sp., *Malthius flaveolus*, *Cantharis refus*, *Zygoneura* sp., *Thrips* sp., *Hanseniella caldria*, avec 2 espèces (*Aphodius* sp., *Messor structor*) Régulières. Tandis que *Coruna* sp., *hanseniella caldria*, *Cantharis refus* sont des espèces accidentelles. Dans la catégorie de la classe Constante, nous trouvons 2 espèces telles que *Phlebotomus* sp., *Culicoides* sp.

IV.6. Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure

IV.6.1. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Boukhalfa

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon, 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 l'ITMAS sont représentées dans le Tableau 20.

Tableau 20 : Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H'_{max}) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau de Boukhalfa.

	Piège englué	Capture à main
H'	1,09	2,57
Hmax	1,58	2,80
E	0,68	0,91

La valeur de l'indice de diversité de Shannon la plus faible est enregistrée pour la méthode du piège englué avec 1,09 bits alors qu'elle est de 2,57 bits pour la méthode de capture à la main.

L'équitabilité enregistrée par la méthode de piège englué est de 0,68. Elle tend vers 1, ce qui signifie que les espèces présentes sont en équilibre 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 0,91. Elle tend vers 1, ce qui implique que les effectifs des espèces capturées ont tendance à être en équilibre entre eux.

IV.6.2. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher d'Iboudraren

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon, 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 d'Iboudraren sont représentées dans le Tableau 21.

Tableau 21: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces d'invertébrés capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau d'Iboudraren

	Piège engluée	Capture à main
H'	0,72	2,37
Hmax	2	2,58
E	0,36	0,91

La valeur de l'indice de diversité de Shannon la plus faible est enregistrée pour la méthode d'échantillonnage par le piège englué. Elle est de 0,72 bits alors que pour la méthode de capture à la main, elle est de 2,37 bits. Pour ce qui concerne l'équitabilité, elle tend vers 0 pour la méthode d'échantillonnage avec piège englué (0,36) et tend vers 1 et capture à la main (0,91), ce qui implique que dans le piège englué les espèces présentes sont en déséquilibre entre elles et qu'une ou deux espèces dominent tout le peuplement par leurs effectifs. Alors que les espèces capturées à la main sont en équilibre.

IV.6.3. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au niveau du rucher de Takerboust

Les valeurs de l'indice de diversité Shannon, 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 Takerboust sont représentées dans le Tableau 22.

Tableau 22: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées par les différentes méthodes d'échantillonnage au niveau du rucher de Takerboust

	Piège engluée	Capture à main
H'	1,37	2,29
Hmax	2	2,58
E	0,68	0,88

Au niveau du rucher de Takerboust, la valeur de l'indice de diversité de Shannon la plus faible est enregistrée pour la méthode du piège englué avec 1,37 bits alors qu'elle est de 2,29 bits pour la méthode de capture à la main.

L'équitabilité enregistrée pour le piège englué est de 0,68 ce qui signifie que les espèces présentes sont en équilibre. Pour la méthode de capture à la main, l'équitabilité est de 0,88, elle tend vers 1 ce que veut dire que les effectifs des espèces capturées ont tendance à être en équilibre entre eux.

IV.6.4. Diversité de Shannon appliquée aux espèces d'insectes capturés au sol des ruchers de trois stations

Tableau 23: Valeurs des indices de la diversité de Shannon (H'), la diversité maximale (H' max) et l'équitabilité appliqués aux espèces capturées l'échantillonnage du sol au niveau de trois stations

	ITMAS	IBOUD	TAK
H'	3,23	2,67	3,24
H max	4,39	4,16	4,16
E	0,73	0,64	0,77

Au niveau des trois ruchers, la valeur de l'indice de diversité de Shannon la plus faible est enregistrée pour l'échantillonnage de sol avec 2,67 bits à Iboudraren alors qu'elle est pour la station de ITMAS et Takerboust c'est presque la même valeur est de 3,23 et 3,24 bits.

L'équitabilité enregistrée est de 0,64 ; 0,73 et 0,77 des trois stations qui tendent vers 1 ce qui signifie que les espèces présentes sont en équilibre.

V. Discussion

Notre étude sur les arthropodes inféodés aux colonies d'abeilles domestiques de trois ruchers des régions de Boukhalfa, Iboudraren et Takerboust, nous a permis d'identifier une diversité entomologique conséquente par les trois méthodes de piégeages employées : capture directe à la main, l'utilisation des pièges englués et la capture en sol.

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 (Barbançon, 2005).

En effet, 34 espèces avec un effectif de 774 individus appartenant à divers groupes taxonomiques ont été identifiées. Ces espèces appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes : Arachnida et Insecta. Ces embranchements sont représentés par 7 ordres (Mesostigmata, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera et Dermaptera, Orthoptera, Diplopoda) qui se répartissent en 25 familles et 34 espèces, dont la classe des arachnida est représentée par un seul ordre, une seule famille et une seule espèce *Varroa destructor*.

Les résultats trouvés à l'intérieur de la ruche avec la méthode de capture à la main au niveau des trois ruchers sont 86 individus d'espèces différentes à savoir : *Potosia opaca*, *Cetonia aurota*, *Cataglyphis viatica*, *Messor barbarus*, *Vespula germanica*, *Achroia grisella*, *Galleria mellonella*. Alors qu'avec la méthode de capture avec des pièges englués, l'effectif des individus piégés est de 103 et qui appartiennent aux espèces suivantes : Culcidae sp., *Cataglyphis viatica*, *Messor barbarus* et *Varroa destructor*. Par ailleurs, l'effectif des individus capturés dans le sol des trois ruchers est de 595 appartenant aux espèces suivantes : *Aphodius* sp., *Apion pomonae*, *Altica* sp., *Malthius flaveolus*, *Cantharis refus*, *Phlebotomus* sp., *Culicoides* sp., *Chironounus plumosus*, *Musca domestica*, *Zygoneura* sp., *Culex pipiens*, *Thrips* sp., *Pericoma* sp., *Coruna* sp., *Pheideole pallidula*, *Pteromalus puparum*, *Ciccadella*, Aphididae sp., *Lasioglossum calceatum*, *Dysaphis plantaginea*, *Messor structor*, *Pericoma* sp., *Hypsopygia* sp., *Sciotra* sp., et *hanseniella caldria*.

En outre, nos résultats montrent que le rucher d'Iboudraren présente une abondance relative très élevée de l'ordre de Mesostigmata avec 86% ce qui démontre que le rucher est très infesté par le varroa car l'apiculteur n'a pas traité ses colonies. Nous constatons également que l'ordre des diptères est très abondant au niveau du rucher pédagogique de l'ITMAS de Boukhalfa avec 23%. Cela s'explique probablement par le fait que

l'environnement de l'ITMAS est humide dû à la présence au sein de cet institut d'un lac et d'un oued en bas de l'ITMAS.

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, où ils ont recensés vingt-quatre (24) espèces d'arthropodes dont *Aethina tumida*, *Varroa destructor*, *Camponotus maculatus*, *Oplostomus fuliginosus* et *Galleria mellonella*. Selon ces mêmes auteurs, ces arthropodes sont les plus nuisibles aux colonies d'abeilles. Dans notre cas, on a recensé 34 espèces dont les plus nuisibles à nombre élevés sont : *Varroa destructor*, *Messor structor*...

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. neogerrimum* 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*. Pour notre cas c'est l'ordre des Diptera qui occupent la première place avec 9 familles, puis en deuxième place se sont les ordres des Hymenoptera qui l'occupent avec 6 familles représentées aussi essentiellement par les Formicidae, et des Coleoptera avec 6 familles aussi.

Sankara *et al.* (2015) ont utilisé, dans leurs travaux au niveau de neuf ruchers au Burkina Faso avec 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.

La répartition des espèces rencontrées dans les colonies d'abeilles étudiées diffère d'une station 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 quatre espèces de Formicidae (*M. structor*, *M. barbarus*, *C. viatica* et *P. pallidula*) sont également attirés par les réserves de la ruche. D'autres insectes peuvent se comporter comme des prédateurs des abeilles tels que *Polistes gallicus* appartenant à la famille des Vespidae. 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, avec l'approche directe, la famille de Vespidae représentée par *Vespula germanica*, et la famille de Pyralidae représentée par *Galleria mellonella* sont omniprésentes dans les trois ruchers. Tandis qu'avec le piège englué, c'est la famille de Varroadae représentée par *Varroa destructor* qui est omniprésente dans les ruche et entraîne des perturbations dans le développement normal des colonies d'abeilles. Par contre, les espèces capturées au niveau du sol sont soit régulières, accidentelles ou constantes.

D'autre part, les valeurs de l'indice de la diversité de Shannon varient selon la méthode et le lieu de piégeage. En effet, il est plus faible avec la méthode de piège englué, alors qu'il est plus élevée avec la méthode directe (capture à la main) qui nous a permet de capturer une diversité d'espèces dans les trois stations. Pour l'échantillonnage effectué au niveau du sol environnant les ruches, la valeur de la diversité de Shannon est de 3.23 bits au niveau de l'ITMAS et Takarboust qui présentent un peuplement bien diversifié. En revanche, la valeur de l'équitabilité, calculée au niveau de rucher d'Iboudrarene pour la méthode de piège engluée, tend vers 0, ce qui implique que les espèces présentes sont en déséquilibre entre elles et une espèce qui est *Varroa destructor* domine tout le peuplement par son effectifs, Alors que les espèces capturées à la main sont en équilibre dans tous les ruchers ainsi que celles recensées au sol.

En effet, 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 acariens, 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 de 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.

Haddad (2015) a identifié 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. Bedin, 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 au bout de 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 insectes nuisibles. Les résultats de cet inventaire montrent, également, que le varroa est présent durant les trois mois de la saison du printemps avec des effectifs variables. De ce fait l'apiculteur est contraint de traiter ses colonies afin de limiter les dégâts occasionnés par ce parasite.

En effet, les arthropodes qui se trouvent à l'intérieur des ruches sont plus dangereux pour les colonies où ils causent des dégâts énormes qui peuvent éliminer une ruche complète.

Ainsi les arthropodes du sol peuvent s'inféoder à l'intérieur de la ruche et influencer sur l'activité des abeilles et probablement attaquer le miel, le pollen ou le couvain, l'élévation des températures extérieures et l'altitude peuvent aussi influencer sur la disponibilité des ressources mellifères qui boostent le métabolisme et permettent un élevage de couvain.

Conclusion

L'objectif principal de la présente étude est l'inventaire des arthropodes cohabitants les ruches d'abeilles domestiques *Apis mellifera intermissa* (Buttel Reepen, 1906) au niveau de 3 ruchers différents dans les régions de Tizi-Ouzou et Bouira. Cet inventaire est effectué à l'intérieur de la ruche, en utilisant deux méthodes : manuelle (approche directe), par pièges angulés, et dans le sol à proximité des ruches. À l'issue de l'ensemble des sorties effectuées sur le terrain, nous avons pu recenser à l'intérieur des ruches, 34 espèces avec un effectif total de 774 individus appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes : Arachnida et Insecta. Cet embranchement représenté par 7 ordres (Mesostigmata, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera et Dermaptera, Orthoptera, Diplopoda ...) qui se répartissent en 24 familles. Alors que la classe des arachnida est représentée par un seul ordre, une seule famille et une seule espèce *Varroa destructor*. D'autre part, l'inventaire dans le sol, nous a permis d'identifier 595 individus appartenant à une seule classe : Insecta. Représentée par 9 ordres et 21 familles.

Il en ressort que les arthropodes trouvés dans les colonies d'abeilles des différentes régions concernées par l'étude dépendent des influences tant intrinsèques telle que le rythme de ponte, la force de la colonie et tant extrinsèques à la colonie telle que les conditions météorologiques et la localisation géographique du rucher.

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, utilisent la ruche pour abri ; soit des parasites comme la famille des Varroidae.

Notons que, les arthropodes qui se trouvent à l'intérieur des ruches peuvent être plus dangereux dans les colonies où ils causent des dégâts énormes qui peuvent éliminer même une ruche complète.

D'autre part, les arthropodes du sol peuvent également avoir une influence sur l'activité de la ruche.

Cette étude nous a permis, non seulement d'inventorier les arthropodes vivant dans les colonies d'abeilles, mais également de confirmer encore la présence, du parasite *V.destructor* dans les différents ruchers avec une abondance relative qui varie entre 71% et 86%. Ce parasite qui ne cesse de causer l'effondrement et la mortalité de plusieurs colonies d'abeille

soit dans notre pays ou bien à travers le monde. De ce fait, la lutte contre ce fléau est plus que nécessaire et même obligatoire et demeure un domaine ouvert à la recherche.

Ce travail constitue un point de départ pour des recherches futures dans le domaine des arthropodes qui cohabitent les ruches d'abeilles *A.mellifera intermissa*.

Au vu de l'originalité de cette thématique, il serait opportun de continuer l'étude sur une longue période et s'étaler à d'autres régions tout en prenant en considération d'autres facteurs tels que la force de la colonie, l'état sanitaire de la colonie, l'âge de la reine...etc.

Enfin, la préservation de l'abeille est de notre devoir car perdre les abeilles c'est l'humanité toute entière qui va disparaître.

Références bibliographiques

1. Alizée, A. (2014). Synthèse des connaissances sur l'apiculture réunionnaise et enjeux pour la filière. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. ENVN, 80-81- 88, 147p.
2. Adam, G. (2012). Pathologie apicole. Ecole d'apiculture des ruchers du sud. Luxembourg, 24p.
3. Adjlane, N., El Ouanass, J. et Haddad, N. (2016). Evaluation of oxalic acid against the mite *Varroa destructor* and secondary effects on honey bees *Apis mellifera*. J Arthropod-Born Dis.
4. Adjlane, N., Mohammed, W. et Nizar, H. (2018). Revue semestrielle Université Ferhat Abbas Sétif 1.
5. Adjlane, N., Wafdi, M. et Haddad, N. (2018). Développement de l'acarien *Varroa destructor* Anderson & Trueman 2000 dans les colonies d'abeilles locales *Apis mellifera intermissa* Buttel-Reepen 1906 dans la zone semi-aride de l'Algérie. Agriculture. Vol. 9(1) : pp 81.88.
6. Albisetti, J., Brizard, A. (1982). Mesures d'éradication. In: Notions essentielles de pathologie apicole. Échauffour, OPIDA, pp 201-209.
7. Alippi, A.M., Lopez, A.C., Reynaldi, F.J., Grasso, D.H., Aguilar, O.M. (2007). Evidence for plasmid-mediated tetracycline resistance in *Paenibacillus* larvae, the causal agent of American Foulbrood (AFB) disease in honeybees. Veterinary Microbiology. 125 (3-4): 290-303.
8. Allen-Wardell, G., Bernhardt, P., Bitner, R., Burquez, A., Buchmann, S., Cane, J., Cox, P.A., Dalton, V. (1998). Le dépérissement des abeilles: faits et causes. 1 p.
9. Allipi, A.M. (1991). A comparison of laboratory techniques for the detection of significant bacteria of the honeybee, *Apis mellifera*, in Argentina. J. Apic. Res., 30: 75- 80.
10. Allipi, A.M. (1999). Disinfecting with hot paraffin. Am. Bee. J., 139 (9): 657.
11. Amsler, T. (2010). Des désinfectants contre la loque américaine et la loque européenne, <https://www.bioactualites.ch/production.animale/abeilles/des.desinfectants.contre.la.loque.americaine.et.la.loque.europeenne.html>.

12. Anderson D.L. (1988). Pathologist report. New Zealand Beekeeper, 199: 12-15.
13. Anderson, D.L. et Trueman, J.W.H. (2000). *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species, 165-189.
14. Apilab. (2018). Pourquoi analyser les polluants environnementaux au travers de l'abeille? Récupéré de <http://www.apilab.fr/fr/analyse.de.polluants.grace.a.l.abeille>
15. Bacher, R. et Merle, C. (2015). Facile & bio, terre vivante, 120p.
16. Bacher, R. et Merle, C. (2016). J'installe une ruche dans mon jardin. Ed. Ferre vivante. France, 118p.
17. Badren, M.A. (2016). La situation de l'apiculture en Algérie et les perspectives de développement, 26p.
18. Bagnouls, F., Gaussen, H. (1953). Saison sèche et indice xérothermique, 29-3 p. 269.
19. Bailey, L. And Ball B.V., (1991). Honey Bee Pathology. Academic Press, London. New-York, 125 p.
20. Bailey, L., (1963). The pathogenicity for honey-bee larvae of microorganisms associated with European foulbrood. J. Insect Pathol., 5: 198 – 205 Bailey L. And Collins M.D., (1982), Reclassification of *Streptococcus pluton*.
21. Bailey. (1981). Honeybee pathology. Academic Press, London. New York, 125 p
22. Ballis, A. (2013). Mémento de l'apiculteur, Un guide sanitaire et réglementaire. Chambre d'agriculture d'Alsace, 64p
23. Barbançon, J.M. et Monod D. (2005). Traitement de la varroase: Emploi de l'acide oxalique. Abeilles & Fleurs. Vol. (666): 23.26 pp.
24. Barbançon, J.M., L'Hostis, M. et Vandaële, E. (2005). Les loques européennes et américaines ne justifient pas l'emploi d'antibiotiques. La Semaine Vétérinaire n°1180.
25. Bedini, G., Pinzauti, M., Felicioli, A. (2006). Varroasi e miasi apiaria, convergenze ed interazioni: alcune considerazioni teoriche. Apitalia, p12-16.

26. Belloy, L., Imdorf, A., Fries, I., Forsgren, E., Berthoud, H., Kuhn, R. Charriere, J.D. (2007). Spatial distribution of *Melissococcus plutonius* in adult honey bees collected from apiaries and colonies with and without symptoms of European foulbrood. *Apidologie* , p136. 140.
27. Ben Hamida, B. (1999). Enemies of bees. *Bee disease diagnosis*. Zaragoza : Ciheam, (Options Méditerranéennes : Série B. Etudes et Recherches ; n. 25). Course on Bee Disease Diagnosis.
28. Benjamin, B., Annabelle, F. (2016). Dossier de presse, Jardins Panoramiques de Limeuil.
29. Bertrand, A. (2021). confrontation. Entre des abeilles et une araignee <https://www.maxisciences.com/animaux/etats.unis.une.incrovable>.
30. Binon, P., Diel, J.P. (2006). Les maladies de la ruche. Pages extraites du livret de cours« Initiation et perfectionnement à l'apiculture » délivré par le GDSA 07, 11p.
31. Biri, M. (2011) .Tout savoir sur les abeilles et l'apiculture (7ème édition). Paris: de vecchi, 302p.
32. Blondel, J., (1979). Biogéographie et écologie. M.Asson éd., Paris, 173 pp
33. Branco, M.R., Kidd, N.A.C., Pickard R.S. (1999). Development of *Varroa jacobsoni* in colonies of *Apis mellifera iberica* in a Mediterranean climate, *Apidologie* 30, 491–503.
34. Breton, A. (2016). Lutter Contre Varroa De Manière Raisonnée. A Section Apicole Régionale de GDS Aquitaine, 21p.
35. Buttel, R. (1906) Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin, vol. 3, p. 117–201.
36. Buttel, R. (1906). Apistica Beitrage zur Systematik, der Honigbiene (*Apis mellifeca L*), ihrer Variet Atenund der ilbrigen .Veroff. Zool. Museum Berlin, 117. 201p. 5p.
37. Buttel, R. (1906). Position of the Red Honey bee, *Apis koschevnikovi* (Buttel.Reepen 1906), within the Genus *Apis* .39p.
38. Celli, G., Maccagnani, B. (2003). Honey bees as bioindicators of environmental pollution.- *Bulletin of Insectology*, 56 (1) : 137-139.

39. Chapleau, J. (2003). L'élevage des reines abeilles. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec (CRAAQ).
40. Cheylas. (2009), Ecole élémentaire Chartreuse, Archives, Projet ENS 2009.2010.
41. Christophe, P., et Hostis, M. L. (2017). La Nosérose Des Abeilles : Chronique D'une Disparition Prochaine En France Nosemosis Of Honeybees : 1, 43-50, 520p.
42. Claire, M. (2009). Le déclin de l'abeille domestique, *Apis mellifera* en France. Sciences pharmaceutiques. (2009).
43. Crane, E. (1990). «Bees and Beekeeping Science Practice and World Resources». Heinemann Professional Publishing Ltd. Oxford.
44. Dajoz, R. (1971). Précis d'écologie. 2^{ème} édition. Dunod. Paris. 549P.
45. Dajoz, R. (1982). Précis d'écologie. Ecologie fondamentale et appliquée Ed. Gauthier Villers Paris 503 p.
46. Dajoz, (2019). Précis d'écologie, 640p.
47. Dawicke, B.L., Ottis, G.W., Scott, D., and Nasr, M. (1992). Host preference of the honeybee tracheal mite *Acarapis woodi* (Rennie). Exp. Appl. Acarol., 15: 83 – 98.
48. Delaplane, K. (1998). strictly for the hobbyist: European foulbrood and its control. Am. Bee. J., 138 (10): 736. 737.
49. Delbac, F. (2009). Nosérose des abeilles : recherche de nouveaux moyens de lutte et comparaison de la pathogénie des espèces *Nosema apis* et *Nosema ceranae* in J. M. barbancon et M. l'hostis. Journée Scientifique apic, Saint Avold : 96-100.
50. Dodelin. (1890). nouvelles stations françaises de *Scolytus koenigi* Schewyrew, (Coleoptera Curculionidae Scolytinae). In:Bulletin mensuel de la Société linnéenne de Lyon, 78^e année, n°3.4. pp. 85.90.

51. Donou, H.T.M., Sikirou, R., Zannou, E., Pomalegni, S.C.B., Goergen, G., Bokonon-Ganta, A.H., Atachi, P., & 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.
52. Dumas, C. (2017). notre apicultrice (Le Miel de Paris . Apis Urbanica), <https://www.cordonbleu.edu/news/recolte.miel.paris.toit.potager/fr>.
53. Dutto, M., et Ferrazzi, P. (2014). "*Megaselia rufipes* (Diptera: Phoridae): a new cause of facultative parasitoidism in *Apis mellifera*." Journal of apicultural research 53(1): 141-145.
54. Ellis, J.D., Hepburn, H.R., Delaplane, K.S., Elzen, P.J. (2003). A scientific note on small hive beetle (*Aethina tumida*) oviposition and behaviour during European (*Apis mellifera*) honey bee clustering and absconding events. Journal of Apicultural Research 42(1–2): 47–48.
55. Ellis, D. (2003). Dorsal and ventral views; Grahamstown, South Africa; University of Florida, United States.
56. Emberger, L. (1971). Travaux de botanique et d'écologie. Ed. Masson et Europe: an émergent type c nosemosis. apidologie 41: 375–392.
57. Faucon, J.P. (1992). Précis de pathologie, connaître et traiter les maladies des abeilles. Ed. Fnosad, Riez, 512 p
58. Fauri, C., Ferra, C., Médori, P., Dévaux, J., Hemptinne, J-L. (2003). Ecologie approche scientifique et pratique. Ed. Lavoisier, Paris, 407 p.
59. Fernandez, N., Et Coineau Y. (2007). Maladies, parasites et autres ennemis de l'abeille mellifère. Ed. Atlantica, Paris, 427 p.
60. Fert, G. (2014). Les cahiers de l'élevage, l'élevage des reines, 128p.
61. Free, J. B. (1993). Insect pollination of crops. Academic press.
62. Frey, E., Schnell, H. & Rosenkranz, P. (2011). Invasion d'acariens *Varroa destructor* dans des colonies d'abeilles mellifères exemptes d'acariens dans les conditions contrôlées d'une zone d'entraînement militaire. *J. Apic. Rés.* **50** (2), 138-144.

63. Fries, I. (2005). Economic threshold for *Varroa jacobsoni* Oud. In the southeastern USA. *Microbial. Ecology*. 50: 369-374p.
64. Gallai, N., Salles, J.M., Settele, J., Vaissière, BE. (2009). Évaluation économique de la vulnérabilité de l'agriculture mondiale face au déclin des pollinisateurs. *Économie écologique*; 68 :810-821.
65. Ghomari, Fn., Kouache, B., Arous, A., Cherchali, S. (2014). Effet de traitement par fumigation du thym (*Thymus vulgaris*) sur le *Varroa destructor* agent de la varroase des abeilles. *Nat et Technol, Scie Agron et Biol.*; 10: 34.38p.
66. Giles, B. (2008). What is Nosema ceranae and how do you test for it? *Bee Craft*, 1, 7–8.
67. Guerriat H. (2017). Etre performant en apiculture : Comprendre ses abeilles et les élever en harmonie avec la nature. Hozro Editions. 480p.
68. Guilliford, R.B. (1994). Chalkbrood disease in Victoria. *The Australasian Beekeeper*, 96: 254. 255p.
69. Habbi.Cherifi, 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 en Sciences Biologiques. Université Mouloud Mammeri de Tizi-ouzou. Algérie.
70. Habbi.Cherifi, A. (2015). Etude de l'efficacité acaricide de deux plantes : le romarin et l'armoïse sur *Varroa destructor* parasite de l'abeille locale, université de Bouira; www.univ-bouira.dz. Séminaire.
71. Haddad, N. (2015). Effect of Some Honeybee Diseases on Seasonal Mortality of *Apis mellifera intermissa* in Algeria Apiaries. *Proc Zool Soc*. 188-205p.
72. Haddad, N., Jens, E., Peter, N. (2008). "Association of *Cryptophagus hexagonalis* (Coleoptera: Cryptophagidae) with honey bee colonies (*Apis mellifera*)." *Journal of apicultural research* 47(3): 190p.
73. Hansen, H., & Brødsgaard, C.J. (1999). American foulbrood: a review of its biology, diagnosis and control. *Bee World* 80: 5-23p.

74. Higes, M., Martín-Hernández, R., Garrido-Bailón, E., González-Porto, A.V., García-Palencia, P., Meana, A., Del Nozal, M.J., Mayo, R., Bernal, J.L. (2009). Honeybee colony collapse due to *Nosema ceranae* in professional apiaries. *Environ. Microbiol. Reports* 1, 110–113
75. Houle, E. (2004). Les méthodes physiques en lutte intégrée. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec. Journée champêtre en apiculture. 5p.
<http://om.ciheam.org/om/pdf/b25/99600245.pdf>
76. Hummel, A., & Feltin, M. (2014). Reconnaître les maladies des abeilles quand on est apiculteur débutant. 5p.
77. Hummel, A., & Feltin, M. (2014). Reconnaître les maladies des abeilles quand on est apiculteur débutant. 5p.
78. Imdorf, A., Charrière, J., Kilchenmann, V., Bogdanov, S., Fluri, P. (2003). Alternative strategy in central Europe for the control of *Varroa destructor* in honey bee colonies. *Apiacta*, 38, 258-285.
79. Charrière, J., Dietemann, V., Schäfer, M., Neumann, P. (2012). Guide De La Sante De L' Abeille. 10 p.
80. Jacob Remacle, A. (1989). Relations plantes. Abeilles solitaires en milieu urbain l'exemple de la ville de Liège. *Comptes rendus du Symposium « Invertébrés » de Belgique*, 8-46p.
81. Jansegers, E. (2007). Les produits de la ruche .Fiche pédagogique.
82. Prost, J., et le conte. (2005). Apiculture – Connaître l'abeille, conduire le rucher. 7 e éditions revue et complétée. Paris : Lavoisier, p.188-392.
83. Klein, U., Vaissière, Ê., Canne, J., Steffan-D., Cunningham, S., Kremen, C. (2007). Importance des pollinisateurs dans les paysages changeants pour les cultures mondiales. *Sciences biologiques*, vol. 274 (p. 303-313).
84. Laramée, S. (2006). L'abeille : sentinelle de l'environnement, Centre apicole de recherche et d'information, Université catholique de Louvain, Louvain-la-Neuve, Belgique, 15 p.

85. Le conte, Y. (2002). L'abeille dans la classification des insectes. Abeilles et Fleurs n°628 : 15.16.
86. Le conte, Y. et Navajas, M. (2008). Changements climatiques : impact sur les populations d'abeilles et leurs maladies. Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.. Vol. 27(2) : pp 485.497.
87. Lee, M., Pittler, M., Shin, B., Kong, J., Ernst, E. (2008). Acupuncture au venin d'abeille pour les douleurs musculo-squelettiques : une revue. Journal de la douleur 9(4) : 289-297.
88. Levoux, O. (2015). Élevage Paris: 75000, <https://www.insecte.org/forumviewtopic.php?t=150223>
89. Lobreau, Callen, D., Damblon, F. (1994). Spectre pollinique des miels de l'abeille *Apis mellifera* L. (Hymenoptera, Apidae) et Zones de Végétations en Afrique Occidentale Tropicale et Méditerranéenne. Grana. vol.33. 245.253p.
90. Maggi, E., Cappiello, M., Del Corso, A., Lenzerini, F., Peroni, E., Benedetti-Cecchi, L. (2016). Climate-related environmental stress in intertidal grazers: scaling. Up biochemical responses to assemblage-level processes P14.
91. Marchenay et Laurence (2007). L'homme l'abeille et le miel, 221p.
92. Mark, G., & Cliff, V. (2001). Control of varroa (A guide for New Zealand beekeepers). In New Zealand Ministry of Agriculture and Forestry. P13.
93. Martiré et Rochat. (2008). Dominique MARTIRÉ et Jacques ROCHAT. – Les Papillons de La Réunion et leurs chenilles. Biotope, Mèze (Collection Parthénope) ; Muséum national d'Histoire naturelle, Paris, 496 p.
94. Mcklee, B., Goodman R., Hornitzky M. (2004). The transmission of European foulbrood (*Melissococcus plutonius*) to artificially reared honey bee larvae (*Apis mellifera*). J. Apic. Res., 43: 93 . 100p.
95. Meigen, J. (1838). « Mortalité des abeilles butinant les *Thymus serpyllum* L. », Travaux apicoles, 1924, 4, 123 (en russe). 41. Michkine (P.P.).

96. Meixner, M., Leta, M., Koeniger, N., Fuchs, S. (2011). *Nosema ceranae* and queen age influence the reproduction and productivity of the honey bee colony *Nosema ceranae* y la edad de la reina influyen en la reproducción y la productividad de las colonias de abejas du miel. P 545.554.
97. Menail, H., Piot, N., MeeusI, Smagghe, G., Loucif-Ayad, W. (2016). Large pathogen screening reveals first report of *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) parasitizing *Apis mellifera intermissa* (Hymenoptera: Apidae) Pages 33-37.
98. Michael, J. (2016). Apiculteur naturel et réalisateur multimédia, Jan Michael rucher école Villa le Bosquet. www.rucherecole.fr. All rights reserved.
99. Moritz, T., Almassi, G., Schowalter, T., Nicolosi, A., Aggarwal, A., Henderson, W., Tarazi, R., Shroyer, AL., Sethi, GK., Grover, FL., Hammermeister, KE. (1997). Atrial Fibrillation After Cardiac Surgery *annals of surgery* Vol. 226, No. 4, 501.513 C 1997 Lippincott.Raven Publishers P 501.511.
100. Moussaoui, K., Ahmed Hedjala O., Zitouni G., Djazouli, Z. (2014)., Estimation de la toxicité des huiles essentielles formulées du Thym et d'Eucalyptus et de produit de synthèse sur le parasite de l'abeille tellienne *Varroa destructor* (Arachnida, varroidae). *Agrobiologia*. Vol. (5) : pp 17.26.
101. Muller, D. (1985). *La Revue d'économie et de statistique*, vol. 67, numéro 2, 259.67.
102. Naquet, N. (2009). Les effets pathogènes de *Varroa destructor* sur l'abeille et sur la colonie d'abeilles. *DIE d'apiculture*. Blog vétérinaire. pathologie apicole, 2p.
103. Naquet, N. (2009). Abeille domestique : *Apis mellifera*, un animal modèle pour l'éthologie. *Laboratoire, Evolution, Génome, comportement et écologie du CNRS*, 7p.
104. Neumann, P., Ritter, W. (2004). "A scientific note on the association of *Cychramus luteus* (Coleoptera: Nitidulidae) with honeybee (*Apis mellifera*) colonies." *Apidologie* 35(6) : 665-666p.
105. Neumann, P., Carreck, N. (2010). Pertes de colonies d'abeilles mellifères. *Journal de recherche apicole*, 49, 1-6.
106. OIE. (2013). Infestation des abeilles mellifères à *Varroa* spp. (varroose), Chapitre 9.6, Article 9.6.1.

107. Oldroyd et Crozier. (1996). Levels of Polyandry and Intracolony Genetic Relationships in *Apis dorsata* (Hymenoptera: Apidae) Pages 276-283.
108. Phillippe, J. (2007). Le guide de l'apiculture. Ed. Edisud. Paris, pp347 p 20.
109. Poncet, D. (2009). Evaluation De L'exposition Au Risque Chimique lors De La Lutte Contre Le Varroa En Apiculture enquête auprès des apiculteurs de l'Ardèche et de la Loire. Institut National de Médecine Agricole. P 7.
110. Porthault, R. (2020). La vie de l'abeille au fil des saisons. <https://www.miel.factory.com/blogs/blog>.
111. Prost, J., et Le Conte, Y. (2005), Apiculture : connaître l'abeille, conduire le rucher Ed. Lavoisier, Tec & Doc, Paris, 698 p.
112. Ramade, F. (1992). précis d'écotoxicologie. Edition Massoun. Paris. 300 pp.
113. Ratia, G. (2009). Guide du congressiste. 41ème congrès.
114. Ravazzi, G. (2003). Abeilles et apiculteurs. Ed. De Vecchi, Paris, 155 p.
115. Rennie, J. (1921). Die Insel Wight-Krankheit. Referiert v. Ed. Boedicker. Archiv, f. Bienenkunde III. Jahrg., 6, Heft.
116. Rosenkranz, P., Aumeier, P., Ziegelmann, B. (2010). Biology and control of *Varroa destructor*. Journal of Invertebrate Pathology 103(Supplement 1): S96-S119p.
117. Røy, H. (1996). Krydsnings-og kombinationsavl, dans Tidsskrift for Biavl, p. 5.19.
118. Sabatier, P. (2013). Étude des effets létaux et sublétaux d'une intoxication au thymol sur le développement et l'immunité des larves d'*Apis mellifera* élevées in vitro, p25.p28.
119. Salame. (2017). Les castes d'une société d'abeilles mellifères, <http://acces.ens.lyon.fr/acces/thematiques/evolution/dossiers.thematiques/epigenetique/epigenetique.de.labeille/les.castes.dune.societe.dabeilles.melliferes>.
120. Sammar, S. (2014). Some species of arthropods in hives of *Apis mellifera intermissa* (Von, Buttel-Reepen, 1906) (Hymenoptera, Apidae) in the Metidja 'Algeria). International Journal of Zoologie and Research, 4, 15-22p.

121. Samson-Robert, O. (2014). Suivi d'abeilles domestiques et de pollinisateurs indigènes lors des semis de cultures traitées aux néonicotinoïdes. Université Laval. 9p.
122. Sankara, F. (2015). Institut du Développement Rural, Université polytechnique de Bobo. Dioulasso, 01 BP 1091 Bobo 01, Burkina Faso.
123. Sébastien, Lucien, P. (2012). *Varroa destructor* (Anderson et Trueman, 2000), un acarien ectoparasite de l'abeille domestique *Apis mellifera linnaeus*, 1758. école nationale vétérinaire d'Alfort. 39p
124. Seltzer, P. (1946). Le climat de l'Algérie. Inst. Météorol. Phys. Globe. Alger
125. Spiltoir, C. (1955). Life cycle of *Ascospaera apis* (Pericystis apis). Am. J. Botany, 42 (6): 501. 508p.
126. Stace, P. (1994). Chalkbrood – learning to live with it. The Australasian Beekeeper, 95: 319. 322p.
127. Straub, P. (2018). Abeille sentinelle écologique Futura, <https://www.futura.sciences.com/planete/dossiers/zoologie.684/>
128. Swart. (2003). Human Resource Management Journal, p 60.75
129. Taber, S. (1986), breeding bees with resistance to chalkbrood disease. Am. Bee. J., 126: 823-825p.
130. Thibault, M. (2017). Le pollen apicole : ses propriétés et ses utilisations thérapeutiques. Sciences pharmaceutiques.. fihal-01931932
131. Thomas, A. (1969). sur l'importance des diptères dans l'environnement de quelques cours d'eau des Pyrénées, annales de limnologie, t. 5, fasc, 1 : p. 61-71
132. Thompson, H., and Brown M. (2001). Is contact colony treatment with antibiotics an effective control for European foulbrood. Bee World, 82: 130-138p.
133. Thorstensen, K. (1976). Chalkbrood, a fungal disease of honeybees. Biokteren, 92: 14. 17p.
134. Thurber, P. (1979). Chalkbrood. Am. Bee. J., 119: 605. 606p.

135. Toullec, A. (2008). Abeille noire, *Apis mellifera*, Historique et sauvegarde. Thèse. Doct-Vétérinaire-Faculté de médecine de Créteil.162p.
136. Va, 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 *Apis mellifera* européenne et africanisée, en climat tropical humide du Mexique. Ph. D., Univ. Claude Bernard, Lyon 1, 111 p.
137. Vidal, N. (2012). Chapter Honey bees. In Invertebrate Medicine second edition (ed. Greg Lewbart), pp. 285-323. Blackwell. Wiley. vivante. France. 118p.
138. Wendling, S. (2012). *Varroa destructor* (Anderson et Trueman, 2000), un acarien ectoparasite de l'abeille domestique *Apis mellifera Linnaeus*, 1758. Revue bibliographique et contribution à l'étude de sa reproduction. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil, 190 p.
139. Winston, ML. (1993). La biologie de l'abeille. Ed. Frison. Roche. Paris. 276p.
140. Yang, X., & Cox., Foster, D.L. (2005). Impact of an ectoparasite on the immunity and pathology of an invertebrate: Evidence for host immunosuppression and viral amplification. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America102, p. 7470.7475.
141. Zahradnick, J. (1991). Effect of operating conditions on the characteristics of pressure fluctuations in a bubble column Pages 107.115.

Résumé

La ruche représente l'habitat de la colonie d'abeilles, c'est dans cet environnement que ces dernières vivent et se développent en compagnie, d'autres arthropodes formant ainsi un cortège faunistique très diversifié. L'objectif de notre étude est de recenser les arthropodes vivants dans les ruches d'abeilles *Apis mellifera intermissa* dans les régions de Tizi-Ouzou et de Bouira ainsi que dans le sol environnant ces colonies. L'inventaire de la faune arthropodologique, au niveau des ruches des trois ruchers (Iboudraren, Boukhalfa et Takerboust) a révélé la présence de 34 espèces avec un effectif total de 774 individus appartenant à deux classes de l'embranchement des arthropodes : Arachnida et Insecta. Cet embranchement est représenté par 7 ordres (Mesostigmata, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera et Dermaptera, Orthoptera, Diplopoda ...) qui se répartissent en 24 familles. Toutefois, la classe des arachnida est représentée par un seul ordre, une seule famille et une seule espèce qui est *Varroa destructor*. D'autre part, l'inventaire dans le sol, a permis d'identifier 25 espèces avec un effectif total de 595 individus appartenant à une seule classe : Insecta, représentée par 9 ordres et 21 familles. De ce fait, l'abeille domestique est confrontée à l'intrusion de diverses espèces animales, Certaines sont en compétitions avec l'abeille pour ses produits comme le miel. D'autres, utilisent la ruche pour abri, ou bien peuvent être des prédateurs.

Mots clés : Arthropodes, inventaire, abeilles, *Apis mellifera*, ruche.

Abstract

The hive represents the habitat of the colony of bees, it is in this environment that they live and develop in the company of other arthropods, thus forming a very diverse faunistic procession. The objective of our study is to identify the arthropods living in the beehives *Apis mellifera intermissa* in the regions of Tizi-Ouzou and Bouira as well as in the soil surrounding these colonies. The inventory of arthropodological fauna, at the level of the hives of the three apiaries (Iboudraren, Boukhalfa and Takerboust) revealed the presence of 34 species with a total number of 774 individuals belonging to two classes of the arthropod phylum: Arachnida and Insecta. This branch is represented by 7 orders (Mesostigmata, Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera and Dermaptera, Orthoptera, Diplopoda...) which are divided into 24 families. However, the arachnida class is represented by a single order, a single family and a single species which is *Varroa destructor*. On the other hand, the inventory in the soil, made it possible to identify 25 species with a total number of 595 individuals belonging to a single class: Insecta, represented by 9 orders and 21 families. As a result, the honey bee faces the intrusion of various animal species. Some compete with the bee for its products such as honey. Others use the hive for shelter, or they may be predators.

Key words: Arthropods, inventory, bees, *Apis mellifera*, hive.