

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

UNIVERSITE BLIDA-1-

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE DES POPULATIONS ET DES ORGANISMES

OPTION : REPRODUCTION ANIMALE.

PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MATER 2

THEME

Contribution à l'étude de l'influence de certains paramètres sur la reproduction de l'abeille locale *Apis mellifera intermissa* dans la région de la Mitidja .

Présenté par : LATRECH Hamidou

Soutenu le : 28/06/2016.

Le jury :

Président : Mr BESSAD M.A	Maitre de conférences B	U. Blida-1
Promoteur : Mr KAIDI. R	Professeur	U. Blida-1
Co-promoteur : Mr. BELABDI. I	Maitre assistant A	U. Blida-1
Examinatrice: Mme BENAZOUZ .F	Maitre assistante A	U. Blida-1

Année universitaire : Juin2016.

## **REMERCIEMENTS :**

Je tien à exprimer ma profonde gratitude à l'égard de :

-Président : Mr BESSAD M.A                      Maitre de conférences B                      U. Blida-1

-Promoteur : Mr KAIDI. R                                      Professeur                                      U.Blida-1

-Co-promoteur: Mr. BELABDI. I                      Maitre assistant    A                      U. Blida-1

-Examinatrice: Mme BENAOUZ .F                      Maitre assistante A                      U.Blida-1

-Docteur BOUCHARB.A.

-Toute l'équipe du laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction Animale

(Dr ABDELI, Dr BELALA, Dr BESBASI, Dr SALHI, Dr BENALI, Melle BELKBIR...)

-Tous les enseignants de l'option reproduction Animale.

## **DEDICACES :**

**Je dédie ce travail à mon père et mon oncle Djamal, ma mère et ma tante Rania.**

**A ma femme Radia, et mes filles ;Yasmine , Amani et Manel.**

**A EL HADJ SOUNA Benyakhlaf, et Mr. CHEREF Nacer.**

**Aux membres de l'Association Nationale de la Culture, éducation et de la  
Formation(ANCEF).**

**Aux membres de la Fédération Nationale des Apiculteurs (FNA).**

**Aux membres de l'Association Nationale des Apiculteurs Professionnels(ANAP).**

**Aux membres de l'Association des Apiculteurs de Blida(ADAMB).**

## **LISTE DES TABLEAUX :**

<b>Tableau 01 : Différentes couleurs utilisées chaque année pour les reines .</b>	<b>15</b>
<b>Tableau 2 : nombre de spermatozoïdes par faux bourdon parasité.</b>	<b>21</b>
<b>Tableau 3 : Volume de la semence prélevé par différentes études.</b>	<b>22</b>
<b>Tableau 4 : nombre de spermatozoïdes récolté par différentes méthodes.</b>	<b>22</b>
<b>Tableau 5 : taux d'acceptation des larves en mois de février.</b>	<b>44</b>
<b>Tableau 6 : taux d'acceptation des larves en mois de mars.</b>	<b>44</b>
<b>Tableau 7 : Poids des reines vierges après l'émergence.</b>	<b>46</b>
<b>Tableau 8 : taux de fécondation des reines en fonction des mois</b>	<b>49</b>
<b>Tableau 9 : poids des reines fécondées et nombre de spermatozoïdes.</b>	<b>50</b>
<b>Tableau 10: nombre de spermatozoïdes par faux bourdon.</b>	<b>51</b>

## LISTE DES FIGURES :

Figure 1 : les différentes castres .	3
Figure 2: cycle de développement de l'abeille.	4
Figure 3: les durées de cycle de développement des différentes castres .	5
Figure 4: la Morphologie de la reine.	8
Figure 5:l'appareil reproducteur de la reine.	9
Figure 6 :l'accouplement de la reine (vol nuptial).	10
Figure 7: Larves de moins de 03 jours.	12
Figure 8 : la ruche starter .	13
Figure 9 : la colonie finisseur verticale.	13
Figure 10 : éclosion de la reine.	14
Figure 11: Anatomie de l'appareil reproducteur du faux-bourdon	18
Figure 12: Éversion complète de l'endophallus avec présence de sperme.	19
Figure 13: morphologie du faux-bourdon.	20
Figure 14: station d'élevage.	26
Figure 15: station de fécondation	26
Figure 16: LBRA (I.S.V.Blida)	26
Figure 17 : cadre de nucleus de fécondation	27
Figure 18 : les compartiments de nucléus fécondation.	27
Figure 19: les composants de la ruche.	28
Figure 20 : local pour greffage.	29
Figure 21:le matériel d'élevage de reine.	30
Figure 22: larve greffée.	31
Figure 23: Disposition des cadres dans le starter	32
Figure 24:Opération de greffage.	33

Figure 25: cadre de greffage .	33
Figure 26 : les cellules acceptées.	34
Figure 27 : comptage des cellules acceptées.	34
Figure 28 : disposition des cadres dans le finisseur horizontal.	35
Figure 29: finisseur horizontal.	35
Figure 30 : finisseur vertical.	36
Figure 31: transfert des nymphes vers le finisseur	36
Figure 32: pesage des cellules royales	37
Figure 33 : récolte des reines vierges .	37
Figure 34 : mirage des cellules royales	38
Figure 35 : nymphe mort.	38
Figure 36: reines vierges isolées et marquées .	38
Figure 37: introduction de cellules royales .	39
Figure 38 : dissection de la reine.	40
Figure 39 : spermathèque de la reine.	40
Figure 40: Mouvement circulatoire des spermatozoïdes.	41
Figure 41 :Mouvement serpentin des spermatozoïdes.	41
Figure 42: dissection du faux bourdon .	42
Figure 43: éversion de l'endophalus	43
Figure 44: pourcentage d'acceptation des larves.	44
Figure 45: corrélation poids de la reine vierge et la cellule royale.	48
Figure 46 : taux de fécondation des reines en fonction des mois.	50

# SOMMAIRE :

<b>Introduction :</b>	<b>1</b>
<b>Partie bibliographique :</b>	<b>2</b>
<b>Chapitre 1 : Biologie de la reine</b>	<b>2</b>
<b>Introduction :</b>	<b>2</b>
<b>I.1. Etude relative à la biologie de l'abeille :</b>	<b>3</b>
<b>I.2.Elevage de reines :</b>	<b>10</b>
<b>I.3. Modalités pratiques de l'élevage de reines :</b>	<b>11</b>
<b>I.3.1. Sélection des colonies d'élite :</b>	<b>11</b>
<b>I.3.2. Préparation des colonies à l'élevage :</b>	<b>11</b>
<b>I.3.3.1. L'élevage des mâles dans les colonies à bourdons :</b>	<b>12</b>
<b>I.3.3.2. L'obtention des larves :</b>	<b>12</b>
<b>I.3.3.3. Les colonies starters</b>	<b>13</b>
<b>I.3.3.4. Les colonies finisseurs :</b>	<b>13</b>
<b>I.4. Eclosion des reines :</b>	<b>14</b>
<b>I.5. Préparation des reines pour l'introduction dans la colonie:</b>	<b>15</b>
<b>I.5.1. Fécondation des reines :</b>	<b>15</b>
<b>I.5.2. Marquage des reines :</b>	<b>15</b>
<b>I.5.3.Introduction des reines dans une colonie:</b>	<b>16</b>
<b>Chapitre II : Biologie du Faux bourdon</b>	<b>16</b>
<b>II.1.Biologie du male :</b>	<b>16</b>
<b>II.2.Évaluation de la production et de la qualité du sperme :</b>	<b>21</b>
<b>PARTIE EXPERIMENTALE</b>	
<b>I-Présentation de la zone d'étude:</b>	<b>25</b>
<b>1- Sur terrain :</b>	<b>25</b>
<b>2-Dans le Laboratoire :</b>	<b>26</b>
<b>II. Matériels et méthodes :</b>	<b>27</b>
<b>II .1.Matériel :</b>	<b>27</b>

<b>II .1.1. Matériel biologique:</b>	<b>27</b>
<b>II .1.2.Matériel apicole:</b>	<b>27</b>
<b>II .1.2.1.Matériel d'exploitation :</b>	<b>27</b>
<b>II .1.2.2. Matériel destiné à l'élevage :</b>	<b>29</b>
<b>II .1.3.Matériel du laboratoire :</b>	<b>31</b>
<b>II -1-4-Analyse statistiques :</b>	<b>31</b>
<b>III. Méthodes de travail:</b>	<b>31</b>
<b>III .1.élevage de reines :</b>	<b>31</b>
<b>III .1.1. Préparation des cadres d'élevage:</b>	<b>31</b>
<b>III .1.2. Préparation du starter:</b>	<b>31</b>
<b>III .1.3.Repérage des cadres destinés au greffage:</b>	<b>32</b>
<b>III .1.4. Introduction des cadres porte-barettes pour la familiarisation:</b>	<b>32</b>
<b>III .1.5. Le greffage ou transfert de larves de moins de 3 jours :</b>	<b>32</b>
<b>III .1.6.Le nourrissage:</b>	<b>33</b>
<b>III .1.7.Comptage du taux d'acceptation des cellules greffées :</b>	<b>34</b>
<b>III .1.8.Préparation des finisseurs horizontal :</b>	<b>35</b>
<b>III .1.9.Préparation des finisseurs verticaux :</b>	<b>36</b>
<b>III .1.10. Transfert des cellules royales operculées vers les finisseurs :</b>	<b>36</b>
<b>III .1.11.Pesée des cellules royales :</b>	<b>37</b>
<b>III .1.12.Pesée des nymphes :</b>	<b>37</b>
<b>III .1.13.Pesée des reines vierges après l'émergence:</b>	<b>37</b>
<b>III .1.14.Calculs du taux de Mortalité :</b>	<b>38</b>
<b>III.1.15.Maturité sexuelle :</b>	<b>38</b>
<b>III.1.16. Introduit les cellules royales dans des nucléus de fécondations :(J10)</b>	<b>39</b>
<b>III .1.17.Pesée des reines fécondées :</b>	<b>39</b>
<b>III .1.18.Dissection des reines fécondées :</b>	<b>39</b>
<b>III .1.19. Comptage des spermatozoïdes dans les spermathèques :</b>	<b>41</b>



<b>III .2.Récolte des males :</b>	<b>42</b>
<b>III .2.1. Choix et capture des males:</b>	<b>42</b>
<b>III .2.2.Dissection :</b>	<b>42</b>
<b>III .2.3.Eversion :</b>	<b>43</b>
<b>III .2.4.Comptage :</b>	<b>43</b>
<b>IV. Résultats et Discussion :</b>	<b>44</b>
<b>IV .1.Acceptations des larves greffées :</b>	<b>44</b>
<b>IV .2. Poids des cellules royales :</b>	<b>46</b>
<b>IV .3. Poids des nymphes:</b>	<b>46</b>
<b>IV .4. Corrélation entre le poids de cellules royales et le poids de nymphe :</b>	<b>46</b>
<b>IV.5.Poids des reines vierges après l'émergence:</b>	<b>46</b>
<b>IV.6.Calculs du taux de Mortalité :</b>	<b>48</b>
<b>IV. 7. Fécondation de la reine :</b>	<b>48</b>
<b>IV.8.Poids des reines fécondées :</b>	<b>50</b>
<b>IV.9.Nombre de spermatozoïdes dans le spermathèque des reines :</b>	<b>50</b>
<b>IV.10.Nombre de spermatozoïdes par faux bourdon :</b>	<b>51</b>
<b>Conclusion générale :</b>	<b>53</b>
<b>Annexe :</b>	<b>55</b>
<b>Références bibliographique :</b>	<b>65</b>

## Résumé :

La durée de vie de la reine de l'abeille « *Apis mellifera intermissa* » est dépendante du nombre de spermatozoïdes qu'elle acquiert durant les vols nuptiaux, des remplacements de reines ainsi que de jeunes reines ayant épuisé leurs réserves de spermatozoïdes sont rapportés, en Algérie, par des Apiculteurs, ces problèmes soulevé diverses questions, à savoir si les problèmes résultants d'une mauvaise fécondation relié à la qualité réduite du sperme produit par le faux bourdon, ou à d'autres paramètres de qualité de la reine, ou bien à l'influence de la période d'accouplement. Le but de ce travail était d'étudier les paramètres de qualité de la reine de l'abeille locale « *Apis mellifera intermissa* », et d'analyser la semence dans la spermathèque de la reine, et dans la vésicule séminale du faux bourdon.

Notre étude a été menée dans la Mitidja, entre le Mois de janvier et le Mois de juin 2016, la moyenne du poids des reines à l'émergence et après la fécondation ont été évalués, ainsi que le nombre de spermatozoïdes, dans la spermathèque de la reine et dans la vésicule séminale du faux bourdon. Les résultats obtenus montrent un faible poids moyen des reines vierges à l'émergence ( $0.160 \pm 0.011$ gr), et après la fécondation ( $0.176 \pm 0.017$  gr), un taux de mortalité élevé des nymphes avant l'éclosion (26.66 %), et une maturité sexuelle des reines qui peut aller jusqu'au 35 eme jour après la naissance. L'analyse de la semence, montre une moyenne de  $5.411.111 \pm 1915361$  de spermatozoïdes dans la spermathèque de la reine après fécondation, et une faible moyenne de  $3.316.666 \pm 1980270$  de spermatozoïdes chez le faux bourdon (récolté de la vésicule séminale).

Cette étude souligne la nécessité d'en connaître davantage sur l'abeille locale, et sur l'élevage de reines et des faux bourdons, afin d'obtenir des reines d'abeilles adéquatement fécondées.

Mots-clé :abeille, APIS mellifera intermissa, reine, spermathèque, faux bourdon, nombre de spermatozoïdes, poids, vésicule séminale.

## Summary :

A honey bee (*Apis mellifera intermissa*) queen's life expectancy is strongly dependent on the number of sperm she obtains by mating with drones during nuptial flights. Unexplained replacements of queens by the colony and young queens showing sperm depletions have been reported in Algeria, and reduced drone fertility and queen fertility problems have been a suspected cause.

Our study was conducted in the MITIDJA between January and June 2016, with the objective of estimating the reproductive parameters of honeybees (*Apis mellifera intermissa*) and semen analysis. The results showed high emergence weight of queen ( $0.160 \pm 0.011$ gr), and high weight after fecundation ( $0.176 \pm 0.017$  gr). The rate of queen bee not emerged was found to be 26.66%.

Semen analyses, showed that the number of sperm in the spermatheca of honeybee queen is ( $5.444.444 \pm 1615361$ ) spermatozoa, and the drone had an average total sperm average count of ( $3.316.666 \pm 1980270$ ) spermatozoa.

These results highlight the necessity of better understanding drone and queen rearing and how it can be optimized to ensure optimum honey bee queen mating.

Keywords: bee, *Apis mellifera intermissa*, queen, drone, semen, weight, spermatheca.

## ملخص

عمر ملكة النحل مرتبط بعدد النطاف المخزنة التي حصلت عليها عند رحلة التلقيح, تغيير ملكات النحل الملقحة حديثا او قتلها من طرف العاملات مشكل يعاني منها الكثير من النحالين, هذه المشاكل طرحت العديد من التساؤلات فيما اذا كان سببها ضعف عدد النطاف عند الذكور او عند الملكة الملقحة, او انه راجع الى نوعية الملكة او الى تاثير فترة التزاوج.

تمت الدراسة بمنطقة متيجة بين شهر جانفي وجوان 2016, بهدف تحديد المعايير المهمة في جودة ملكة النحل المحلي (الابيس مليفيرا انترميسا) وتحليل السائل المنوي عند الذكور والملكة بالاضافة الى تاثير فترة التزاوج, النتائج المتحصل عليها تبين ضعف في الوزن عند الملكات بعد الفقص, وبعد التلقيح, ونسبة عالية من موت الشرنقات قبل الفقص. كما سجلنا نضح جنسي للملكات العذرات قد يصل الى 35 يوم بعد الولادة. ان تحاليل السائل المنوي تبين ان معدل عدد النطاف عند الملكات يقدر ب  $1915361 \pm 5.411.111$  نطفة, وعند الذكور يقدر ب  $1980270 \pm 3316666$  نطفة.

هذه النتائج تاكد على ضرورة المعرفة المعمقة للسلالة المحلية وضرورة التحكم في تربية الملكات والذكور, للحصول على ملكات ملقحة جيدا.

الكلمات الدالة

نحل محلي, الابيس مليفيرا انترميسا, نطاف, تحليل السائل المنوي, ملكات, ذكور, الوزن.

## Introduction :

L'importance de l'abeille domestique pour l'environnement et l'humanité est indéniable. En pollinisant efficacement les plantes, elle permet le maintien de la diversité et assure une qualité de mise à fruit optimale des cultures. L'abeille procure également à l'Humain des produits de la ruche comme le miel, le pollen, la propolis et la gelée royale, qui présentent des vertus nutritionnelles importantes.

L'état doit disposer d'un cheptel d'abeilles permanent, la maîtrise de l'élevage des reines et des faux bourdons, est la clé en Apiculture.

Des problèmes concernant la fécondité des reines d'abeilles, soit principalement la durée de la ponte au sein de la colonie, ont été rapportés par les Apiculteurs. De jeunes reines fécondées sont rejetées précocement par les colonies puisqu'elles épuisent rapidement leurs réserves de spermatozoïdes censées permettre la ponte pour quelques années. Ces problèmes de fécondité sont inquiétants et source de soucis pour les apiculteurs. Les reines défaillantes sont tuées ou remplacées par les abeilles, et ceci interrompt le développement des colonies, réduit leur production en miel et leur efficacité pour la pollinisation des cultures.

Ces problèmes ont soulevé diverses questions dans le monde apicole, à savoir si les problèmes résultent d'une mauvaise fécondation reliée à la qualité réduite du sperme produit par les mâles (faux-bourdons) ou à la qualité de la reine fécondée.

D'autres problèmes concernant l'influence de la saison sur le taux de fécondation ont été aussi rapportés par les Apiculteurs .

D'après notre recherche bibliographique, aucune étude n'a été menée, en Algérie, sur la quantité des spermatozoïdes dans le spermathèque de la reine, et dans la vésicule séminale du faux bourdon, la corrélation entre le poids de la reine et le nombre de spermatozoïdes dans le spermathèque, l'influence de la période d'accouplement sur le taux de fécondation des reines.

Afin de combler ces lacunes, nous avons réalisé ces travaux, pour:

- étudier les paramètres de la qualité de la reine.

- analyser la semence :

- a- dans le spermathèque de la reine.

- b-dans la vésicule séminale du faux bourdon.

# **PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE**

## **Chapitre 1 : Biologie de la reine :**

### **Introduction :**

L'élevage de reines constitue une des plus importantes activités dans la conduite moderne et intensive en apiculture. Cela est intimement lié au rôle que peut jouer la reine dans le développement de la colonie d'abeilles.

La productivité des ruches est déterminée par la puissance des colonies, à savoir le nombre d'abeilles butineuses qui récoltent et emmagasinent les provisions de miel dans les rayons.

Cependant, l'augmentation du nombre d'abeilles dans la colonie est étroitement liée à la prolificité de la reine et à la manière dont elle manifeste cette qualité, étant donné qu'elle est la seule femelle à être accouplée et à pondre des œufs fécondés.

En ce qui concerne la prolificité de la reine, elle se manifeste pleinement durant les premières années de sa vie puis diminue de plus de 50%.

Des problèmes de fertilité des reines abeilles sont rapportés et une défaillance de la production et la qualité du sperme des faux-bourçons est mise en cause. Ce projet vise à évaluer l'influence de certains paramètres sur la reproduction de l'abeille locale *Apis mellifera intermissa*.

## I.1. Etude relative à la biologie de l'abeille :

### - Systématique des abeilles :

L'abeille est un insecte de l'ordre des Hyménoptères : ailes membraneuses, antérieures plus longues que les postérieures. Elle appartient à la famille des Apidés qui vivent dans une société caractérisée par la division et la spécialisation du travail. (Le Conte 2004)

### - Structure de la colonie des abeilles :

L'organisation de la vie sociale des abeilles est déterminée par les conditions défavorables du milieu dans lequel l'association des individus et leur spécialisation facilitent la lutte pour l'existence parmi d'autres insectes sociaux (Moritz et al 1997).

La colonie des abeilles dans une ruche: (Figure 1)

- La reine : une seule.
- Des faux bourdons : quelques centaines.
- Des ouvrières : quelques dizaines de milliers.

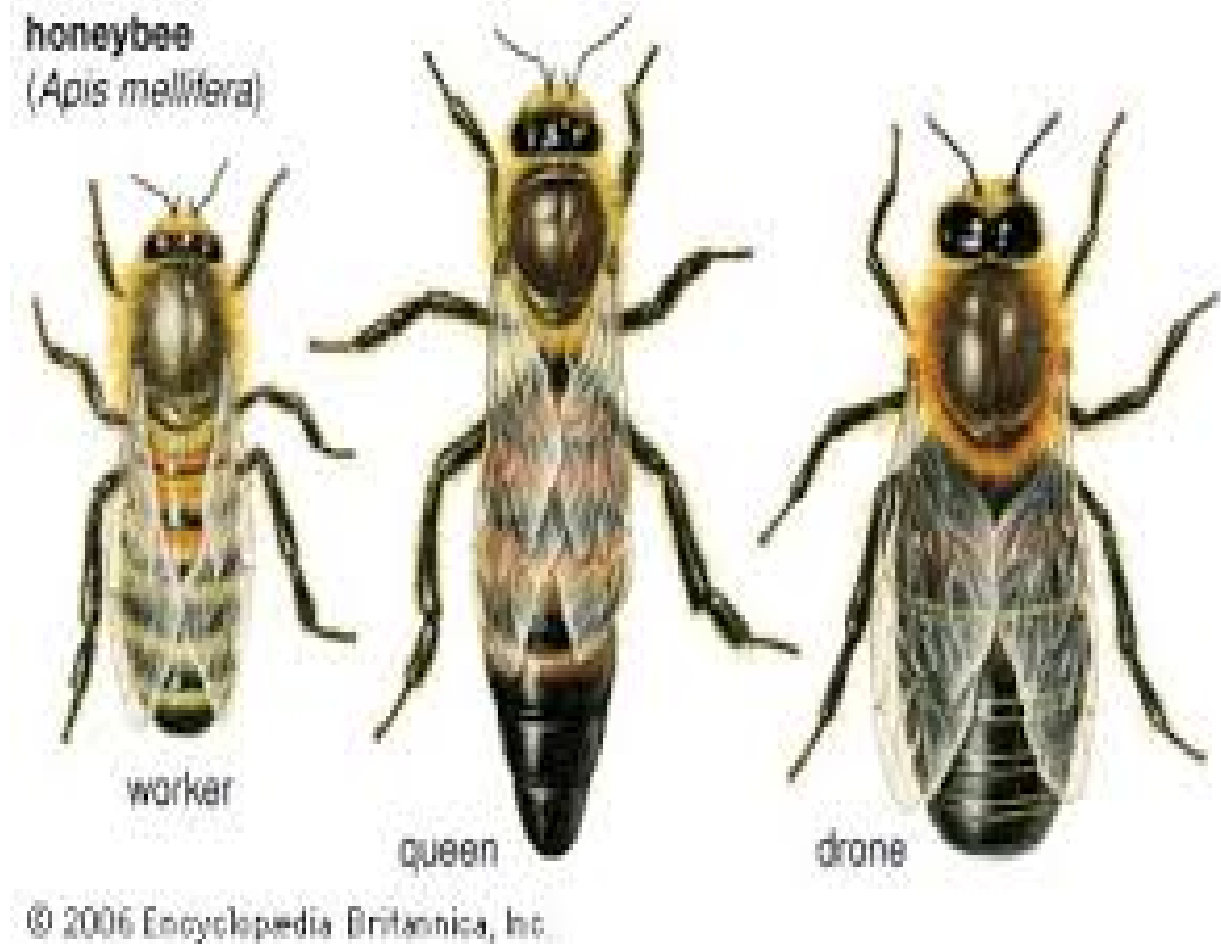


Figure 1 : les différentes castes (Encyclopedia Britannica 2006).

**-Cycle de développement de la reine :** l'abeille possède un développement Holométabole, c'est-à-dire une métamorphose complète (PROST, 1979), passant les stades d'œufs, de larve, de nymphe et finalement d'adulte. (Figure 2)

## CYCLE DE VIE DE L'ABEILLE



**Figure 2: cycle de développement de l'abeille.**  
([www.Blog.apiculture.net](http://www.Blog.apiculture.net))

La durée du cycle de la reine est de 16 jours, elle est la plus courte par rapport à celle de l'ouvrière ; 21 jours, et du faux bourdon ; 24 jours. (Figure 3)



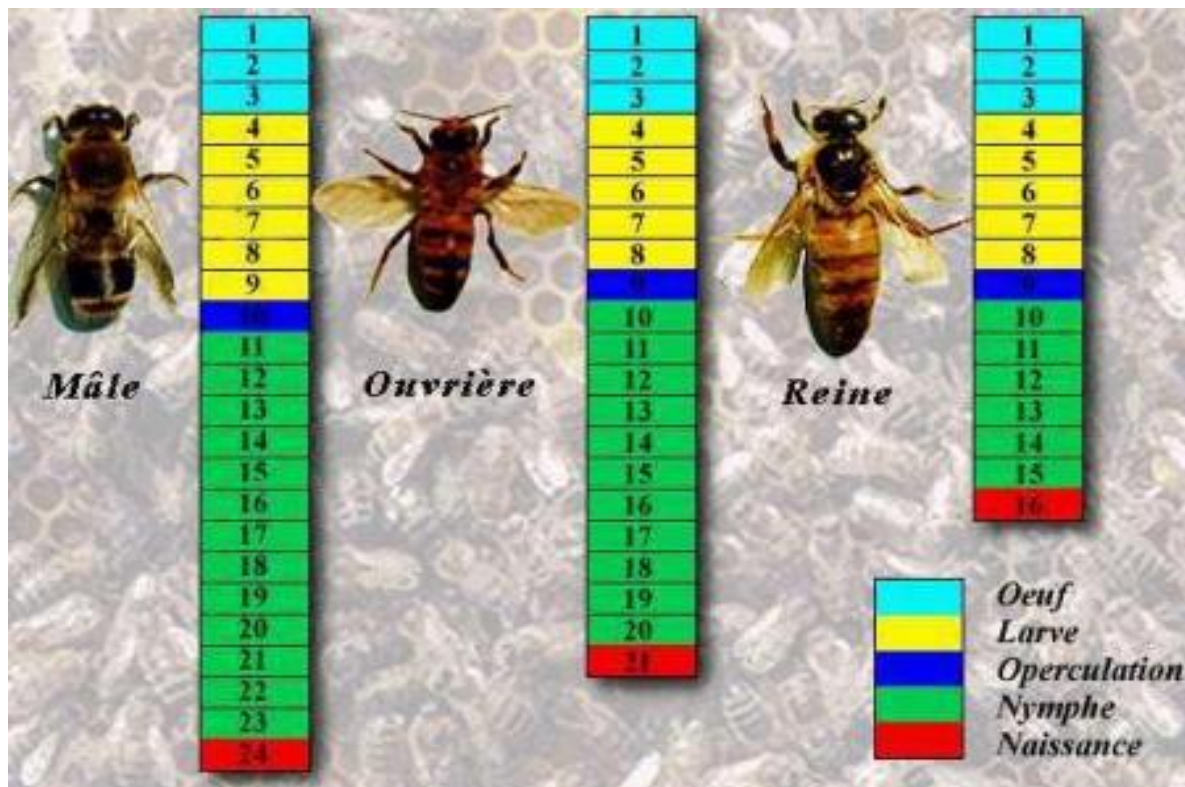


Figure 3: les durées de cycle de développement des différentes castes .  
([www.les-avettes-du-mont-des-frenes.be](http://www.les-avettes-du-mont-des-frenes.be))

#### - L'importance de la reine dans la colonie :

Une colonie d'abeilles ne comprend généralement qu'une seule reine, qui est la mère de toute la population de la ruche. D'après BORCESCU (1981) et PROST (1977), la reine est différente des autres habitants de la ruche par :

- Son aspect vermiforme.
- La longueur de son corps qui varie de 20 à 25 mm.
- Son poids variant de 150 à 280 mg.
- Sa durée de vie de 4 à 5 ans, mais elle n'est prolifique que dans les deux premières années.

La reine passe la plupart de son temps à pondre, elle ne butine pas et ne construit pas d'alvéoles, elle est alimentée et soignée par des ouvrières qui constituent sa suite.

La reine joue aussi un rôle important de par la sécrétion d'une phéromone. La présence de cette dernière permet :

- D'attirer les ouvrières et de maintenir l'effet de groupe dans la colonie (cohésion de tous les membres de la population).
- De bloquer le développement ovarien des ouvrières et la construction de cellules royales, empêchant la naissance de nouvelles reines.

Cependant, il importe de souligner que la valeur de la colonie est fortement liée à celle de la reine, d'où l'importance de choisir une reine de bonne qualité à la tête d'une population. La valeur de la reine dépend des caractères qu'elle transmettra à sa descendance et qui sont inscrits dans ses gènes. Mais elle dépend également de sa vigueur, de sa fécondité liée non seulement à son hérédité, mais aux conditions dans lesquelles elle a été élevée (LOUVEAUX, 1980).

La reine intervient également d'une façon plus directe pour assurer son unicité et sa souveraineté dans la colonie. C'est ainsi que la première reine formée détruit celles qui ne sont pas encore écloses. Si deux reines apparaissent simultanément, leur rencontre donnera lieu à un duel à l'issue duquel il n'y aura qu'une seule survivante (Prost, 1977).

KUWBARA (1947, en étudiant le phénomène de nutrition, a constaté que les larves d'ouvrières de 1 à 3 jours sont nourries dans une colonie normale, trois fois par heure. Lorsque la reine vient d'être enlevée, toutes les larves jeunes sont alors nourries dix fois par heure. Mais après 48 heures, la cadence décroît graduellement chez les larves d'ouvrières, alors qu'elle augmente encore pour les larves de reines pour atteindre son maximum au moment de la 3ème mue (jusqu'à 25 fois par heure).

Selon CHAUVIN (1968), le nourrissage excessif semble un facteur important dans la formation des reines.

#### **- Développement et l'évolution de la reine:**

Le nid dans lequel se déroule la vie organisée des abeilles est constitué par les rayons de cire, chaque rayon à plusieurs milliers de cellules dans lesquelles la reine va pondre. Il existe trois types de cellules, dont le berceau de la reine qui est une cellule spéciale dite royale, édifiées par les ouvrières, (PROST, 1979).

D'après NEKMOUCHE (1992), les abeilles élèvent leurs reines selon trois pulsions naturelles:

- L'essaimage.
- L'orphelinage.
- Le renouvellement, encore appelé supersédure.

Dans l'élevage spontané, les alvéoles royales ont pour base un bloc de cire, elles sont édifiées soit pour la supersédure, soit pour l'essaimage. La supersédure est le remplacement, sans essaimage, d'une reine âgée par sa fille. Elle est attribuée à un déficit de phéromone royale.

Dans l'élevage provoqué, lorsque la reine a disparu accidentellement, les cellules construites sont appelées cellules de sauvetage.

Selon CHAUVIN (1968), elles sont édifiées à partir de cellules d'ouvrières contenant des œufs ou des larves, généralement jeunes, mais parfois âgées de plus de trois jours. Chaque cellule royale reçoit donc un œuf fécondé, collé par sa pointe au fond de l'alvéole par une goutte de gelée et dont la position indique l'âge. Ainsi, au 1<sup>er</sup> jour, elle est verticale, au 2<sup>ème</sup> jour elle devient oblique et au 3<sup>ème</sup> jour l'œuf se couche au fond de la cellule. L'œuf demeure en incubation pendant 3 jours. Les larves de reines grandissantes subissent quatre mues successives, dont les dépouilles restent dans la gelée royale.

Au cours des deux premiers jours de leur vie, toutes les larves reçoivent de la gelée royale, sans pollen pour les reines, avec quelques grains de pollen pour les ouvrières. A partir du 3<sup>ème</sup> jour, les larves d'ouvrières sont alimentées avec une bouillie de miel, de pollen et d'eau qui empêche le développement de leurs organes génitaux, (PROST, 1979).

Quant aux larves de reines, elles sont nourries uniquement de gelée royale. Celle-ci contient un principe qui permet le plein développement des ovaires.

#### **- Importance de la nourriture dans le développement des larves des reines:**

A l'éclosion, les larves de reines sont nourries, et durant toute leur existence, avec de la gelée royale, tandis que les larves d'ouvrières (ou de mâles) reçoivent de la gelée mixte, pain d'abeilles, à partir du 4<sup>ème</sup> jour de leur vie, ce qui empêche le développement de leurs organes génitaux. Il semble que le principe déterminant des castes est présent dans la gelée royale (PROST, 1970).

En effet, l'abeille femelle est génotypiquement constituée pour posséder l'appareil génital parfait d'une reine. Cependant, l'ouvrière n'est que le produit d'une déviation déterminée par la castration nutritive.

Il existe dans la gelée royale fraîche une ou plusieurs substances, encore inconnues, induisant la différenciation des larves en reines et accélérant leur croissance (WEAVER, 1955). La royalactine est une protéine qui a été identifiée dans la gelée royale et qui a le rôle d'induire le développement des ovaires et l'accélération du développement de la larve (KAMARUKA 2011).

Ainsi, une larve de reine de 20 à 25 mg déposée sur la gelée mixte donne des nymphes dont le sexe est d'autant moins développé que le changement de régime a été plus tardif.

Dépassant ce poids, la larve, définitivement orientée, ne peut plus subir aucune régression (VON RHEIINN, 1933).

KUSNNAEARA (1947) trouve que les larves d'ouvrières de 1 à 3 jours sont nourries, dans une colonie normale, 3 fois par heure. Mais, lorsqu'on enlève la reine, toutes les larves sont nourries 10 fois par heure. Quarante huit heures après l'orphelinage, il y a diminution graduelle chez les larves d'ouvrières, et augmentation chez les larves de reines pour atteindre un maximum au moment de la 3eme mue, jusqu'à 25 fois par heure.

#### **- Poids des reines:**

Son poids variant de 150 à 280 mg. KAROIEVA (1957) constate que lorsqu'une reine fécondée est conservé dans une cagette pendant 17 à 45 jours avec 10 abeilles seulement, son poids diminue de 230 à 158 mg, L'introduction dans la cagette d'abeilles supplémentaires permet l'augmentation du poids de la reine.

Selon SKROBAL (1958) le poids des reines fécondées dépasse de 31% à 70% celui des non fécondés. Il augmente durant le printemps et l'été, puis décroît. Cette augmentation est due au grand développement des ovaires après fécondation (ROMAROV et ALPATOV, 1934). D'autre part, LOUVEAUX (1980) signale que le poids des reines à la naissance, le nombre de leurs ovaires et leur longévité sont en étroite corrélation avec les conditions d'élevage.

**- Durée de vie de la reine:** Après 3 ou 4 années de ponte, dans une même ruche, ou successivement dans 2 ou 3 en cas d'essaimage, les provisions de spermatozoïdes s'épuisent. La reine ne peut pondre que des œufs de mâles. Elle est devenue bourdonneuse ; une colonie à reine bourdonneuse est perdue si l'apiculteur n'intervient pas. FIG(1956), Constate que les modifications surviennent lorsque la reine avance en âge. En effet, il considère comme estimation de l'âge le durcissement de la valvule de l'appareil reproducteur.

**- Age de la reine :** Par rapport à une reine fécondée, une reine vierge est plus vive, son abdomen est plus fin et plus court (PROST 1979).

Selon CAILLAS (1974), la recherche d'une reine vierge est plus longue et plus délicate du fait de sa petite taille. Une jeune reine présente un thorax couvert de poils, des ailes intactes et un couvain compact. Une vieille reine se reconnaît à son corps épilé, à ses ailes frangées et à son couvain irrégulier. CAILLAS (1974).

Cependant, des reines âgées seulement de quelques semaines ont déjà les ailes frangées. On n'est donc certain de l'âge de la reine qu'on la marquant (PROST, 1979). D'autre part, sans voir la reine, les praticiens apprécient sa vigueur par la régularité du couvain. De grandes plaques ou de belles couronnes de couvain operculé sont l'œuvre d'une reine jeune et de valeur. Par contre, des vides dans les rayons à couvain, ainsi que des larves de tous âges parmi les nymphes signalent des reines vieilles et défectueuses.

**- Les activités de la reine :** La reine joue deux rôles principaux dans la société des abeilles. Elle est la seule femelle fertile capable de donner des œufs fécondés. En plus de la ponte, elle sécrète une substance royale appelée la phéromone.

**- La ponte :** La reine dépose dans les cellules jusqu'à 3.000 œufs par jour en saison active ; cette activité de ponte dure plusieurs années, elle peut être interrompue par le froid, la sécheresse, la disette ou le manque de place, (PROST, 1979).

Les œufs, les larves et les nymphes occupent au milieu de la ruche un espace sensiblement sphérique qui est le nid à couvain, entouré de pollen et de miel.

**- Sécrétion de la substance royale :** Les phéromones sont sécrétées par les glandes mandibulaires de la reine vers l'extérieur. Ces phéromones se répandent sur tout le corps et sont retenues par la cuticule cireuse. Elles sont odorantes et leur but est de modifier le comportement des individus de la même espèce qui les perçoivent (PROST, 1979). Cette phéromone n'est sécrétée en quantité suffisante que bien après la fécondation vers le 6ème ou 7ème jour de ponte. Les phéromones sont transmises à tous les membres d'une même colonie par trophallaxie, c'est à dire par échange de nourriture. La substance royale est d'abord un message social indiquant aux ouvrières que la reine remplit toujours ses fonctions. Elle agit comme une hormone en bloquant l'ovogenèse des ouvrières (développement ovarien).

Cependant, CLAEEN (1981) affirme qu'en plus de la ponte et la sécrétion de la gelée royale, la reine exerce des effets directs et indirects sur la récolte du pollen. Effet direct : Sa seule présence semble inciter les abeilles à récolter une certaine quantité de pollen.

Effet indirect : La ponte de la reine produit du couvain, ce qui constitue le stimulus principal du comportement de récolte de pollen.

### **- NOTION DE MORPHOLOGIE :**

#### **- Morphologie :**

Le corps de la reine, comme celui de l'ouvrière ou du mâle, est constitué de 3 parties : la tête, le thorax et l'abdomen ; mais son aspect pisiforme est différent de celui des 2 autres castes. En effet, la longueur du corps est de 20 à 25 mm contre 17 à 20 mm pour l'ouvrière, et le poids du corps est de 178 à 298 mg contre 70 à 170 mg pour l'ouvrière d'après Wendling, 2012. (Figure 4)



**Figure 4: la Morphologie de la reine (Photo personnel).**

## - Anatomie de l'appareil reproducteur :

Les organes reproducteurs de la reine sont logés dans l'abdomen. On distingue :

- Les ovaires qui occupent la plus grande partie de l'abdomen. Chaque ovaire est une glande en forme de poire de 7 à 8 mm de longueur dont l'extrémité la plus étroite est enroulée en spirale. (LOUVEAUX (1980)).

LOUVEAUX (1980) rapporte que chaque ovaire comprend :

160 à 180 varioles contenant des œufs de différents états de développement.

L'oviducte médian est un organe où s'accumulent les spermatozoïdes avant d'être emmagasinés dans le spermathèque.

Latéralement au vagin, il y a un petit sac, le spermathèque ou réceptacle séminale, qui reçoit la semence du mâle et la conserve pendant des années avec propriété fécondante. Elle communique avec le vagin par un canal court. Sur le trajet du canal de la spermathèque, se trouve un petit organe, la valvule musculaire, qui commande l'admission des spermatozoïdes vers la chambre vaginale au moment du passage des œufs devant être fécondés. La bursa copulatrix ou vestibule vaginal et l'orifice vaginal se trouvent dans la chambre de l'aiguillon. (Figure 5)

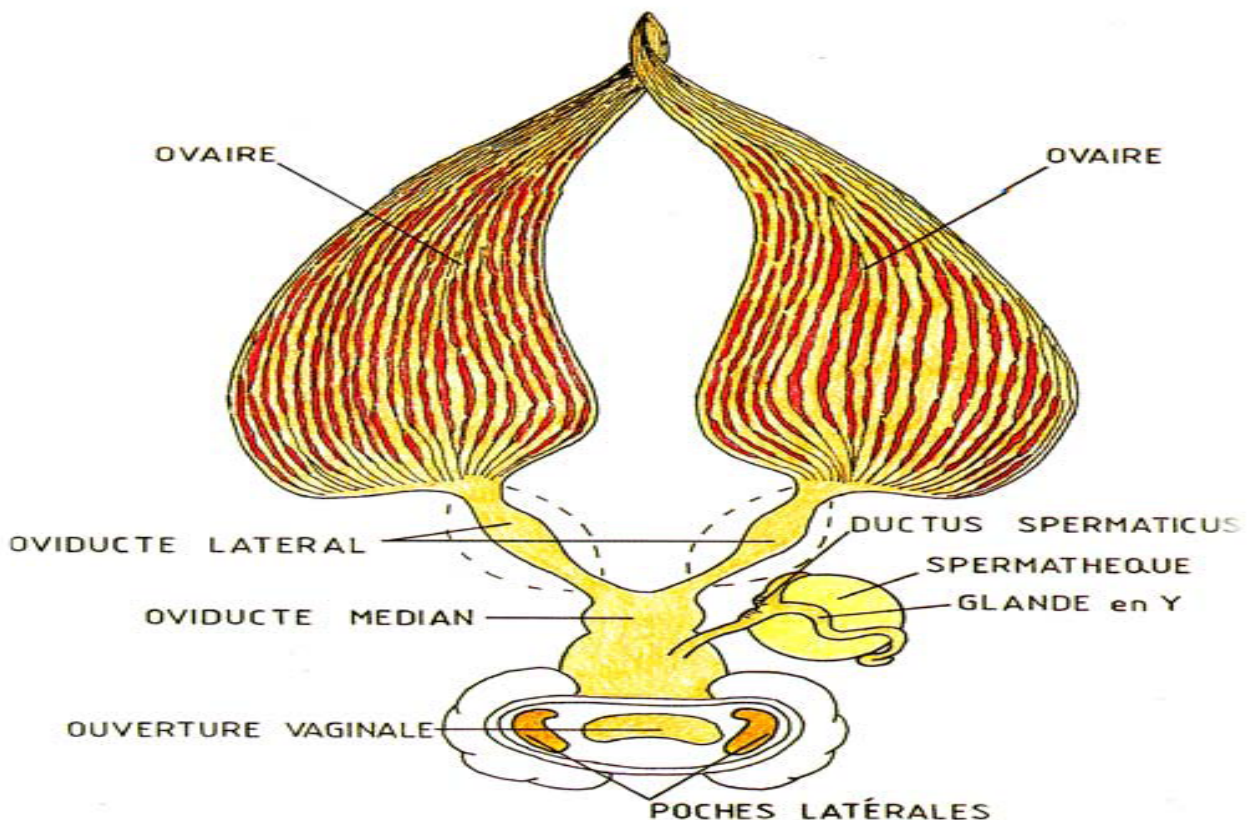


Figure 5: l'appareil reproducteur de la reine.

([www.encyclopedie-universelle.net](http://www.encyclopedie-universelle.net))

**- La reproduction et la ponte de la reine :**

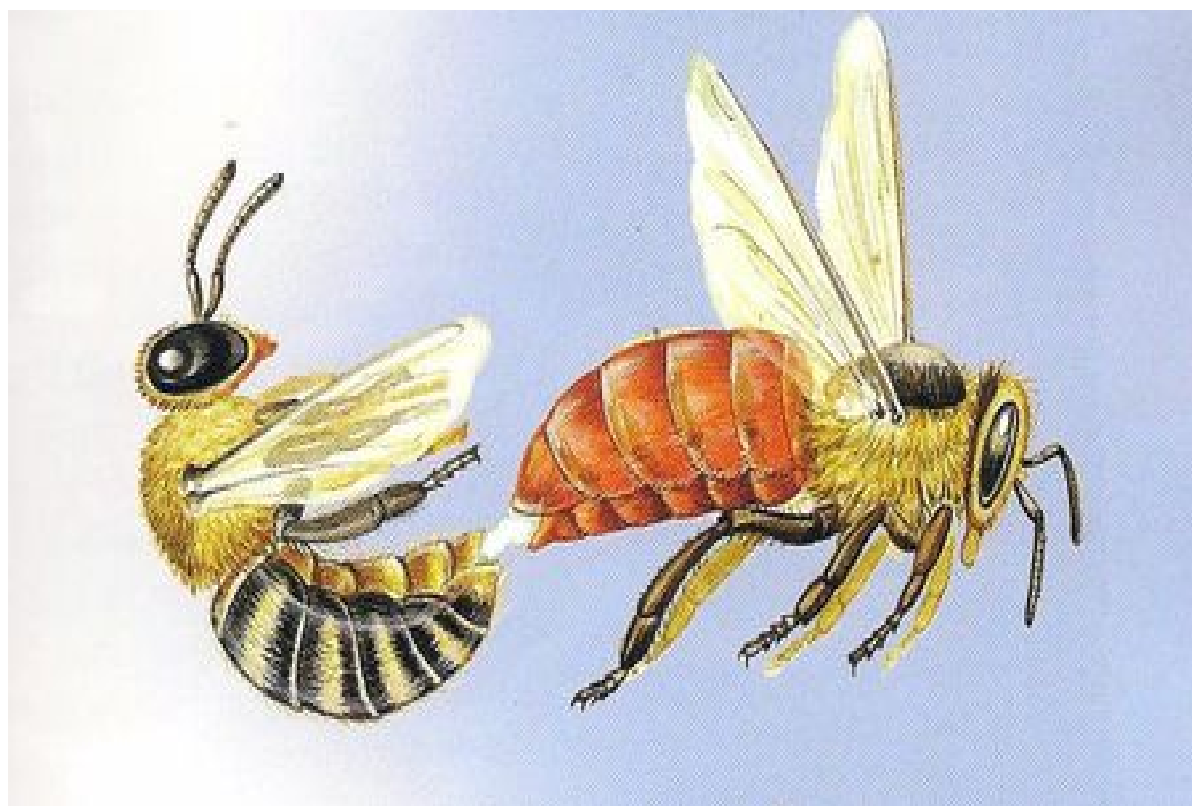
**- Le vol nuptial :**

Il se fait par temps chaud (au moins de 20 C°) et calme et une luminosité intense, en général entre 10 et 17 h. (PROST, 1977)

**- L'accouplement :**

D'après Prost, l'accouplement s'effectue en plein vol, à une hauteur de 6 à 20 mètres, les mâles sont attirés par l'odeur spécifique de la reine, la phéromone. Après l'éjaculation, le mâle ne survit pas longtemps à la perte de ses organes génitaux. Un nouvel accouplement peut intervenir dans les minutes qui suivent. Il faut au moins 8 à 10 mâles pour féconder convenablement une reine.

(Figure 6)



**Figure 6 :l'accouplement de la reine (vol nuptial).**

([www.coeurdemiel34.canalblog.com](http://www.coeurdemiel34.canalblog.com))

**I.2.Elevage de reines :**

L'élevage de reines permet à l'apiculteur d'avoir à sa disposition des reines fécondées de bonne qualité, c'est-à-dire capables de remplacer les reines vieilles, de former de nouvelles colonies destinées à remplacer celles disparues ou vendues, d'accroître le cheptel, de corriger quelques états anormaux qui peuvent apparaître dans le rucher et de remplacer chaque année 50% des reines âgées de plus de 2 ans (Prost 1979).

### **I.3. Modalités pratiques de l'élevage de reines :**

#### **I.3.1. Sélection des colonies d'élite :**

D'après Prost, un élevage artificiel de reines exige d'abord un travail de sélection. Il permettra d'aboutir à la constitution des groupes reproducteurs.

Ce travail de sélection dite massale consiste à choisir dans un grand rucher les colonies les plus productives et possédant les caractères désirés et ce après élimination de celles qui sont faibles et de moindre valeur productives.

Cette opération dure 2 à 3 ans et le groupe représente 10 à 15% du nombre des colonies composant le rucher.

Les colonies du groupe de reproduction sont maintenues en permanence avec les caractères retenus lors de la sélection. Si quelques-unes ne répondent plus aux caractères voulus, on les remplacera par d'autres de même valeur

Le groupe de reproduction est aussi utile pour la multiplication des colonies. En plus de cela, le choix des mâles pour la fécondation des reines joue un rôle important.

#### **I.3.2. Préparation des colonies à l'élevage :**

La préparation des colonies à l'élevage se fait à la saison apicole précédente (Gilles Fert 1999).

##### **• En automne :**

Les travaux d'automne préparent le repos des colonies. Les mesures nécessaires devant être effectuées sont les suivantes

- Assurer la nourriture aux colonies en qualité suffisante et de bonne qualité, assurer les conditions du milieu favorables à un bon hivernage :

Ceci se fait par la réduction du volume du logement en enlevant des hausses vides, la réduction des entrées si l'on redoute les rongeurs, l'assurance du support de la ruche qui préserve le plateau de l'humidité et la réunion des colonies faibles ; enfin vérification de l'état de la colonie.

Aussi, pour que la colonie hiverne dans de bonnes conditions de température, d'humidité, etc., il faut que le rucher soit installé dans un endroit ensoleillé, à l'abri des vents et de la pluie.

##### **• En hiver :**

Si pendant l'automne, toutes les conditions nécessaires pour que les abeilles passent un bon hivernage ont été réunies, on laisse les colonies au repos. On effectue seulement des contrôles périodiques sans ouvrir les ruches, à savoir le contrôle auditif (vérifier le bourdonnement intérieur) et le contrôle des restes tombés sur le plateau de la ruche ; ces contrôles renseignent sur l'état de santé des colonies.

Les corrections à porter en cas d'anomalies sont de nourrir au miel ou au sirop les colonies, repérer les colonies sans reine et soigner les colonies malades.

##### **• Au printemps :**

Au commencement du printemps, la colonie subit des changements importants, surtout en ce qui concerne la puissance de la famille. Quand il fait beau temps, on effectue une première

vérification sommaire de printemps. Elle renseigne sur la puissance de la colonie, la présence de la reine, les provisions de nourriture, l'état général du nid et l'étendue du couvain. Les mesures à prendre après la vérification sont :

- le repérage des colonies orphelines et à ouvrières pondeuses,
- le nourrissage spéculatif qui stimule la ponte de la reine,
- l'introduction des bâtisses dans les ruches,
- l'introduction des cires gaufrées,
- la pose des hausses.

#### **I.3.3.1. L'élevage des mâles dans les colonies à bourdons :**

L'élevage des mâles doit être fait 3 semaines avant celui des reines. Pour cet élevage, il faut introduire, au milieu du nid, un ou deux rayons avec des cellules de mâles dans lesquels la reine ne pondra que des œufs non fécondés. (Gilles Fert 1999).

#### **I.3.3.2. L'obtention des larves :**

Les larves qui donnent des reines sont obtenues dans les colonies élites. Ces larves doivent être très jeunes (12 à 24 heures) car l'âge a une influence sur le poids des reines à la naissance (Figure 7) ; plus les larves sont jeunes, plus le poids des reines est grand, et aussi de même âge. BARAC et COIL (1965) constatent que pour obtenir ces larves, la reine est poussée à pondre dans un seul rayon bâti. Ce dernier est placé dans un isolateur qui est introduit au milieu du nid. Ainsi, 4 jours plus tard, des larves de même âge peuvent être prélevées de la colonie maternelle pour être introduites dans la colonie élèveuse. Cité par BORCESCU (1930).

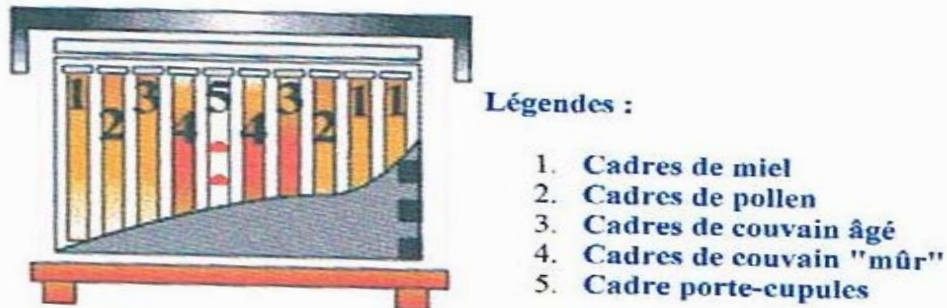


**Figure 7: Larves de moins de 03 jours.**

[www.passion-apiculture.over.Blog.com](http://www.passion-apiculture.over.Blog.com)



**I.3.3.3. Les colonies starters :** des colonies dépourvus de reines et de couvain ouvert (Figure 8), sont appelés a recevoir les barrettes nouvellement greffées. (Gilles Fert 1999).

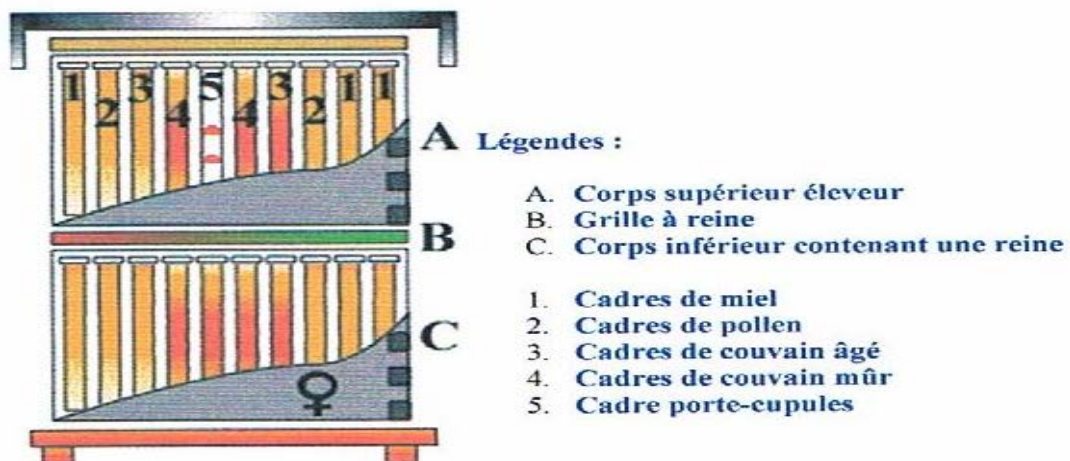


**FIG 21 : STARTER** ([www.beekeeping.com](http://www.beekeeping.com))

**Figure 8 :** la ruche starter ([www.beekeeping.com](http://www.beekeeping.com)).

**I.3.3.4. Les colonies finisseurs :**

Les colonies finisseurs doivent être fortes, avec des réserves de nourriture de 8 à 10 kg de miel et 2 rayons de pollen (Figure 9). (Gilles Fert 1999).



**FIG 18 : Ruche éleveuse verticale** ([www.beekeeping.com](http://www.beekeeping.com))

**Figure 9 :** la colonie finisseur verticale ([www.beekeeping.com](http://www.beekeeping.com)).

Deux semaines avant l'introduction des larves, elles reçoivent de la nourriture supplémentaire. L'introduction du cadre porte-cupules, avec les cellules artificielles royales, contenant chacune une larve greffée, peut se faire selon 2 méthodes :

- Par orphelinage de la colonie élèveuse.
- Sans orphelinage de la colonie élèveuse.

Après l'introduction des larves, la colonie élèveuse subit des soins spéciaux qui consistent, surtout, au contrôle des larves acceptées ou pas, et à la quantité de gelée royale déposée dans les cellules. (Gilles Fert 1999).

Un nombre élevé de larves non acceptées exige un autre transvasement. Il faut élever 35 à 50 larves pour donner des reines de bonne qualité (AVETISIAN, 1978).

#### **I.4. Eclosion des reines :**

Dix jours après le transvasement des larves, les cellules royales sont introduites dans des cages spéciales pour l'éclosion (Figure 10). Ceci se réalise soit en colonie soit en thermostat. (Gilles Fert 1999).



**Figure 10 : éclosion de la reine (www.beekeeping.com).**

### - En colonie :

Les cages, placées dans des cadres avec des supports sur une ou deux rangées, sont laissées dans les colonies jusqu'à l'éclosion.

Douze jours après le transvasement des larves, les cellules royales encagées sont mures et les reines commencent à éclore (Gille Ferts, 1999).

### - En thermostat :

Les cellules royales encagées sont retirées des colonies éleveuses et placées dans les thermostats dont la température est égale à celle du nid à couvain c'est-à-dire 34 à 35° C.

## I.5. Préparation des reines pour l'introduction dans la colonie:

Après détention des reines à la fin de l'élevage, on doit les introduire dans une colonie de production. Avant leur mise en place dans la ruche, on doit les marquer et les faire féconder. Pour être fécondées, elles sont introduites dans des nucléus (ruchettes ) placées dans des stations de fécondations .

### I.5.1. Fécondation des reines :

Selon PROST (1956), du 5ème aux 15ème jours après sa naissance, entre 10 heures et 17 heures, par temps calme et chaud, la reine effectue une ou plusieurs sorties de repérage suivies d'un ou de plusieurs vols de fécondation.

La reine est fécondée par plusieurs mâles. La quantité de sperme s'épuise au cours de la 3ème année ; il convient alors de changer les reines à la fin de la 2ème année (Prost, 1956).

L'endroit où sera installée la station de fécondation doit être déterminé avec le plus grand soin. Elle sera éloignée le plus possible du rucher pour les protéger contre les incursions des bourdons indésirables (BERTRAND, 1977).

L'endroit choisi doit être ensoleillé et à l'abri des vents ; une clôture est souhaitable, voire nécessaire pour éviter de déranger les reines dans leur vol et les visites d'étranger.

On place les ruchettes sur des piquets de différentes hauteurs réparties sur l'ensemble du terrain pour que les reines ne s'égarent pas (BERTRAND, 1977).

### I.5.2. Le marquage des reines :

D'après PROST (1956), il est indispensable de marquer les reines pour conduire logiquement un rucher, et de connaître avec exactitude l'âge de la mère (Tableau1). Cette opération consiste à appliquer une goutte de peinture sur le thorax de la reine.

**Tableau 01 : Différentes couleurs utilisées chaque année pour les reines (PROST, 1977).**

Années	1990	1991	1992	1993	1994	1995	1996	1997
Série internationale	BLEU	BLANC	JAUNE	ROUGE	VERT	BLEU	BLANC	JAUNE

### **I.5.3.Introduction des reines dans une colonie:**

Selon LOUVEAU (1980), BOUTERA et ZENALI (1993), la colonie d'abeilles est entièrement constituée par la descendance de sa reine.

Si dans un essaim ou dans une colonie normale, les ouvrières adoptent une nouvelle reine, après quelques semaines (durée de vie des ouvrières initiales), la population se renouvellera exclusivement de la ponte de la nouvelle mère issue d'une autre provenance, et qui sera responsable des caractères génétiques propres à cette colonie. La reine à introduire peut être soit vierge, soit fécondée ; celle qui est vierge est en général bien acceptée dans la demi-heure de sa naissance, ou bien pendant les 3ème, 4ème et parfois même le 5ème jour si l'on opère sur des colonies orphelines. Par contre, l'introduction d'une reine fécondée est une pratique plus courante.

## **II -LE FAUX-BOURDON :**

### **II.1.Biologie du male :**

#### **-Description :**

Le faux-bourdon est le mâle des abeilles domestiques, c'est le plus gros insecte de la colonie. Il est trapu et son thorax est couvert de poils. Il est reconnaissable par sa tête surmontée de deux gros yeux globuleux et équipée d'une paire d'antennes, son abdomen est arrondi, son vol est assez bruyant et disgracieux. Son rôle principal est de transmettre le patrimoine génétique de sa mère lors de la fécondation (William, 2010).

#### **-Cycle biologique :**

La détermination du castre dépend de trois choses: du type d'œuf (fécondé ou non fécondé), de la nourriture donnée aux larves et du type de cellule dans laquelle l'œuf a été pondu. Le faux-bourdon, lui, est issu d'un œuf non fécondé pondu dans une cellule de mâle. Une fois pondu, un mâle met vingt quatre jours à se développer en passant par quatre stades (William, 2010).

#### **-Stade d'œuf :**

Du premier au troisième jour, l'œuf se développe dans la cellule, il pèse à sa ponte 0,16 mg. A l'intérieur de cet œuf, se trouve une pré-larve qui se développe et finit par déchirer la membrane qui elle-même finit par se dissoudre (William, 2010).

#### **- Stade larvaire :**

Le quatrième jour, l'œuf éclot pour prendre la forme d'une larve qui sera nourrie les trois premiers jours à la gelée royale, ensuite, à la bouillie larvaire jusqu'à, l'operculation qui sera bombée, et qui aura lieu le dixième jour. La larve se développera jusqu'au treizième jour au cours duquel, elle va sécréter son cocon à l'aide, de ses glandes séricigènes et l'appliquer contre les parois de, l'alvéole en réalisant de nombreuses, rotations sur elle-même pour terminer sur le dos, la tête, dirigée vers l'opercule. Durant le, stade larvaire, la larve peut prendre jusqu'à 2200 fois son, poids pour peser au treizième, jour jusqu'à 350 mg (William, 2010).

#### **-Stade nymphal :**

Le quatorzième jour, celle-ci se transformera, en nymphe et continuera son développement Jusqu'au vingt-quatrième, jour. Les yeux commenceront à changer, de couleur dès le seizième jour (allant du, rose très clair au violet foncé le vingt quatrième, jour). Les ailes apparaîtront à partir du seizième jour et prendront leur aspect définitif le vingt-troisième jour. La pilosité sera présente dès les vingt troisième jours (William, 2010).

### **-Stade d'insecte parfait :**

Le vingt-quatrième jour, l'opercule de la cellule sera ouvert par son occupant et donnera naissance à l'insecte parfait. Le jour de sa naissance, le faux-bourdon pèsera entre 200 et 230mg. La diminution du poids entre le stade larvaire et sa naissance est due aux déjections et à la construction du cocon. Il faut noter que la durée du développement peut augmenter de 1 à 4 jours en fonction de la qualité de la nourriture ou en fonction de mauvaises conditions météorologiques (température trop basse).

Afin de déterminer l'âge du couvain du mâle, vous pouvez observer la couleur des yeux à l'état nymphal. Plus la couleur des yeux est foncée, plus le développement de la nymphe est avancé ce qui vous permet de déterminer précisément le jour de la naissance. (William, 2010).

### **- Nourriture :**

Contrairement aux ouvrières, les mâles sont incapables de se nourrir seuls les premiers jours de leur vie. Ils seront donc nourris par les ouvrières avec un mélange de bouillie larvaire et de miel. Après quelques jours, les faux-bourbons commencent à s'alimenter seuls en puisant directement dans les réserves de miel (William, 2010).

### **-Premiers vols :**

Ils effectueront leurs premiers vols entre le cinquième et le huitième jour. Même si la plupart sont fidèles, tous ne reviendront pas à leur souche car ils sont acceptés dans n'importe quelle ruche, ce qui permet d'avoir au sein d'une même colonie une grande diversité génétique et évite de cette façon les problèmes de consanguinité. Un mâle peut ainsi voler de ruche en ruche, de rucher en rucher. C'est seulement entre le douzième et le quinzième jour, que les faux-bourbons commenceront à effectuer des vols jusqu'aux aires de congrégation (William, 2010).

### **-Développement sexuel :**

Le développement sexuel du faux bourdon commence très tôt, bien avant sa naissance. En effet, une ébauche de testicules est scientifiquement visible dès le cinquième jour après la ponte de l'œuf. Le développement des testicules va s'effectuer jusqu'au vingt-et-unième jour. La migration du sperme vers les vésicules séminales commencera le vingt-troisième jour.

Après sa naissance, nous considérons que les organes sexuels du faux-bourdon sont entièrement développés les vingt neuvième jours, soit quatre jours après sa naissance. La production de sperme et son transit vers les vésicules séminales va continuer jusqu'au dixième jour. La maturité sexuelle d'un faux bourdon survient, elle, entre le douzième et le quinzième jour après sa naissance, c'est-à-dire plus ou moins quarante jours après la ponte de l'œuf. Le mâle restera fécond jusqu'à sa mort. La possibilité de fréquenter régulièrement des aires de congrégation des mâles va nettement influencer la maturité sexuelle d'un faux-bourdon en augmentant son excitabilité (William, 2010).

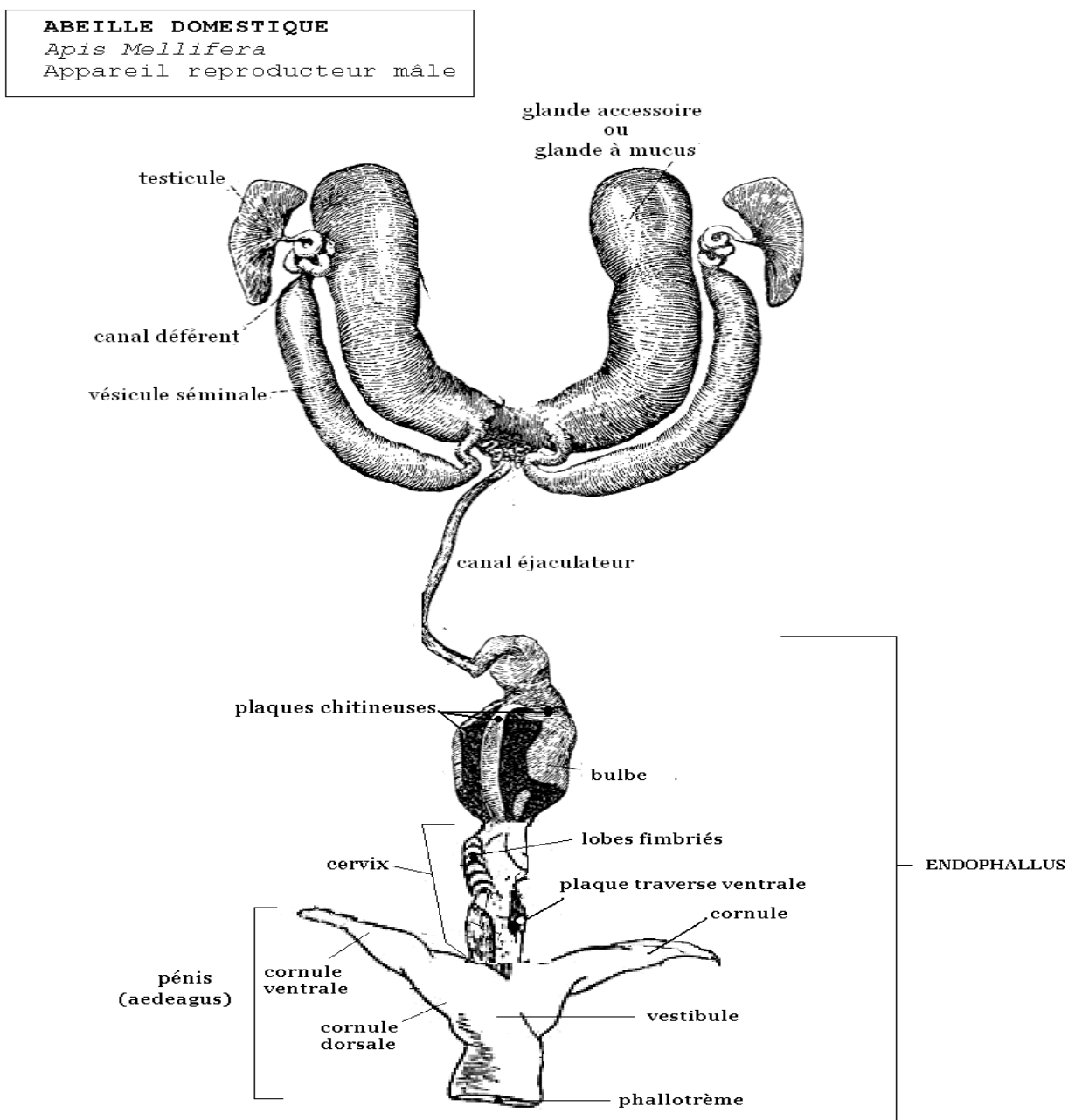
### **-Spermatogénèse et maturité sexuelle :**

Les faux-bourbons sont prospermatogéniques, c'est-à-dire que le développement des testicules, ainsi que le processus de spermatogénèse, a lieu avant l'émergence au stade de puppe (Bishop, 1920a; Page et Peng, 2001). Les spermatozoïdes sont produits dans les tubules des testicules durant le stade de nymphe et commencent à migrer vers les vésicules séminales lorsque les faux-bourbons ont 3 jours d'âge adulte (Woyke et Jasinski, 1978); les testicules dégénèrent rapidement après l'émergence du faux-bourdon puisque leur contenu est passé aux vésicules séminales. Les spermatozoïdes sont entreposés dans les vésicules séminales jusqu'à l'éjaculation. Les glandes accessoires, ou glandes à mucus, produisent une partie du fluide séminal qui sera mélangé et éjaculé en même temps que les spermatozoïdes via le conduit éjaculateur (Bishop, 1920b; Mackensen et Tucker, 1970). Le fluide séminal est hautement protéiné et représente une source

d'énergie pour les spermatozoïdes et contribuerait également à la capacitation et à la conservation de ceux-ci (Chen, 1984).

**-Organe reproducteur :**

L'organe reproducteur du faux-bourdon est l'endophallus et consiste en un long tube à l'intérieur de l'abdomen composé principalement du bulbe, des coronules, du canal éjaculateur et des plaques chitineuses. Les glandes à mucus, les vésicules séminales et les testicules sont rattachés à l'endophallus par le canal éjaculateur (Figure 11).



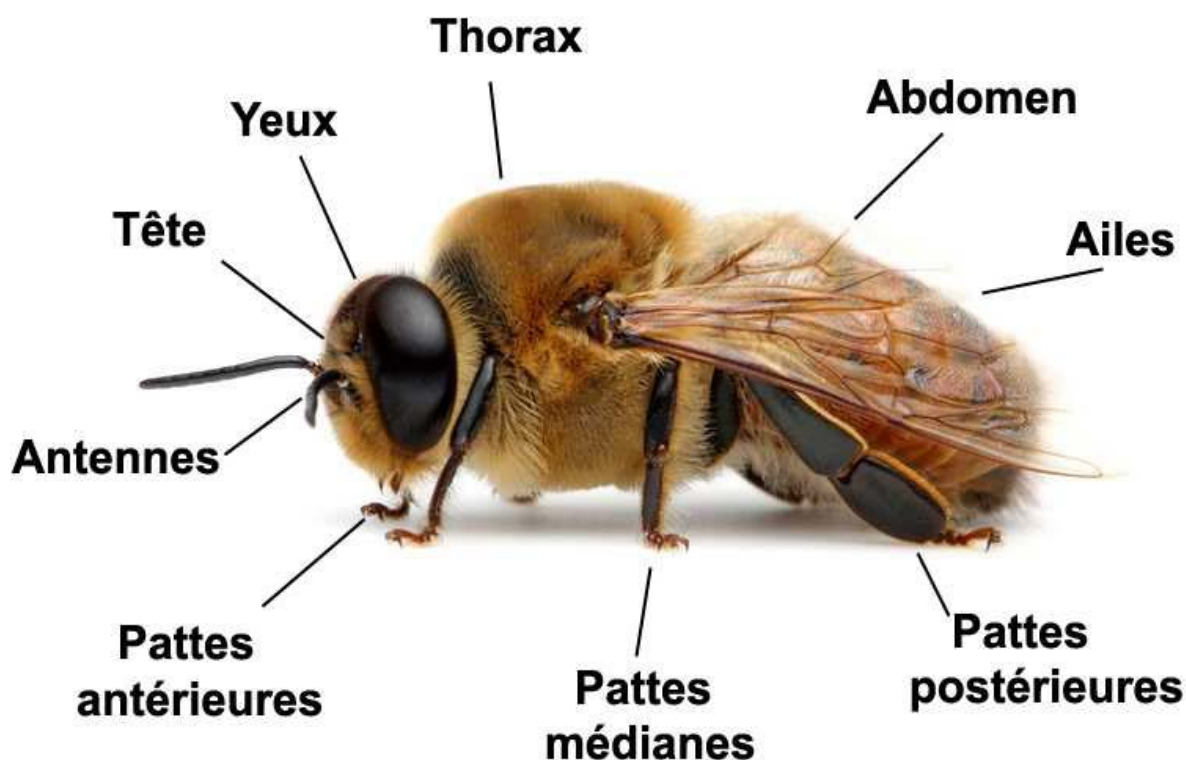
**Figure 11: Anatomie de l'appareil reproducteur du faux-bourdon (tiré de l'encyclopédie universelle 2013).**

Lorsqu'il y a éjaculation, l'endophallus est expulsé à l'extérieur de l'abdomen (figure 4), c'est le processus d'éversion (Woyke, 2008). Ce dernier se fait naturellement lorsqu'un faux-bourdon agrippe la reine en vol, mais peut également être reproduit de façon manuelle. Puisque l'endophallus en soi ne possède pas de muscle (Bishop, 1920a), son éversion résulte de la contraction musculaire abdominale lorsque le faux-bourdon est excité ou par l'application d'une pression sur le thorax causant l'augmentation de la pression de l'hémolymphe à l'intérieur de l'abdomen (Woyke, 2008). (Figure 12).



**Figure 12: Éversion complète de l'endophallus avec présence de sperme (coloration beige) au bout de l'organe génital (Photo personnel).**

**- MORPHOLOGIE :**



**Figure 13: morphologie du faux-bourdon.**  
[www.AmicaledesApiculteurs.files-wordpress.com](http://www.AmicaledesApiculteurs.files-wordpress.com)

Le faux-bourdon et l'ouvrière sont très proches sur le plan morphologique, pesant 230 mg contre 250 mg pour une reine et 100 mg pour une ouvrière. Il est doté d'une grande taille, il possède un thorax et des yeux très développés ce qui lui donne de réelles aptitudes au vol et une très bonne vue lui permettant de bien s'orienter et de facilement repérer les reines dans les aires de congrégation. Ses antennes sont composées d'un segment en plus par rapport aux abeilles ce qui lui apporte d'avantage de facultés sensorielles. Dépourvu de dard, il ne sera une menace pour personne. Le faux-bourdon ne possède pas de glandes cirières et ne dispose d'aucun dispositif utile à la récolte du pollen. Sa langue et ses parties buccales sont moins développées que celles de l'ouvrière. Ses organes génitaux occupent une grande partie de son abdomen. Une paire de testicules produisent les spermatozoïdes qui transitent vers les vésicules séminales. Lors de l'éjaculation, le sperme utilise le canal éjaculateur pour aller vers le bulbe et ensuite vers l'endophallus qui se détache lors de l'accouplement causant la mort du faux-bourdon quelques minutes après (William, 2010). (Figure 13)



## **-Influence du varroa sur les faux-bourçons :**

**Tableau 2 : nombre de spermatozoïdes par faux bourdon parasité.**

/	<b>Production de spermatozoïdes</b>
<b>Males non parasités</b>	<b>7.450.000</b>
<b>Males parasités une fois</b>	<b>4.200.000</b>
<b>Males parasités deux fois</b>	<b>3.550.000</b>

Le Varroa est un parasite qui se nourrit de l'hémolymphe de l'abeille, il apparaît clairement (Tableau 2), que lorsqu'un faux-bourdon est parasité dès son stade larvaire par une ou des femelles varroas, il subit un net handicap à la production de spermatozoïdes. Les mâles, ayant été parasités par une femelle varroa, produisent en moyenne une quantité de spermatozoïdes inférieure de 44% par rapport aux mâles non parasités. Un faux-bourdon ayant été parasité par deux femelles varroas subit une production de spermatozoïdes inférieure de 53%. Notant que le taux d'infestation des abeilles par le varroa en Algérie est élevé, avec une moyenne de 18%, (LATRECH, 2015).

### **II.3.Évaluation de la production et de la qualité du sperme :**

Les problèmes de fécondité rencontrés chez les reines de l'abeille domestique ont incité des chercheurs à vérifier s'il existe des problèmes au niveau de la quantité et de la qualité des spermatozoïdes (Woyke et Jasinsky, 1978; Rhodes et al., 2010; Schluns et al., 2003; Collins, 2000). Plusieurs tests ont été développés afin d'évaluer l'intégrité fonctionnelle et structurelle des spermatozoïdes de l'abeille domestique (Nur et al., 2012). Il est commun d'utiliser le nombre de spermatozoïdes ayant migré jusqu'à la spermathèque de reines inséminées artificiellement comme indice de la qualité du sperme (Collins, 2000; Harbo et Williams, 1987; Woyke et Jasinsky, 1978). D'autres études, moins nombreuses, se sont penchées sur l'évaluation des qualités intrinsèques du sperme sans l'utilisation de l'insémination artificielle (Collins et Donoghue, 1999; Rhodes, 2008; Schluns et al, 2003). Pour se faire, le sperme est prélevé directement chez le faux-bourdon. Les principaux tests utilisés visent à évaluer le volume de sperme, le nombre de spermatozoïdes produits par mâle, la viabilité ainsi que la motilité des spermatozoïdes.

#### **- Volume de sperme :**

Le volume de sperme du faux-bourdon peut être obtenu de plusieurs façons, les deux techniques les plus utilisées étant la dissection des vésicules séminales et l'éversion manuelle de l'endophallus (Collins, 2004; Locke et Peng 1993; Rhodes, 2008). Lorsque le faux-bourdon subit une pression sur le thorax ou est exposé aux vapeurs d'éther ou de chloroforme ou est décapité, le sperme passe des vésicules séminales au bulbe de l'endophallus (Laidlaw 2008; Woyke et Jasinsky, 1978). Le sperme peut ensuite être prélevé directement de l'endophallus du faux bourdon à l'aide d'une seringue d'insémination (figure 6) (Mackensen et Tucker, 1970; Laidlaw 2008). Le lavage de l'endophallus éversé, méthode développée par Kaftanoglu et Peng (1984), permet la récolte du sperme sans l'utilisation d'une seringue d'insémination (Collins, 2004), mais ne permet pas d'obtenir le volume de sperme produit par le mâle. Le tableau N° 3 présente le volume moyen de sperme prélevé par faux-bourdon selon différentes études.

**Tableau 3 : Volume de la semence prélevé par différentes études.**

Volume moyen de sperme ( $\mu$ l) $\pm$ erreur type	Étendue	Nombre de faux-bourçons	Références
1.01 $\pm$ 0.02	nd	30	Gençer et Kahya (2011)
1.09 $\pm$ 0.04	0.72 – 1.12	504	Rhodes et al. (2010)
0.95	0.48 – 1.67	nd	Collins et Pettis (2001)
1.70	1.50 – 1.75	78	Woyke (1960)

Les techniques d'éversion manuelle et de dissection des vésicules séminales sont les techniques les plus fréquemment employées afin d'obtenir des indices de qualité et de quantité du sperme du faux-bourdon. L'évaluation du volume de sperme produit par le mâle est importante puisque l'on sait que l'efficacité de la migration des spermatozoïdes est dépendante de la quantité de sperme (Cobey, 2007). De plus, les travaux de Schluns et al. (2004) montrent que le nombre de descendants d'un faux-bourdon augmente avec un plus grand volume de sperme.

#### **-Nombre de spermatozoïdes :**

La durée de la vie reproductive de la reine est fortement dépendante du nombre de spermatozoïdes qu'elle aura acquis durant l'unique période de copulation avant le début de la période active de ponte (Harbo, 1979). Tout comme pour l'évaluation du volume de sperme, le nombre de spermatozoïdes peut être obtenu directement des vésicules séminales ou après éversion manuelle de l'endophallus. Des études précédentes ont montré que le nombre de spermatozoïdes produits chez les faux-bourçons matures est hautement variable (Gençer et Kahya, 2011; Koeniger et al., 2005). Les estimations du nombre de spermatozoïdes par faux-bourdon varient de 1 à 30 millions de spermatozoïdes (tableau 4). Selon Koeniger et al. (2005), la grande variabilité retrouvée pourrait être expliquée en partie par les méthodes de compte des spermatozoïdes qui diffèrent selon les études.

**Tableau 4 : nombre de spermatozoïdes récolté par différentes méthodes.**

Nombre de spermatozoïdes moyen/faux-bourdon $\pm$ erreur type	Étendue	Nombre de faux-bourçons	Technique utilisée	Référence
1.47 $\times 10^6$	Nd	110	Éversion manuelle	Nur et al. (2012)
3.19 $\pm$ 2.37 $\times 10^6$	nd	Nd	nd	Andersen (2004)
	1.88 – 4.11 $\times 10^6$	504	Éversion manuelle	Rhodes et al. (2010)
nd	0.4 – 10.0 $\times 10^6$	Nd	Dissection d'une vésicule séminale	Rinderer et al. (1985)
7.32 $\pm$ 0.11 $\times 10^6$	nd	30	Éversion manuelle	Gençer et Kahya (2011)
9.19 $\pm$ 0.46 $\times 10^6$	1.09 – 30.31 $\times 10^6$	83	Dissection des vésicules séminales	Schluns et al. (2003)

### **- Viabilité des spermatozoïdes :**

Les travaux de Collins et Donoghue (1999) ont permis de valider l'utilisation des colorants à fluorescence (SYBR-14, Calcéine-AM et l'iodure de propidium) déjà utilisés pour obtenir la viabilité des spermatozoïdes chez les mammifères (Garner et Johnson, 1995) et les oiseaux (Chalah et Brillard, 1998) afin d'obtenir la viabilité des spermatozoïdes de faux-bourçons. Le SYBR-14 et la Calcéine-AM sont des colorants qui ont la capacité d'infiltrer les membranes plasmiques des spermatozoïdes et de colorer l'ADN; les cellules vivantes apparaissent vertes en microscopie à fluorescence (Collins et Donoghue, 1999). L'iodure de propidium pénètre les membranes plasmiques détériorées des spermatozoïdes morts et en microscopie à fluorescence ils seront colorés en rouge.

Collins (2004) a identifié la méthode de prélèvement du sperme comme étant le facteur affectant le plus la viabilité des spermatozoïdes d'abeilles collectés pour l'insémination artificielle des reines. Les spermatozoïdes sont sensibles à la contamination bactérienne (Andere et al, 2011) et cette contamination peut réduire significativement la viabilité (Locke et Peng, 1993). Locke et Peng (1993) ont mesuré une diminution significative de la viabilité des spermatozoïdes avec l'augmentation de l'âge : la viabilité maximale mesurée de 86,2% est atteinte à l'âge de 2 semaines alors que pour les faux-bourçons de 4 à 6 semaines, la viabilité des spermatozoïdes diminue progressivement jusqu'à 81,4-80,1%. Les résultats de Rhodes (2008) sont différents de ceux de Locke et Peng puisqu'il a observé une plus grande viabilité des spermatozoïdes des faux-bourçons de 21 et 35 jours, respectivement 81.92% et 80.16% comparativement à la viabilité chez les faux-bourçons de 14 jours de 77.85%.

### **- Motilité des spermatozoïdes :**

Les spermatozoïdes sont entreposés dans la spermathèque sous forme immobile (Verma 1978). La motilité serait activée par la sécrétion des glandes spermathécales (Lensky et Schindler, 1967). Elle peut aussi être activée artificiellement par l'addition des sécrétions de la glande à mucus (aussi appelée glande accessoire), d'une solution tampon d'un pH compris entre 3.0 et 9.0 ou d'eau distillée (Lensky et Schindler, 1967).

La motilité des spermatozoïdes est essentielle au moment de l'accouplement et l'analyse du pourcentage de spermatozoïdes mobiles permet l'évaluation du potentiel de fertilisation du mâle chez plusieurs espèces (Liu et al., 1991). Chez l'abeille, la motilité spermatique est également cruciale pour la migration des spermatozoïdes jusqu'à la spermathèque de la reine (Lodesani et al., 2004; Verma 1978).

Les spermatozoïdes d'abeilles mesurent environ 230  $\mu\text{m}$  et possède une tête de 8  $\mu\text{m}$  très peu différenciables de la queue de la cellule (Rhodes, 2008). Dans le sperme non dilué ou dans un diluant propice, il est possible d'observer le mouvement ondulatoire de la masse de spermatozoïdes, caractéristique de la motilité de cellules (Lensky et Schindler, 1967). Quand les spermatozoïdes sont placés dans une solution isotonique, la tête ne peut être distinguée de la queue alors qu'en milieu hypotonique, comme dans l'eau distillée, il est possible d'observer les queues de spermatozoïdes vivants enfler par osmose (Nur et al., 2012). Lensky et Schindler (1967) ont décrit les 3 types de mouvements observés à forte densité chez les spermatozoïdes de faux-bourçons prélevés des vésicules séminales, de l'éjaculat ou de la spermathèque : le mouvement ondulatoire de masse et les mouvements individuels circulaires et de serpent. Afin d'obtenir la proportion des cellules mobiles, la méthode d'analyse standard consiste à classer les spermatozoïdes, ou un ensemble de spermatozoïdes, en classes de mouvement (Locke et Peng, 1993; Verma, 1978) allant de l'immobilité aux mouvements circulaires.

- **Conservation du sperme** : au cours de recherches sur divers méthodes de conservation du sperme on a trouvé que le sperme se conserve mieux à l'état non dilué dans des capillaires de verre soudés et conservés à la température ambiante (jusqu'à six semaines), on peut améliorer ce résultat en ajoutant un antibiotique (chlorotétracycline) pour empêcher le développement des bactéries (MAZAN 194).

Une des méthodes consiste au stockage de portions de spermes renfermées plongées dans de l'azote liquide dans ce cas, on utilise des récipients spacieux semblables à des grands thermos et dans lesquels sera rajouté de l'azote liquide à intervalles réguliers, des récipients modernes permettent une congélation de 3 mois sans recharge ; beaucoup de cabinets vétérinaires utilisent ce procédé pour l'insémination des bovins (KUHNER 1984).

Trois facteurs devront spécialement être observés pour une bonne conservation :

-la vitesse de congélation.

-la composition des diluants.

-la proportion du mélange sperme diluant.

Beaucoup d'essais ont permis d'aboutir à la certitude que les spermatozoïdes survivent à ces basses températures, cependant qu'une diminution de la mobilité résulte des traitements et freine le passage dans le spermathèque, malgré tous les essais, un système parfait n'a pas encore été trouvé (KUHNER 1984).

Une étude sur le service du sperme après un entreposage de 2 ans dans l'azote liquide, Cependant la qualité diminuerait suivant la durée de conservation (KOCH et al 1989).

# **PARTIE EXPERIMENTALE**

## **PARTIE EXPERIMENTALE**

La production de miel dans une ruche est tributaire de plusieurs facteurs parmi lesquelles la fertilité de la reine occupe une place clef. En Algérie, la production moyenne par ruche est largement inférieure à la moyenne enregistrée en Europe. Les problèmes concernant la fécondité des reines d'abeilles, ont été rapportés par les Apiculteurs. Les reines non fécondées ou celles ayant un stock de spermatozoïdes insuffisants causent problèmes à l'apiculteur car elles sont rejetées par leurs colonies respectives. Ces problèmes de rejets sont inquiétants et source de soucis pour les apiculteurs, car ceci interrompra le développement des colonies, réduit leur production en miel et leur efficacité pour la pollinisation des cultures. (Pelletier-Rousseau J 2014)

Pour cela nous nous sommes intéressés à l'étude des paramètres de la qualité de la reine et de la semence (au niveau de la vésicule séminale chez le faux bourdon et dans la spermathèque de la reine fécondée.

### **I-Présentation de la zone d'étude:**

Notre étude s'est déroulée, du mois de Janvier au mois de Juin 2016 en deux parties (terrain et laboratoire)

#### **1- Sur terrain :**

La première partie a été réalisée dans 02 ruchers expérimentaux privés : le premier est situé à SIDI MOUSSA , C'est une commune de la plaine de la Mitidja, située à environ 25 km au Sud d'Alger (Figure 14), et le deuxième rucher (station de fécondation) est situé à Baraki (Figure 15) , chef-lieu de la daïra , se retrouve à environ 18 km Sud-Est d'Alger et a 35 km au Nord-Est de Blida, la distance entre les deux ruchers est d'environ 7 Km.

Cette région bénéficie d'un climat Méditerranéen caractérisé par l'alternance d'une saison chaude et sèche et une saison humide.

Les précipitations sont abondantes mais irrégulières, notamment en automne et en hiver. Par contre, elles sont nulles en Juillet.

Les températures sont généralement clémentes avec des pics moyens de 11.8°C et de 25.9°C respectivement, en Janvier et en Juillet.

Ces données climatiques ont favorisé l'apparition d'une couverture végétale abondante et riche en variété, aussi au niveau de notre verger on trouve des : orangers, néfliers, pommiers, abricotiers, et d'autres espèces cultivées à coté de ces arbres. Nous retrouvons également une végétation spontanée, constituée de nombreuses plantes mellifères et pollinifères (oxalis, la moutarde des champs, les bouraches...).

**-Critères de choix de la zone d'étude:**

Les deux ruchers, répondent à certains critères de choix à savoir:

- Climat et végétation favorable à une conduite apicole.
- Colonies situées dans un endroit facilement accessible.
- Loin des habitats
- Sécurité.

**2-Dans le Laboratoire :** la deuxième partie s'est déroulée dans le laboratoire des Biotechnologies liées a la Reproduction Animale (LBRA), à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Blida 1(Figure 16).



**Figure 14: station d'élevage.  
(SIDI MOUSSA)**



**Figure 15: station de fécondation  
(BARAKI).**



**Figure 16: LBRA (I.S.V.Blida)**

## II. Matériels et méthodes :

### II .1.Matériel :

#### II .1.1.. Matériel biologique:

La race d'abeille utilisée dans l'expérimentation est *Apis mellifica intermissa* ou la tellienne. Elle est indigène dans toute l'Afrique du Nord-Ouest, se répartissant de la Tunisie jusqu'à la côte atlantique du Maroc (AISSIOU, 1983).

Les caractéristiques de cette race sont les suivantes:

- La couleur est noire avec des tâches grises.
- Elle est essaimeuse, agressive, pillarde et rustique

#### II .1.2.Matériel apicole:

##### II .1.2.1.Matériel d'exploitation :

**A) Ruches:** Les ruches utilisées par notre expérimentation sont de type «Langstroth », c'est le type le plus répandu en Algérie. (Figure 19)

Chaque ruche est constituée de 10 cadres. Elle se compose d'un plateau réversible formant un trou de vol sur toute la longueur. Sur ce plateau, sont posés les deux corps de même dimension qui contiennent, chacun dix cadres suspendus par épaulement sur des bandes lisses. Au dessus du corps de la ruche ou la hausse, il y a un nourrisseur ensuite un couvre cadre qui empêche la sortie des abeilles ; enfin, le toit qui recouvre la ruche.

**B) Nucléés :** sont des ruchettes de fécondation à 04 compartiments (Figure 18) , disposant chacun d'une entrée indépendante. La dimension extérieur des cadrons est de  $\times$  cm (Figure 17), ceux-ci se rassemblent par deux pour former un seul grande cadre de type Langstroth.



Figure 17 : cadre de nucleus de fécondation.

Figure 18 : les compartiments de nucléus fécondation.

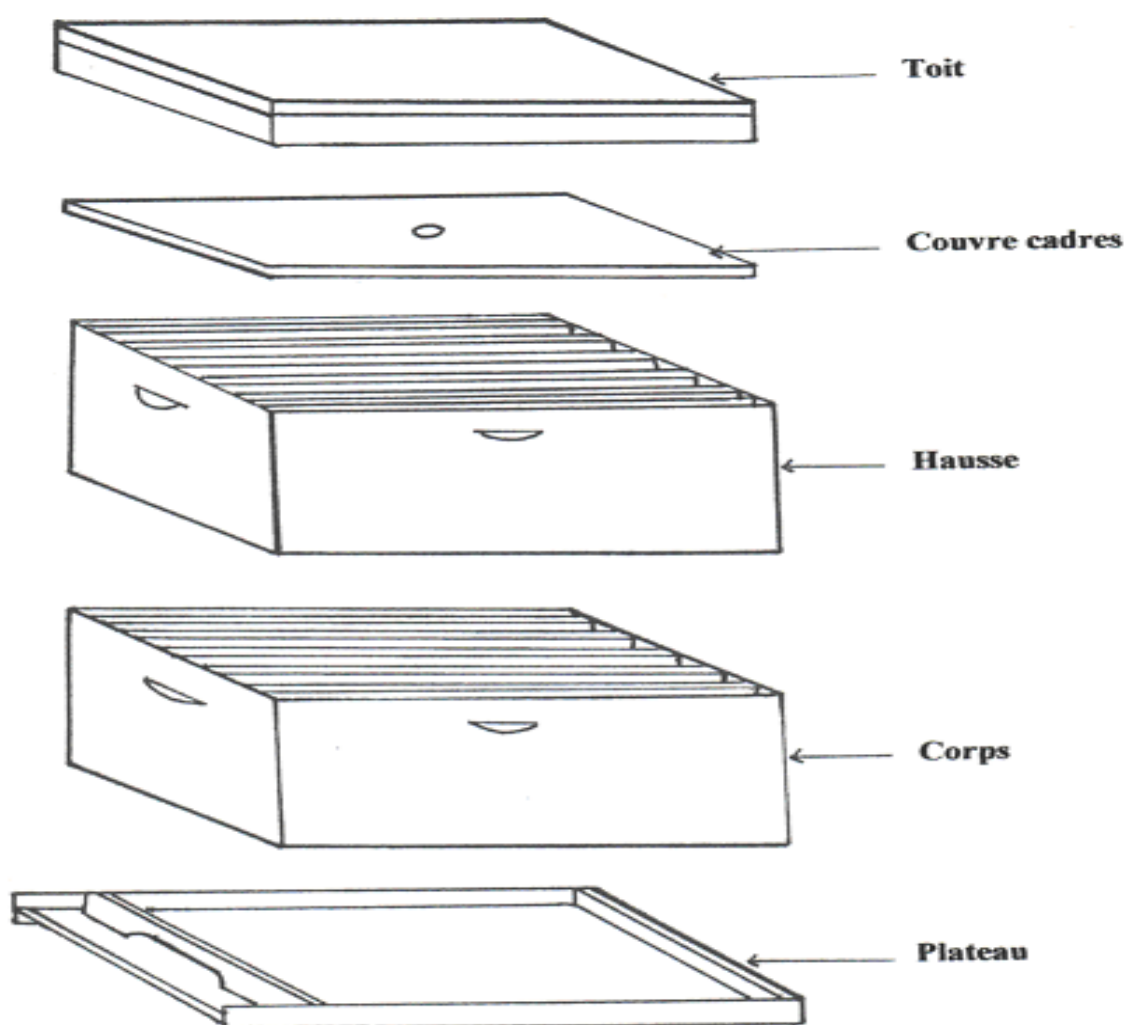


**C) Enfumoir:** Instrument indispensable produisant une fumée blanche abondante et froide pour calmer et occuper les abeilles. il est à noter qu'un mauvais enfumage peut avoir l'effet contraire et provoquer un excès de colère chez les abeilles.

**D) Lève cadre:** Il sert de levier ou de grattoir. On l'utilise pour décoller les différentes parties de la ruche que les abeilles ont propolisées.

**E) Hausse:** Casier posé sur le corps, que les abeilles remplissent de miel et que l'apiculteur récolte. Elles sont munies d'encoches pour faciliter leur transport.

**F) Grille à reine:** Elle se place sur le corps de la ruche, c'est-à-dire entre le corps et la hausse, pour empêcher la reine de monter dans la hausse et continuer à pondre, surtout pendant la miellée. Le modèle utilisé en Algérie est à fils ronds cuivrés ou zingués.



**Figure 19: les composants de la ruche.**

([www.lesabeilledesavoie.fr](http://www.lesabeilledesavoie.fr))

### II .1.2.2. Matériel destiné à l'élevage : (Figure 21)

**A) Cupules:** C'est une sorte d'alvéole artificielle, utilisée pour greffer les larves à l'intérieur de la ruche.

**B) Supports portes cupules :** sont des blocs en plastiques sur les quelles sont fixées les cupules.

**C) Picking (ou pinceau de greffage):** C'est un pinceau de 2 mm, qui sert à prendre les larves d'âge très jeune afin de les mettre dans les cupules.

**D) Barrettes porte cupules:** Ce sont des lattes d'élevage sur lesquelles sont fixées les supports portes cupules.

**E) Cadres porte barrettes :** Sont de même modèle que ceux utilisés, mais vides et dans lesquels on insère les lattes d'élevages.

**F) Cages ronds à reines:** C'est une cagette qui se fixe sur les supports portes cupules.

**G) Cadres porte cagettes :** Ce sont des cadres vides aménagés de lattes en bois pouvant porter les cages à reines.

**H) Local :** chambre en préfabriquée (2×2m), utilisée pour le greffage, le marquage et le clipage des reines.(Figure20)



**Figure 20 : local de greffage.**

**Support**



**Cupule**



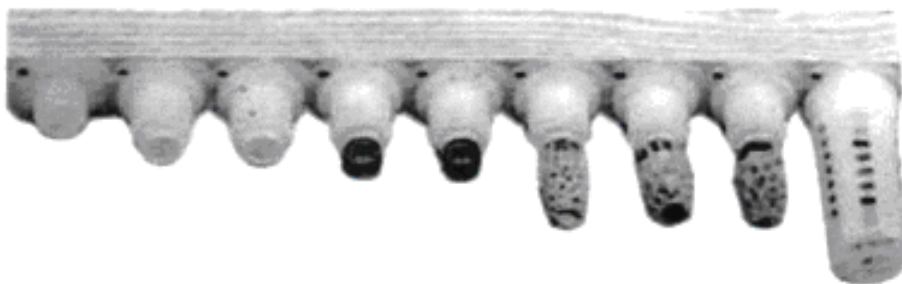
**Cellule royale artificielle**



**Cellule royale en cire**



**Cage à reine ronde pour porte-cupule**



**Cadre porte cupule**



**Latte en bois perforée pour porte-cupule**



**Picking inox**

**Figure 21:le matériel d'élevage de reine.**  
([www.apiservices.com](http://www.apiservices.com))

**II -1-3-Matériel du laboratoire :** La deuxième partie de notre étude a été effectuée dans le Laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction animale (LBRA) à l'Institut des Sciences Vétérinaire de l'Université de Blida 1. le matériel utilisé est dans l'annexe N° 1.

#### **II -1-4-Analyse statistiques :**

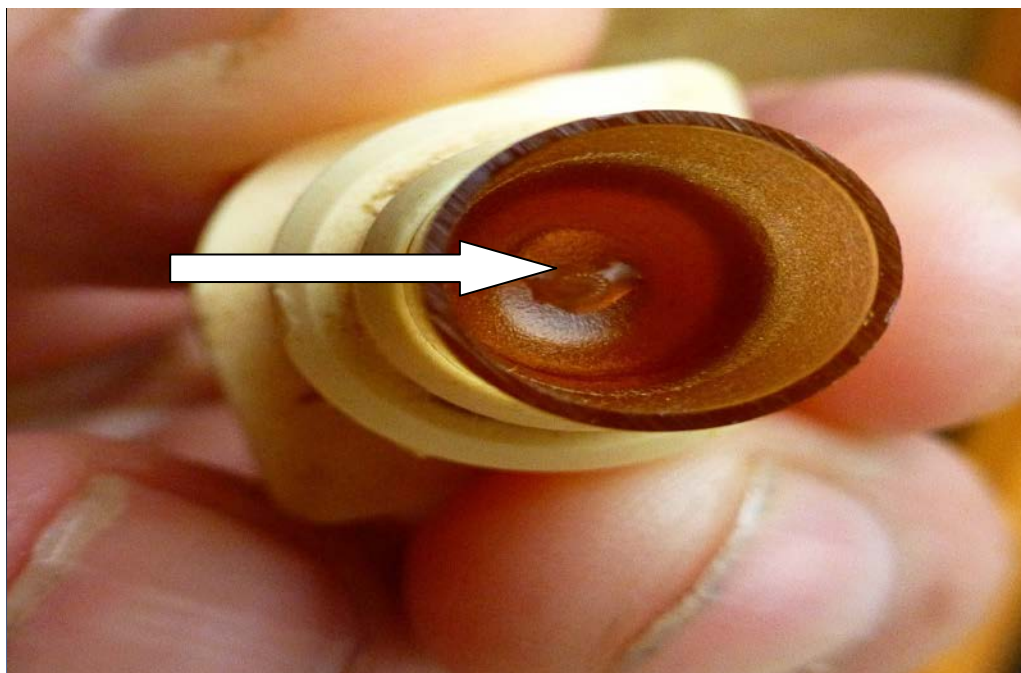
Les résultats ont été apportés sur fichiers Excel. Pour l'analyse statistique nous avons utilisé le Logiciel STATVIEW (win 32 v 5.0fr), afin d'effectuer des statistiques descriptives des données ainsi que des graphes représentatifs.

#### **III. Méthodes de travail:**

Nous avons utilisé dans notre expérimentation les techniques d'élevages de «**Doolittle et Pratt** », elle se scinde en plusieurs étapes:

##### **III .1.élevage de reines :**

**III .1.1. Préparation des cadres d'élevage:**Les larves à introduire sont greffées dans les cupules artificielles en plastiques.(Figure 22)



**Figure 22: larve greffée.**

**III .1.2. Préparation du starter:** Une ruche (STARTER) est une colonie forte, orpheline, dont le couvain ouvert a été supprimé et remplacé par du couvain operculé. Une telle colonie, accepte facilement les larves greffées.

Selon, SCRIVE, 1992 ; les conditions nécessaires du starter sont:

- Avoir une aération suffisante.
- Etre surpeuplé d'abeilles jeunes.
- Contenir au maximum 03 cadres de couvain.

- Etre riche, c'est-à-dire avoir beaucoup de pollen et de miel.
- Avoir de l'eau à sa disposition.

D'après, NEKMOUCHE, 1992, le starter est garni de:

- Deux (02) cadres de provisions contenant le maximum de pollen et de miel.
- Cinq (05) cadres de couvains operculés.

Ces cadres sont disposés suivant le schéma suivant: (Figure 23).

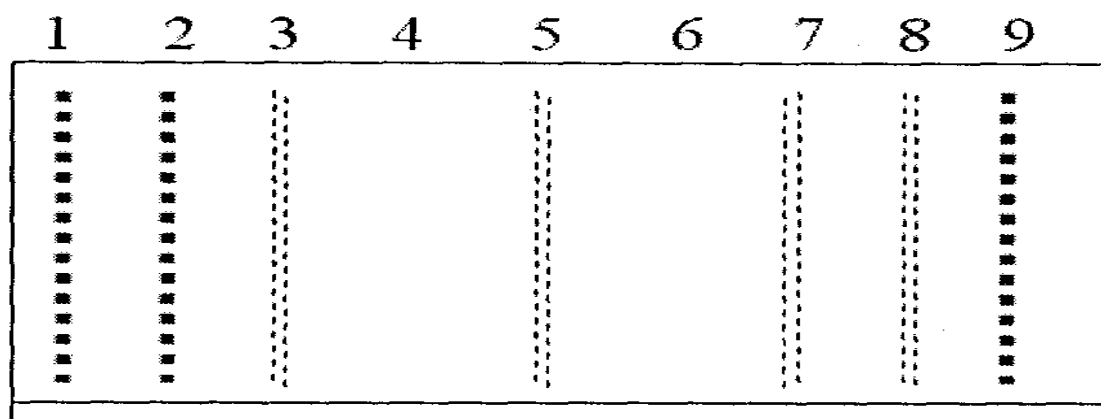
1, 2 : Cadres de provisions riches en pollen et miel.

9 : Cadre de miel.

4, 6 : Espace pour les cadres porte barrettes.

3, 5, 7, 8 : Cadre de couvain operculé.

La ruche ainsi formée est mise à l'ombre dans le rucher.



**Figure 23: DISPOSITION DES CADRES DANS LE STARTER AVANT L'INTRODUCTION DES CADRES PORTE-BARRETTES. (NEKMOUCHE, 1992) ; AVEC PHOTO DE LA RUCHETTE STARTER**

**Remarque:** Les colonies starters furent orphelines 24 heures avant l'introduction des cupules, temps suffisant pour que les abeilles puissent s'apercevoir de l'absence de leur mère et commencent à façonner les cellules royales.

**III .1.3.Repérage des cadres destinés au greffage:** Au niveau de chaque colonie élite, on doit d'abord repérer un peu à l'avance du jour prévu pour le greffage; la ponte qui nous donnera les jeunes larves et ceci pour n'avoir pas à la chercher le moment venu.

**III .1.4. Introduction des cadres porte-barettes pour la familiarisation:** Nous avons introduit au milieu du starter le cadre portant les cupules vides pour les familiariser et les imprégner de l'odeur des abeilles pendant 24 heures. Ensuite, nous avons retiré les cadres porte cupules du starter pour procéder au greffage.

**III .1.5. Greffage ou transfert de larves de moins de 3 jours :** C'est l'opération qui consiste à transférer une jeune larve d'ouvrière âgée de moins de 24 heures dans une cupule. Les cupules sont garnies d'une goutte d'un mélange eau gelée royale (Figure 24 & 25). Une fois le

greffage achevé, les cadres sont transportés immédiatement dans le starter pour éviter le dessèchement de la larve. Le greffage est effectué dans le laboratoire où la température est maintenue à 18°C-20°C.

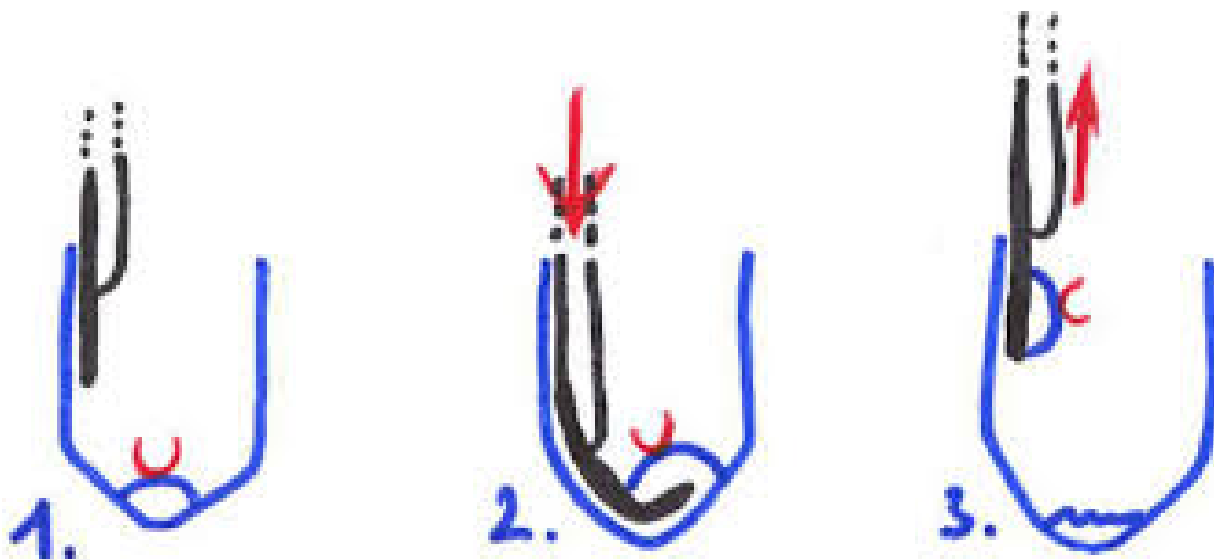


Figure 24:Opération de greffage.

([www.alsace.chambagri.fr](http://www.alsace.chambagri.fr))



Figure 25: cadre de greffage.

**III .1.6.Nourrissement:** On procédera à un nourrissement au sirop de sucre comme toutes opérations d'élevage. Cette solution sucrée, généralement composée d'un mélange eau- miel de 50/50, sera

distribué régulièrement et en petite quantité, les quatre jours qui suivent le greffage. et une pate de mélange miel –pollen est mis a la disposition des starters.

### III .1.7.Comptage du taux d'acceptation des cellules greffées :

Après le 3eme\_jour du greffage, nous avons compté le taux d'acceptation des cellules dans les ruches starters.( Figure 26 & 27)



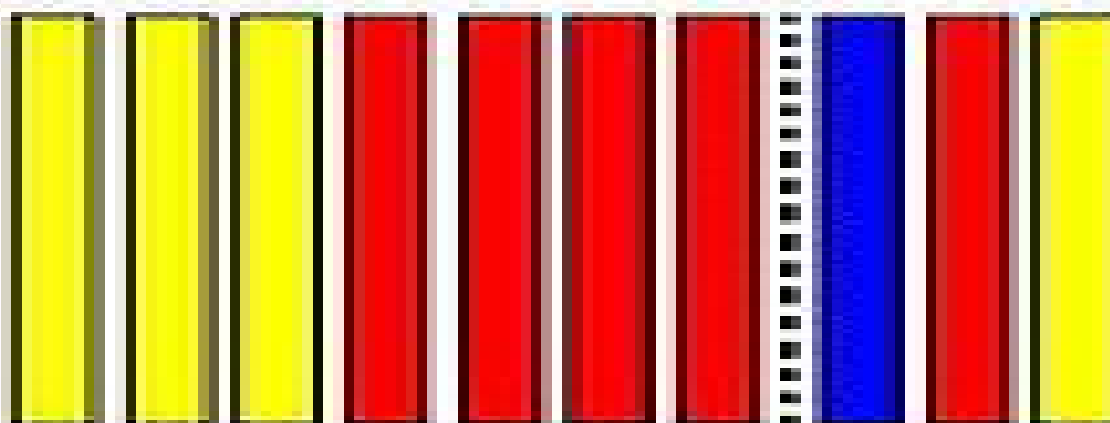
Figure 26 : les cellules acceptées.



Figure 27 : comptage des cellules acceptées.

### III .1.8.Préparation des finisseurs horizontal :

Le 4eme jour\_ on a formé les finisseurs\_Le finisseur horizontal facilite les manipulations de transfert de couvain. Il est composé d'une colonie très forte avec la reine dans un compartiment et un autre compartiment orphelins appelée a recevoir les amorces des cellules royales, les deux compartiments sont séparées par une grille a reine. (Figure 28 & 29)



<u>Pointillés :</u> <u>grille à reine</u>	<u>Bleu :</u> <u>Porte-barrette</u>	<u>Rouge :</u> <u>Couvain</u>	<u>Jaune :</u> <u>Provisions</u>	<u>Gris :</u> <u>Nourrisseur</u>
--	--	----------------------------------	-------------------------------------	-------------------------------------

Figure 28 : disposition des cadres dans le finisseur horizontal.

([www.fr.wikipedia.org](http://www.fr.wikipedia.org))

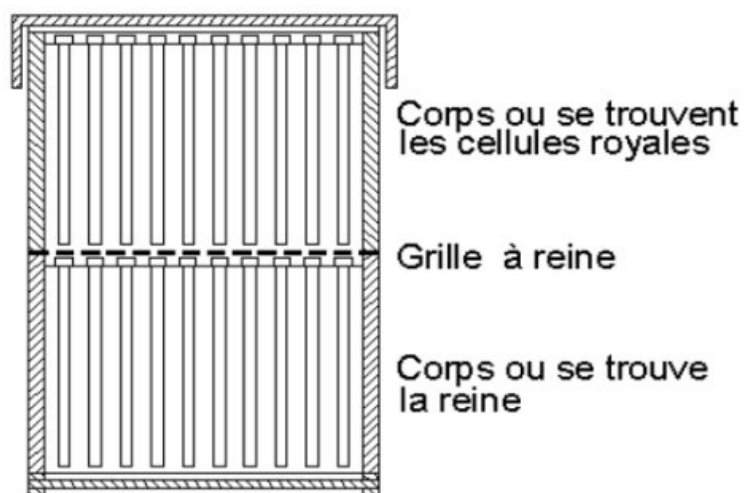




**Figure 29: finisseur horizontal.**

### III .1.9.Préparation des finisseurs verticaux :

Le 4eme jour, nous avons formé le finisseur, il est constitué d'un corps de ruche ordinaire surmonté d'un second corps, le tout séparé par une grille à reine. (Figure 30)



**Figure 30 : finisseur vertical.**

([www.apiservice.com](http://www.apiservice.com))

### III .1.10.Transfert des cellules royales operculées vers les finisseurs :

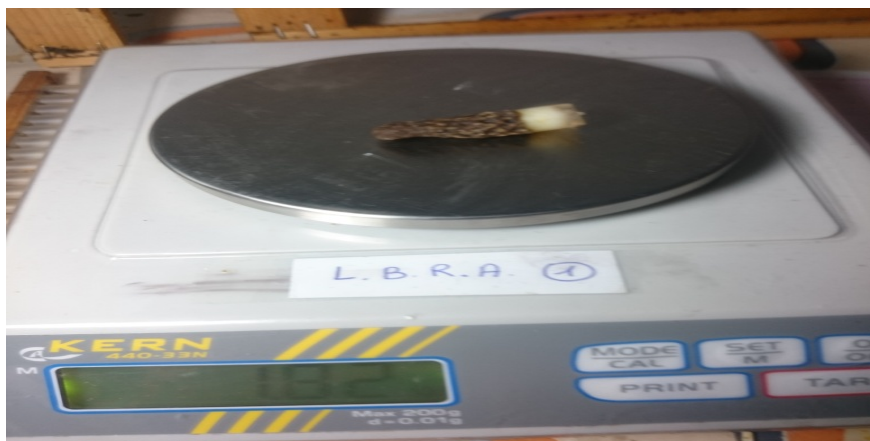
Le 5eme jour, les cellules une fois ébauchées et operculées dans le starter, sont transférées dans la partie orpheline du finisseur. (Figure 31)



**Figure 31: transfert des nymphes vers le finisseur.**

### **III .1.11.Pesée des cellules royales :**

Au 10eme jour, Nous avons pesé les cellules royales avec leurs cupules, afin d'obtenir le poids moyen d'une cellule royale. (Figure 32)



**Figure 32: pesage des cellules royales.**

### **III .1.12.Pesée des nymphes :**

Nous avons désoperculé les cellules royales, afin de déterminer le poids des nymphes à j10, durant deux mois différents.

### **III .1.13.Pesée des reines vierges après l'émergence:**

Certaines cellules royales ont été laissé délibérément terminer leur développement, sachant que chaque cellule est isolée dans une cagette individuelle protectrice. Après émergence, les reines vierges ont été pesées (Figure 33).



**Figure 33 : récolte des reines vierges.**

**III .1.14.Calculs du taux de Mortalité :** nous avons calculé le nombre des cellules mortes par rapport aux cellules qui ont émergées.( Figure 34 & 35)



**Figure 34 : mirage des cellules royales**



**Figure 35 : nymphe morte.**

**III.1.15.Maturité sexuelle :**

Des reines vierges ont été laissées dans des cages individuelles protectrices (pendant 35 jours), dans un startar, ensuite on les a libérées dans des nucléus dépourvus de reines depuis 5 jours, et nous avons vérifié la fécondation (Figure 36).



**Figure 36: reines vierges isolées et marquées.**

#### **1.16. Introduction des cellules royales dans des nucléus de fécondations :(J10)**

Dans cette étude nous avons formé les nucléus de fécondations à J9. L'opération de peuplement des nucléus est similaire à celle d'un essaim artificiel ou, on introduit trois cadres (1miel, 1couvain ouvert, 1couvain operculé) dans chaque compartiment. Les 04 entrées de chaque compartiments sont fermés. Après la formation, les nucléus sont déplacées vers un autre rucher a une distance de 7 km (à BARAKI)( Figure 37).



**Figure 37: introduction de cellules royales.**

### III .1.17.La pesée des reines fécondées :

Les reines fécondées ont été pesées sur différentes périodes de l'année.

### III .1.18.La dissection des reines fécondées :

Afin d'explorer le spermathèque, nous avons disséqué l'insecte de la manière suivante :

La reine mise sur une plaque de polystyrène (ventre contre le support), est tenue par une épingle plantée à travers son thorax. Ses ailes ont été coupées (parce qu'elles gênaient). Une autre épingle a été plantée au niveau de l'extrémité de l'abdomen afin de faciliter la dissection.

L'abdomen a été incisé sur toute la ligne longitudinale dorsale (depuis l'anus) ainsi que sur une ligne transversale antérieure (Figure 38).

L'incision a été maintenue ouverte au moyen d'épingles à insectes. Le tube digestif de couleur jaune clair a été déroulé afin d'avoir accès aux organes génitaux et plus précisément au spermathèque (Figure 39).

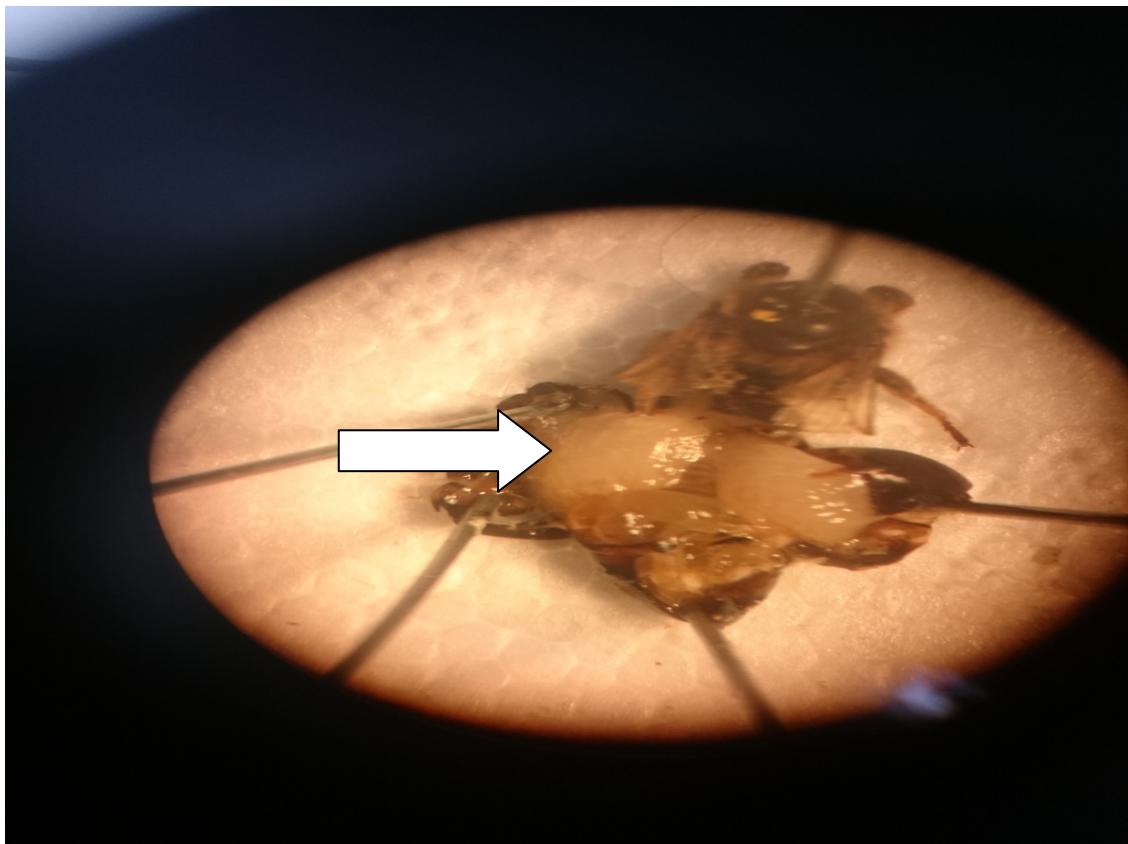
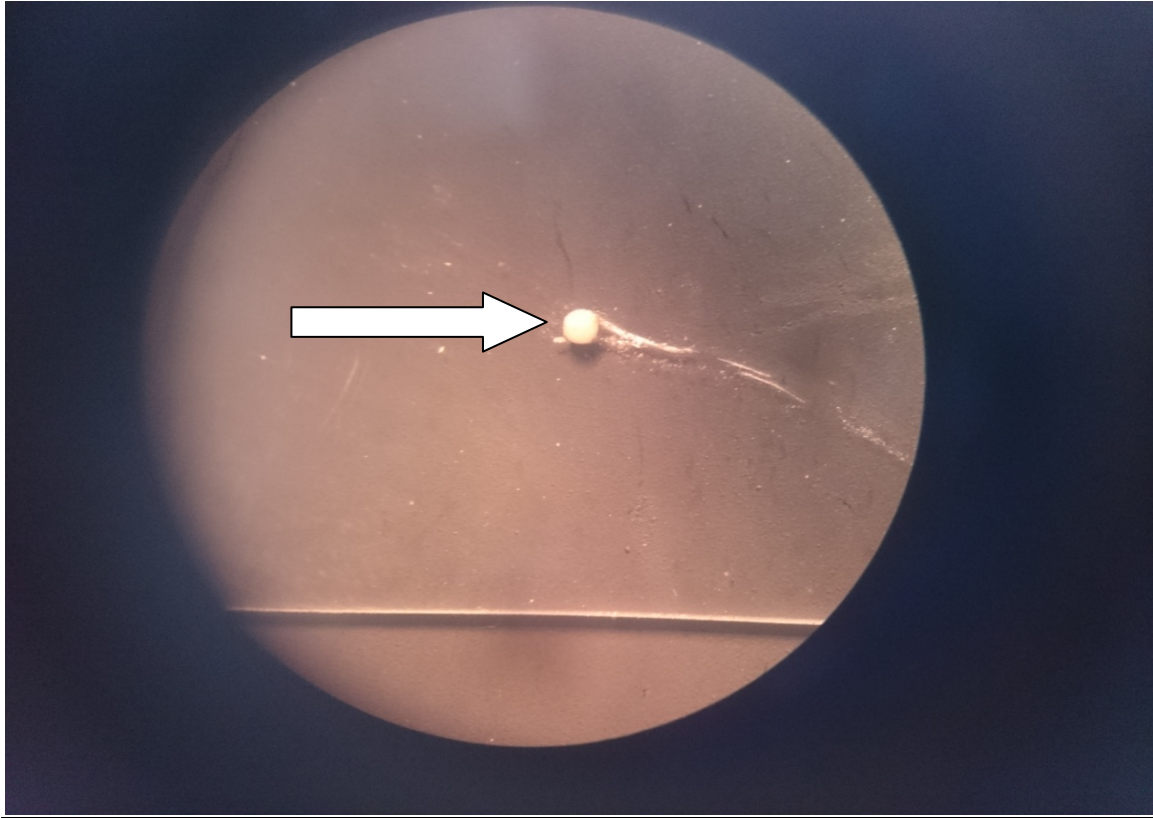


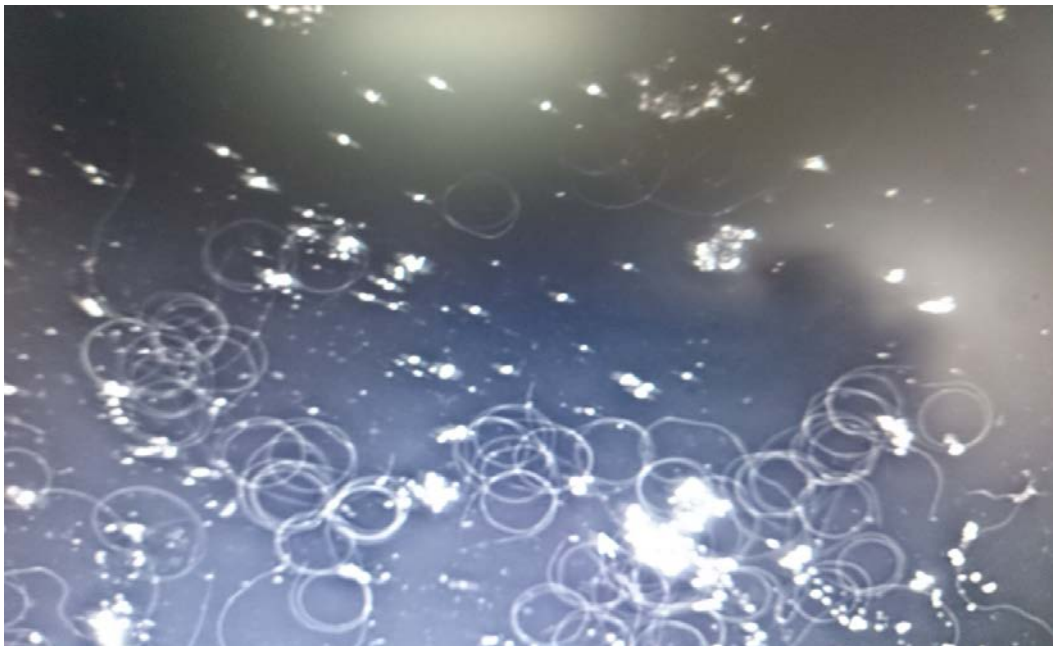
Figure 38 :dissection de la reine(ovaires).



**Figure 39 : spermathèque de la reine.**

**III .1.19. Comptage des spermatozoïdes dans les spermathèques :**

Le spermathèque a été découpé dans un (01) ML de solution 0.9 NaCl, puis le contenu a été transféré dans des micro tubes par des micropipettes. Une dilution de 1/10 est pratiquée sur ce contenu ayant subi au préalable une agitation à l'aide d'un vortex. Après une seconde agitation, une goutte de ce contenu est déposée sur une lame de malassez. Quinze (15) mn après, nous avons procédé au comptage à l'aide du CASA.( Figure 40 & 41)



**Figure 40: Mouvement circulatoire des spermatozoïdes (×300).**



**Figure 41: Mouvement serpentin des spermatozoïdes (×300).**

Sachant que le nombre de spermatozoïdes total (N) est déterminé par la formule suivante :

$$N = \frac{n}{a \times v} \times Fd$$

**N : Nombre de spermatozoïdes par faux bourdon.**

**n : nombre de spermatozoïdes comptés dans 10 grandes rectangles de la cellule de Malassez.**

**a : nombre d'unités de comptage dénombrées.**

**v : volume de l'unité de comptage.**

**Fd : facteur de dilution.**

### **III .2.Récolte des males :**

**III .2.1. Choix et capture des males:** Nous avons capturé ceux qui se trouvaient sur les cadres de provisions aux extrémités de la colonie.

**III .2.2.Dissection :** le faux bourdon est installé sur une plaque de polystyrène, le ventre contre le support), est tenue par une épingle plantée à travers son thorax. Ses ailes ont été coupées (parce qu'elles gênent). Une autre épingle a été plantée au niveau de l'extrémité de l'abdomen afin de faciliter la dissection. L'abdomen a été incisé sur toute la ligne longitudinale dorsale (depuis l'anus) ainsi que sur une ligne transversale antérieure le tenir par une épingle à insecte plantée à travers son thorax ; Ouvrir l'incision ; la maintenir béante au moyen d'épingles à insectes, dérouler le tube digestif, jaune clair. Dégager ces organes génitaux en brisant les trachées et les membranes blanches des sacs aériennes qui les réunissent. ( Figure 42)

Les organes génitaux sont prélevés, et la vésicule séminale est dégagée et découpée dans une boîte de pétri (le même protocole utilisé avec le spermathèque).



**Figure 42: Apparail génital du faux bourdon.**

**III .2.3.éversion** : saisir le mâle par la tête et la lui arracher, ce qui provoque chez le mâle mature une éversion partielle, l'abdomen du mâle se contracte et devient très dur. Ensuite, par une légère pression et rotation de l'abdomen entre le pouce et l'index, vous provoquerez l'éversion complète ce qui laisse apparaître le sperme de couleur crème (Figure 43), l'endophallus est introduit dans un micro tube renfermant 1ML de solution Nacl (0.9%) une agitation est nécessaire, ensuite une dilution de 1/10 est faite, et en fin une goutte est déposé sur la lame malassez afin de compter le nombre de spermatozoïdes.



**Figure 43: éversion de l'endophalus .**

**III .2.4.comptage** :(le même protocole est utilisé pour le spermathèque).



## **RESULTATS & DISCUSSION**

#### IV. Résultats et Discussion :

Les résultats des différents paramètres sont représentés sur les tableaux et les figures ci-dessous.

#### IV .1.L'acceptations des larves greffées :

##### a-Mois de février :

Tableau 5 : taux d'acceptation des larves en mois de février.

N°RUCHE	Nombre larves greffées	Nombre de larves acceptées	Taux d'acceptations (%)
1	10	10	100
2	10	2	20
3	10	7	70
4	10	7	70
5	10	5	50
x	-	-	62

##### b-Mois de mars :

Tableau 6 : taux d'acceptation des larves en mois de mars.

N° Ruche	Nombre larves greffées	Nombre de larves acceptées	Taux d'acceptations (%)
6	15	11	73.33
7	15	9	60
8	15	12	80
9	15	9	60
10	15	12	80
11	15	12	80
12	15	10	66.66
13	15	14	93.33
14	15	7	46.66
x	-	-	71.10

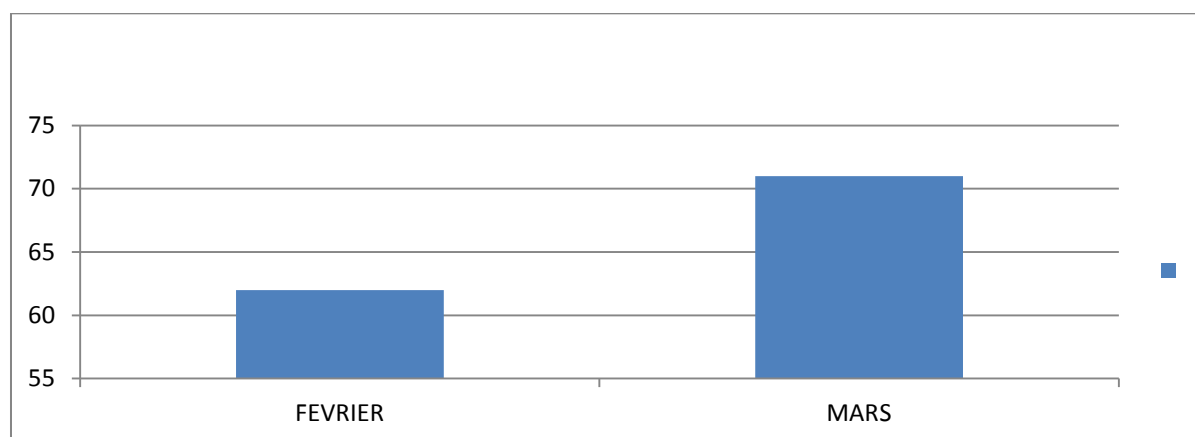


Figure 44: pourcentage d'acceptation des larves.

Nous avons greffé 185 larves de moins de trois jours (3j), dans 14 starters, en deux(02) séries :

Série 01 : en mois de février (sur 5 starters).

Série 02 : en mois de mars (sur 9 starters).

Les chiffres des tableaux 5 & 6 représentent les moyennes d'acceptation par starter. L'analyse des tableaux et les histogrammes, montre que l'acceptation des larves par les starters durant le mois de mars (71.1%) est supérieure par rapport à celle enregistrée en mois de février (62%). (Figure 44)

On constate aussi que le taux d'acceptations varie d'une colonie à une autre durant le même mois, Cela est probablement dû aux facteurs suivants :

-Le nombre des abeilles nourrices qui diffère d'une ruche à une autre.

-Le greffage qui est une opération très délicate, ou lors du prélèvement des larves fines et fragiles, elles peuvent être endommagées et donc non acceptées par leurs colonies respectives.

-l'instinct maternel qui diffère d'une colonie à une autre.

Nos résultats quand à l'acceptation des larves sont inférieures à ceux de IKANE(2008) ; (76.5%), RAHOUI(2003) (84%), DODOLOGLU(2006) ; (95% en mois de juin), (86.66% en mois de juillet), (et 78.33% en mois d'aout).

#### **IV .2. Poids des cellules royales :**

D'après les résultats obtenus dans le tableau N° 1 & 2 (annexe 2), lors de la pesée de 117 cellules royales au 10eme jour, durant le mois de février et mars, nous avons constaté que le poids moyen des cellules au mois de février est de  $1.214 \pm 0.227$  gr, et le poids moyen des cellules royales au mois de mars est de  $1.058 \pm 0.192$  gr. Le poids moyen global de la cellule royale est de  $1.099 \pm 0.212$  gr.

D'après le Test PLSD de pisher  $P=0.0095$  ( $p < 0.05$ ), une différence significative est constatée avec  $P=5\%$  entre le poids des cellules royales au mois de février et le mois de mars. Cette différence peut être expliquée par le nombre de larves acceptées (86 Vs 31), lorsque il est important, il influe négativement sur le poids des cellules royales.

#### **IV .3. Poids des nymphes:**

D'après les résultats obtenus dans le tableau N° 3(annexe 2), lors de la pesée des 85 nymphes au 10eme jour, on a constaté que le poids moyen des nymphes au mois de février est de  $0.246 \pm 0.14$  gr, et le poids moyen des nymphes au mois de mars est de  $0.234 \pm 0.23$  gr.

D'après le Test PLSD de pisher  $P=0.0095$  ( $p < 0.05$ ), une différence significative est constatée avec  $P=5\%$  entre le poids des nymphes au mois de février et le mois de mars. la différence est due à la corrélation qui existe entre le poids de la cellule royale et le poids de la nymphe.

#### **IV .4. Corrélation entre le poids de cellules royales et le poids des nymphes :**

D'après l'analyse du tableau N° 4(annexe 2), nous avons constaté qu'il existe une faible corrélation entre le poids de la nymphe et le poids de la cellule royale  $R=0.135$  ( $R < 0.3$ ).

#### **IV-5-Poids des reines vierges après l'émergence:**

Après l'éclosion, nous avons pesé 22 reines vierges. Le tableau N° 7 représente les poids des reines après émergence. Ce poids moyen de  $0.160 \pm 0.011$  gr, est proche au poids déterminé par DJOUBER et TOUDERT(2011), qui est de l'ordre de  $0.166 \pm 0.025$  Mgr.

**Tableau 7 : Poids des reines vierges après l'émergence.**

<b>N°</b>	<b>Poids de cellule royale (Gr)</b>	<b>Poids de la reine vierge (Gr)</b>
<b>1</b>	<b>1.06</b>	<b>0.15</b>
<b>2</b>	<b>1.09</b>	<b>0.19</b>
<b>3</b>	<b>1.03</b>	<b>0.15</b>
<b>4</b>	<b>1.09</b>	<b>0.16</b>
<b>5</b>	<b>1.03</b>	<b>0.16</b>
<b>6</b>	<b>1.01</b>	<b>0.17</b>
<b>7</b>	<b>1.03</b>	<b>0.15</b>
<b>8</b>	<b>0.83</b>	<b>0.16</b>

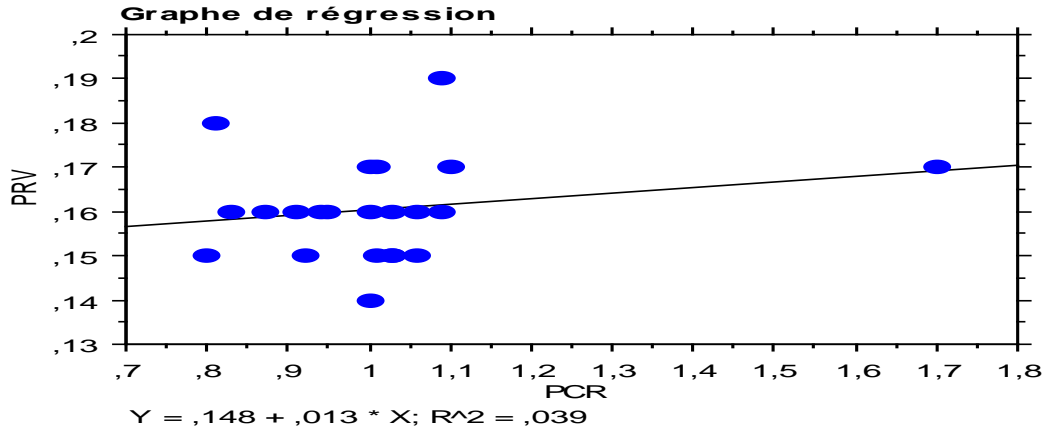
<b>9</b>	<b>0.87</b>	<b>0.16</b>
<b>10</b>	<b>0.80</b>	<b>0.15</b>
<b>11</b>	<b>0.81</b>	<b>0.18</b>
<b>12</b>	<b>0.94</b>	<b>0.16</b>
<b>13</b>	<b>1.7</b>	<b>0.17</b>
<b>14</b>	<b>1.06</b>	<b>0.16</b>
<b>15</b>	<b>0.91</b>	<b>0.16</b>
<b>16</b>	<b>0.92</b>	<b>0.15</b>
<b>17</b>	<b>1.00</b>	<b>0.16</b>
<b>18</b>	<b>1.01</b>	<b>0.15</b>
<b>19</b>	<b>1.00</b>	<b>0.17</b>
<b>20</b>	<b>0.95</b>	<b>0.16</b>
<b>21</b>	<b>1.10</b>	<b>0.17</b>
<b>22</b>	<b>1.00</b>	<b>0.14</b>
<b>x</b>	<b>-</b>	<b>0.160</b>

Nous pouvons remarquer que les reines d'*Apis mellifera intermissa* ont un poids faible, par rapport à la classification établie par AKYOL et al(2007). Ces derniers auteurs classent les plus forts avec un poids à l'émergence de 0.207 gr ; les moyennes et les plus faible avec des poids respectifs de 0. 193 gr et 0. 175 gr pour *Apis mellifera caucasica*.

Le poids faible, de la reine *Apis mellifera intermissa*, probablement est due à la spécificité de la race, ou aux conditions d'élevage ; car pour obtenir de grandes reines il est conseillé d'utiliser des larves de moins de 24 heures, et de pratiquer le double greffage, ainsi le respect du nombre de larves greffées durant la période d'élevage.

Le poids de la reine à l'émergence est un des facteurs déterminant de la qualité de la reine car il existe une grande corrélation entre le poids des reines à l'émergence et le diamètre( $r=0.619$ ),ainsi que le volume de la spermathèque ( $r=0.607$ ). Ceci peut être est expliqué par le nombre et le stade de maturation des œufs(Kalya et al 1962).

D'après nos résultats (Figure 45), une faible corrélation entre le poids de la cellule royale et le poids de la reine à l'émergence a été constatée.



**Figure 45: corrélation poids de la reine vierge et la cellule royale.**

#### **IV.6. Calculs du taux de Mortalité :**

Sur les 30 nymphes suivies jusqu'à l'émergence ;

- 22 ont émergés
- 8 sont mortes,

Le taux d'éclosion enregistré de 73.33 % est proche de celui noté par IKANE (2006) mais inférieur à celui déterminé par DODOLOGLU(2006) (88,88%).

De ce fait nous pouvons conclure que le taux de mortalité dans notre travail est de 26.66 % différent du taux constaté par IKANE(2006) (36%), et inférieure a celui de DODOLOGLU(2006) (11.12%).ce taux de 30%de mortalité peu être expliqué par des maladies, telle que la varroase,notant que le taux d'infestation du cheptel par le varroa été de 18% (LATRECH 2015).

#### **IV. 7. Maturité sexuelle et fécondation de la reine :**

##### **a)-Maturité sexuelle :**

Sur les 10 reines vierges âgées de 35 jours et introduits dans des nuclées de fécondation :

- 04 ont été fécondées.
- 03 n'ont pas été fécondées.
- 03 sont morts.

on constate que quatre(04) reines introduits âgées de 35 jours ont été fécondées. Selon Prost(1976) la maturité sexuelle est de 5 à 15 jours après la naissance. Ce constat nous laisse à revoir les paramètres de la reproduction de notre race locale.

**b) fécondation de la reine :**

**Tableau 8 : taux de fécondation des reines en fonction des mois.**

Série N°	Mois	Nombre de cellules royales	Nombre de reines fécondées	taux de fécondation %
1	Janvier	220	148	67.27
2	février	136	50	36.76
3	Mars	420	235	55.95
4	Avril	84	66	78.57
5	mai	40	21	52.5
-	total	900	520	-

Nous avons introduit 900 cellules royales, dans 900 compartiments de nucleus de fécondation, Répartis en cinq(05) série ;

-Une série de 220 cellules royales introduites durant le mois de janvier :

-Une série de 136 cellules royales introduites durant le mois de Février :

-Une série de 420 cellules royales introduites durant le mois de Mars :

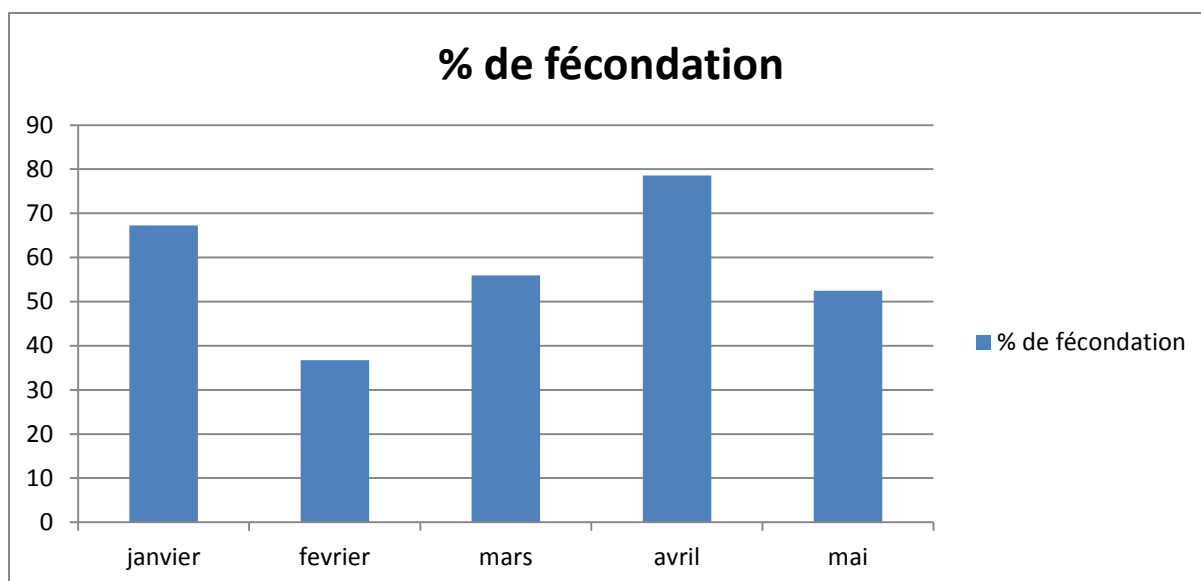
-Une série de 84 cellules royales introduites en mois d'Avril :

-Une série de 40 cellules royales introduites en mois de Mai :

Nous avons obtenu au total 520 reines fécondés

D'après les résultats obtenus dans le tableau N° 8 et l'histogramme (Figure 46), nous avons constaté que le taux de fécondation variait d'un mois à l'autre, la saison a une influence sur le taux de fécondation et que la différence était significative.

Nous avons noté que le taux de fécondation en mois d'avril est le plus élevé (78.57%), car durant ce mois les faux bourdons pubères existes, et les conditions climatiques ont permet aux reines vierges d'effectuer leurs vols nuptiaux. Les taux de fécondation faibles, en mois de février et mars, sont expliqués par le nombre réduit des faux bourdons durant cette période, car l'élevage artificiel des males n'a pas été pratiqué. Par contre le taux élevé, enregistré en mois de Janvier, est due à l'élevage naturel des faux bourdons par les colonies, car le mois de Novembre et Décembre de l'année 2015, ont été caractérisés par des températures élevées et une floraison abondante des néfliers.



**Figure 46 : taux de fécondation des reines en fonction des mois.**

#### **IV.8.Poids des reines fécondées :**

Le poids de 69 reines fécondées dans différentes période de l'année, nous a permis de déterminer le poids moyen des reines fécondées ( $0.176 \pm 0.017$  gr).(Tableau N°5 (annexe2)).

Selon MILOJEVIC, le poids de la reine fécondée est de 0.168 à 0.230 gr, et d'après KAROIEVA(1957) il est de 0.150 à 0.280 gr.

Pour KAMAROV(1934), la reine fécondée augmente de 30 mg par rapport à la reine vierge.

D'après le test ANOVA,  $p=0.243$  ( $p < 0.05$ ), il existe une différence significative entre le poids des reines fécondées en fonction du mois.(Tableau 6 ( annexe 2)).

#### **IV.9.Nombre de spermatozoïdes dans le spermathèque des reines :**

**Tableau 9 : poids des reines fécondées et nombre de spermatozoïdes.**

N° de reine	Poids de la reine (gr)	NOMBRE SPZ
1	0,19	5100000
2	0,17	5000000
3	0,19	8200000
4	0,18	6200000
5	0,18	8300000
6	0,17	5000000
7	0,18	4200000
8	0,17	4400000
9	0,15	2300000



Nous avons étudié le nombre de spermatozoïdes de neuf (09) reines fécondées au mois de Mars, D'après les deux tableaux N° 9, nous avons constaté que le nombre de spermatozoïdes variait d'une reine à une autre. La moyenne du nombre de spermatozoïdes par reine fécondées a été de  $5.4111.111 \pm 19 15361$  spermatozoïdes. Ces résultats sont loin de ceux rapportés par Szabo et Heikel, 1987 et Lodesani et al 2004, qui ont trouvé environ 8000000 spermatozoïde par spermathèque chez les jeunes reines.

Nous avons constaté qu'il ya une forte corrélation entre le poids de la reine et le nombre de spermatozoïdes ( $R=0.720$ ). (Tableau 8 & 9 (annexe 2))

#### **IV.10.Nombre de spermatozoïdes par faux bourdon :**

**Tableau 10: nombre de spermatozoïdes par faux bourdon.**

(récolté à partir du vésicule séminale)

<b>N° Faux bourdon</b>	<b>Nombre de spermatozoides</b>
<b>1</b>	<b>6500000</b>
<b>2</b>	<b>3800000</b>
<b>3</b>	<b>5300000</b>
<b>4</b>	<b>900000</b>
<b>5</b>	<b>1300000</b>
<b>6</b>	<b>7800000</b>
<b>7</b>	<b>3900000</b>
<b>8</b>	<b>2400000</b>
<b>9</b>	<b>5100000</b>
<b>10</b>	<b>1900000</b>
<b>11</b>	<b>3100000</b>
<b>12</b>	<b>1900000</b>
<b>13</b>	<b>1400000</b>
<b>14</b>	<b>5000000</b>
<b>15</b>	<b>2200000</b>
<b>16</b>	<b>3700000</b>
<b>17</b>	<b>1000000</b>
<b>18</b>	<b>2500000</b>
<b>19</b>	<b>00</b>
<b>20</b>	<b>00</b>
<b>21</b>	<b>00</b>
<b>22</b>	<b>00</b>
<b>23</b>	<b>00</b>
<b>24 (par eversion)</b>	<b>7000000</b>

Nous avons analysé la semence de 18 faux bourdons (Tableau N° 10), durant différente période de l'année.

D'après le tableau N°10 (annexe 2), nous avons constaté que la moyenne des spermatozoïdes par faux bourdon était de  $3.316.666 \pm 1980270$  (récolté de la vésicule séminale), ces résultats sont loin de ce que Schlums et al (2003) qui ont rapportés des chiffres de  $9190000 \pm 460000$

spermatozoïdes. Rinder (1985) a travaillé sur l'abeille africanisée, il a trouvé une moyenne de 4600000 spermatozoïdes/faux bourdon.

D'après le tableau N°10, le nombre des spermatozoïdes varie d'un male à l'autre, cela peut être expliqué par le transfert incomplet de spermatozoïdes des testicules vers la vésicule séminale, c'est à dire que les faux bourdons sont pas pubères durant la récolte de la semence.

Un seul male a été récolté accidentellement par éversion de l'endophallus ou il s'est avéré un nombre de spermatozoïdes de l'ordre de 7000000. Cette valeur est proche de celle rapportée par Gençer et Kalya(2011), qui est de 7320000 spermatozoïdes, (même technique de récolte),

Cinq (5) faux bourdons ne possédaient de spermatozoïdes dans la vésicule séminale, ce sont probablement des jeunes non pubères (âgés de moins de 3 jours).

# Conclusion :

Les travaux effectués nous ont permis d'acquies des informations primordiales et de déterminer des paramètres importants dans la reproduction de l'abeille *Apis mellifera intermissa* dans la région de Mitidja.

Ce travail nous a également permis de maîtriser plusieurs techniques entre autres :

- dissection des abeilles (reines et faux bourdon).
- collecte de la semence à partir de la vésicule séminale des faux bourdons et de la spermathèque de la reine.
- technique de l'analyse de quantitatifs de la semence grâce au système CASA.

A l'issue de cette étude, les différents paramètres concernant la qualité de la reine ont été en dessous de ceux enregistré par d'autres auteurs.

En effet le taux d'acceptation des larves greffées par nos soins dans les starters a été de 10 à 15% inférieure de ce qu'il été enregistré par d'autres auteurs.

De même nous avons constaté que ces taux d'acceptation variaient d'un mois a un autre et que probablement cela est du à la force de la colonie (plus importante durant le mois de Mars par rapport au février).

Pour ce qui est de la survie des nymphes 26,66 % n'ont pu terminer leur métamorphose.

Les reines qui ont pu émerger ont présenté un poids plus ou moins faible par rapport a ceux rapporté dans la littérature, de même la cellule royale présente un poids de  $1.099 \pm 0.212$ gr (poids également faible).

Le taux de fécondation variait en fonction de la période d'accouplement, le taux le plus élevé a été enregistré au mois d'Avril (période la plus propice).

Parmi les 69 reines fécondées le poids moyen avoisine les 0.176 gr restant les poids les plus faibles enregistrées par la plus part des auteurs.

La seconde partie de notre travail à concerné l'analyse quantitative des spermatozoïdes dans la vésicule séminale des faux bourdons, ainsi que la spermathèque de la reine fécondée.

Un taux moyen de 3500000 spermatozoïdes chez le faux bourdon a été quantifié en disséquant la vésicule séminale, pour ce qui est du nombre de spermatozoïdes au niveau du sac spermathèque de la reine fécondée, un taux moyen de 5000000 à 6000000 a été enregistré.

Ces deux taux, sont largement inférieurs à ceux rapporté dans la littérature. Cela peut être expliqué probablement par le rôle de la génétique.

En effet RHODS et al (2010) a pu évaluer l'importance de la génétique dans la production de sperme entre différentes lignées chez l'abeille domestique. Ils ont identifié des différences entre 4 lignées comparées, principalement au niveau du volume de sperme et du nombre de spermatozoïdes.

Malgré les faibles valeurs des différents paramètres enregistrés, nous avons pu constater une bonne corrélation entre le poids des reines fécondées et leurs stocks de spermatozoïdes au niveau de la spermathèque.

La reine fécondée présentant le plus faible poids, et contenant le nombre de spermatozoïdes le plus bas, était parasitée par le varroa.

La maturité sexuelle de la reine de l'abeille domestique est connue pour être de 5 à 15 jours (Prost 1979), néanmoins, d'après nos résultats, l'abeille *Apis mellifera intermissa* a pu être fécondée à l'âge de 35 jours après la naissance. Ce chiffre nous pousse à revoir la durée de vie reproductrice de notre abeille locale.

# **ANNEXE**

### Annexe 1 (Matériel du laboratoire) :

Le matériel suivant a été utilisé:

**A) Balance :** Les balances de laboratoire permettent d'effectuer des pesées de masses avec une précision allant jusqu'à 0,01mg.(figure 1)



**Figure 01 : Balance .**

**B) Un ordinateur :** avec le système CASA, unité centrale, écran plat avec souris et clavier, branché au microscope par une camera.

Le système CASA est un système modulaire d'analyse automatique de la mobilité, concentration, de la morphologie, de la fragmentation d'ADN et de la vitalité des échantillons de spermatozoïdes, il Permet l'analyse précise et objective d'une large gamme de paramètres cinématiques, de la morphologie, de l'ADN et de la vitalité des échantillons de spermatozoïdes, ainsi que la mise en place de nouvelles configurations d'analyses qui s'adaptent aux nouvelles espèces ou races à l'intérieur d'une même espèce animale.

Ce système permet aussi une standardisation de l'analyse, de la sauvegarde et de la traçabilité des résultats, ce système a été fortement utilisé en recherche. Il est, par ailleurs, suffisamment malléable pour s'adapter à un large spectre d'espèces animales: des invertébrés aux rongeurs, jusqu'aux mammifères; il est également utile pour les études sur la croissance des microalgues.

**C) Le microscope :** contient des contraste de phase, et une platine chauffante réglable, avec différent contraste et chambre claire qui laisse passer toute la lumière , ainsi que des filtres (vert et bleu) et des objectifs -10, 20,60,100 de grossissement. (Figure 2)



**Figure 2: Microscope .**

**D) Loupe :** C'est un appareil destiné en priorité à l'observation à faible grossissement( $\times 20$ ) avec un éclairage par dessus. Il permet surtout la perception stéréoscopique, en relief, de petits sujets. (Figure 3).



**Figure 3: Loupe.**

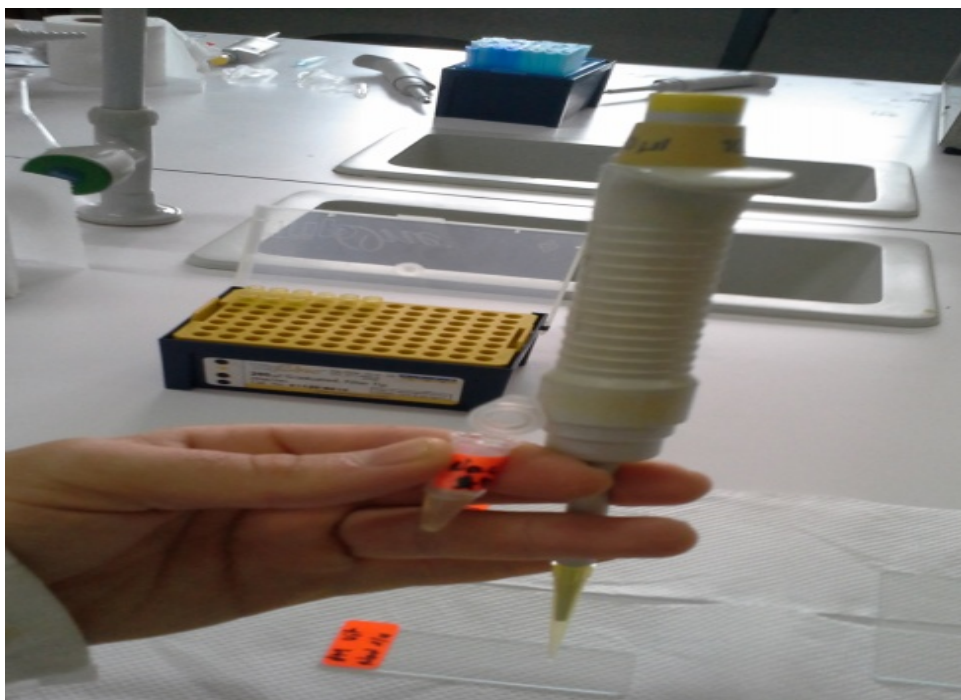
**E) vortex :**

L'agitateur Vortex permet le mélange rapide et efficace des substances contenues dans les différents types de conteneurs en raison de sa vibration orbitale.(figure 4)



**Figure 4: Agitateur(Vortex) .**

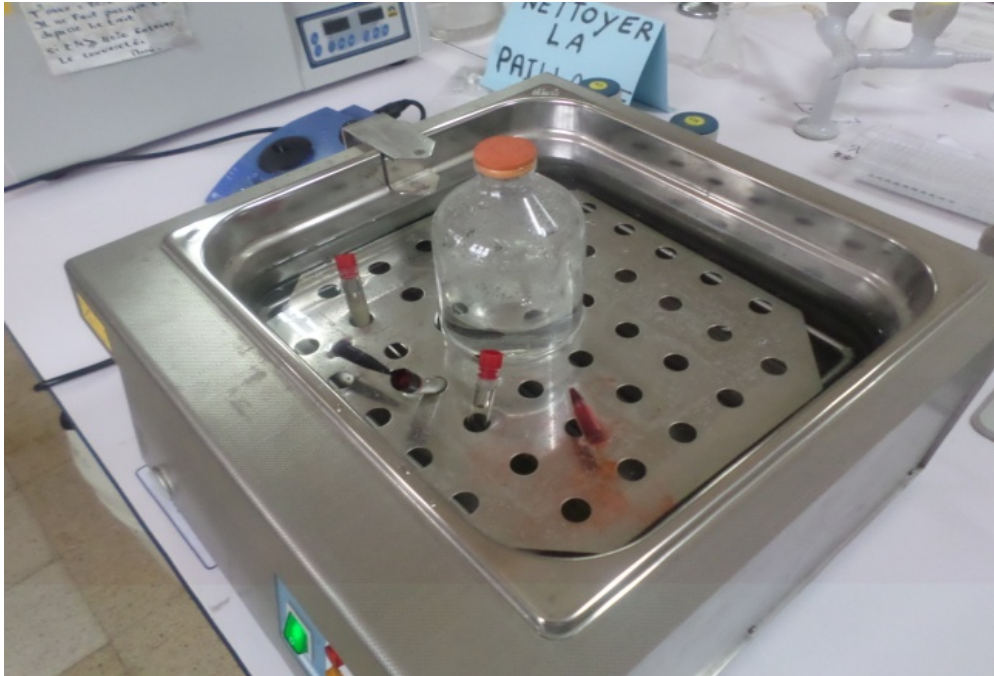
**F) Micro-pipette gradué:** Ce sont des systèmes actionnant des [pistons](#). La modification de la longueur de la colonne d'air à l'intérieur de l'appareil permet d'aspirer ou de chasser des volumes de liquides avec une grande précision. Une molette permet à l'utilisateur de régler le volume à prélever, à l'aide d'un indicateur à chiffres. (Figure 5)



**Figure 5: Micro pépettes.**



**G) Bain mari :** utilisé souvent pour chauffer modérément un milieu réactionnel. Le bain-marie permet d'éviter toute destruction de molécules par contact avec la paroi du récipient qui pourrait être excessivement chaude si elle était chauffée à la flamme par exemple. Quand il est bouillant, le réglage de la température du bain est reproductible. (Figure 6)



**Figure 6: Bain mari.**

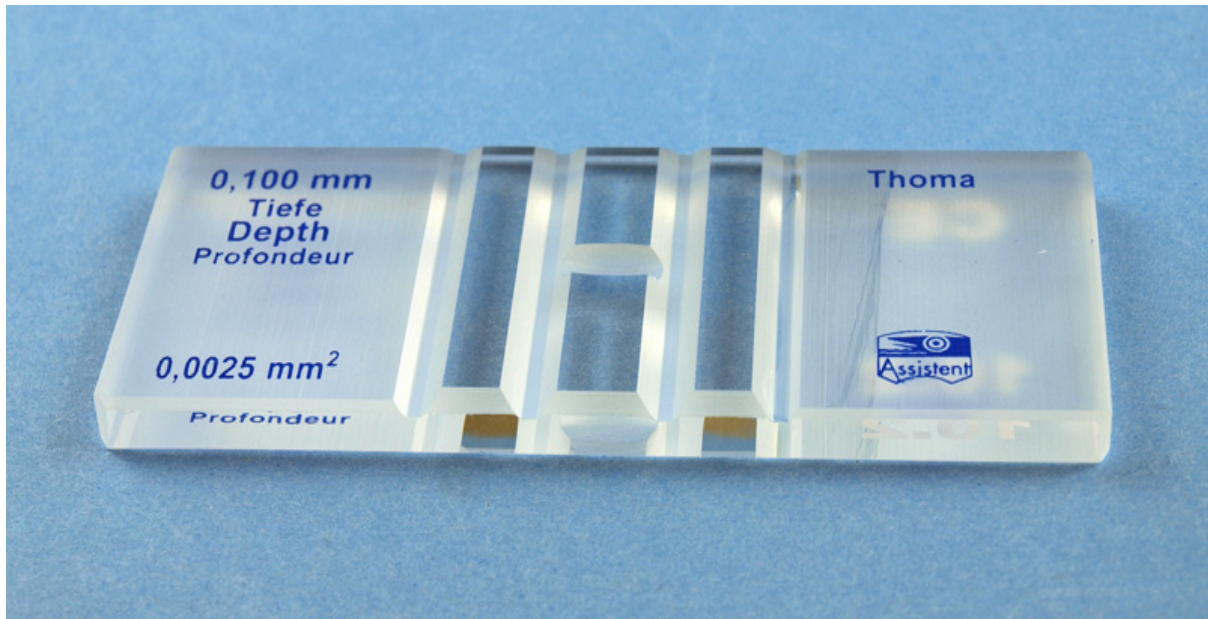
**H) Lame et lamelle :(Figure 7)**



**Figure 7: Lame .**

**I) De NaCl 0.9% :** comme diluer.

**J) Cellule de Malassez :** est une lame spéciale, quadrillée, qui permet de dénombrer les spermatozoïdes, dans un volume précis et connu. (Figure 8)



**Figure : 08**

**k) Microtubes Ependoff gradués:** sont de petits tubes munis d'un capuchon à clipser. Ils sont en matière plastique, le polypropylène, capable de résister aux hautes températures (autoclavage), aux basses températures (stockage dans un congélateur à  $-80^{\circ}\text{C}$ , broyage à l'azote liquide, etc.) ou aux solvants organiques. ( **Figure 9**)



**Figure 9: Microtubes Ependoff .**  
([www.denvillescientific.com](http://www.denvillescientific.com))

**L) matériel de dissection**

**M) Polystère:** pour la fixation des reines et les faux bourdons :

**N) cage d'expédition :** pour le transfert des reines.

**O) mini-nuclues :** pour le transport des reines. (Figure 10)



**Figure 10: mini-nuclues .**

**Annexe 2 (Analyse statistique) :**

**Tableau 1 : statistiques descriptives des poids des cellules royales.**

	<b>Poids de cellule royale</b>
<b>Moyenne</b>	<b>1.099</b>
<b>Dév.Std</b>	<b>0.212</b>
<b>Erreur Std</b>	<b>0.020</b>
<b>Nombre</b>	<b>117</b>
<b>Minimum</b>	<b>0.800</b>
<b>Maximum</b>	<b>1.820</b>
<b>#</b>	<b>0</b>

**Tableau 2 : Poids moyen des cellules royales.**

<b>Mois</b>	<b>Nombre</b>	<b>Moyenne</b>	<b>Dév.Std</b>	<b>Err.Std</b>
<b>Février</b>	<b>31</b>	<b>1.214</b>	<b>0.227</b>	<b>0.041</b>
<b>Mars</b>	<b>86</b>	<b>1.058</b>	<b>0.192</b>	<b>0.021</b>

**Tableau 3: poids moyen des nymphes.**

<b>Mois</b>	<b>Nombre</b>	<b>Moyenne</b>	<b>Dév.Std.</b>	<b>Err.Std</b>
<b>Fevrier</b>	<b>31</b>	<b>0.246</b>	<b>0.014</b>	<b>0.003</b>
<b>Mars</b>	<b>54</b>	<b>0.234</b>	<b>0.023</b>	<b>0.003</b>

**Tableau4 : résumé régression Poids de la nymphe Vs Poids de la cellule royale.**

<b>Nombre</b>	<b>85</b>
<b>Manquants</b>	<b>0</b>
<b>R</b>	<b>0.135</b>
<b>R carré</b>	<b>0.018</b>
<b>R carré ajusté</b>	<b>0.006</b>
<b>Ec.type résiduel</b>	<b>0.021</b>

**Tableau 5 : statistiques descriptives des poids des reines fécondées.**

	<b>Poids reine vierge</b>
<b>Moy</b>	<b>0.176</b>
<b>Dév.Std</b>	<b>0.017</b>
<b>Erreur Std</b>	<b>0.002</b>
<b>Nombre</b>	<b>69</b>
<b>Minimum</b>	<b>0.130</b>
<b>Maximum</b>	<b>0.220</b>
<b>Manquants #</b>	<b>0</b>

**Tableau 6 : tableau ANOVA pour poids des reines fécondées.**

	<b>ddl</b>	<b>Somme des carrés</b>	<b>Carré moyen</b>	<b>Valeur de F</b>	<b>Valeur de p</b>	<b>Lambda</b>	<b>Puissance</b>
<b>Mois</b>	<b>4</b>	<b>0.003</b>	<b>0.001</b>	<b>3.012</b>	<b>0.0243</b>	<b>12.049</b>	<b>0.773</b>
<b>Résidu</b>	<b>64</b>	<b>0.017</b>	<b>2.669<sup>E</sup>-4</b>				

**Tableau 7 : statistiques descriptives de la moyenne de nombre de spermatozoïdes par reine fécondée.**

	<b>Nombre de spermatozoides</b>
<b>Moy</b>	<b>5411111.111</b>
<b>Dév.Std</b>	<b>1915361.875</b>
<b>Erreur Std</b>	<b>638453.958</b>
<b>Nombre</b>	<b>9</b>
<b>Minimum</b>	<b>2300000.000</b>
<b>Maximum</b>	<b>8300000.000</b>
<b>Manquants #</b>	<b>0</b>

**Tableau 8 : Tableau ANOVA nombre de spermatozoïdes et le poids des reines fécondées.**

	<b>DDL</b>	<b>Somme des carrés</b>	<b>Carré moyen</b>	<b>Valeur de F</b>	<b>Valeur de p</b>
<b>Régression</b>	<b>1</b>	<b>1.523<sup>E</sup>13</b>	<b>1.523<sup>E</sup>13</b>	<b>7.553</b>	<b>0.0286</b>
<b>Résidu</b>	<b>7</b>	<b>1.412<sup>E</sup>13</b>	<b>2.017<sup>E</sup>12</b>		
<b>Total</b>	<b>8</b>	<b>2.935<sup>E</sup>13</b>			

**Tableau 9 : régression de nombre des spermatozoïdes et poids des reines fécondées.**

<b>Nombre</b>	<b>9</b>
<b>Manquants</b>	<b>0</b>
<b>R</b>	<b>0.720</b>
<b>R carré</b>	<b>0.519</b>
<b>R carré ajusté</b>	<b>0.450</b>
<b>Ec. type résiduel</b>	<b>1420096 ,942</b>

**Tableau 10: statistiques descriptives des nombres de spermatozoïdes par faux bourdon.**

	<b>Nombre de spermatozoïdes</b>
<b>Moy</b>	<b>3316666.667</b>
<b>Dév.Std</b>	<b>1980270.332</b>
<b>Erreur Std</b>	<b>466754.193</b>
<b>Nombre</b>	<b>18</b>
<b>Minimum</b>	<b>900000.000</b>
<b>Maximum</b>	<b>7800000.000</b>
<b>Manquants #</b>	<b>0</b>

# REFERENCES

## Référence bibliographique :

- Aissiou A, 1980 : essai sur l'élevage précoce des reines .Mémoire d'ingénieur INA,EL Harrach Alger, page 27.
- Biri M, 1981 ; élevage moderne des abeille, manuel pratique, page 58,7
- CAILLAS A ,1974 ;le ruche de rapport traité d'apiculture moderne 9eme édition.
- Cobey, S. W. (2007). Comparison studies of instrumentally inseminated and naturally mated honey bee queens and factors affecting their performance. *Apidologie* 38(4): 390-410.
- Collins, A. M. (2000). Relationship between semen quality and performance of instrumentally inseminated honey bee queens. *Apidologie* 31(3): 421-429.
- Collins, A. M. (2004). Sources of variation in the viability of honey bee, *Apis mellifera* L., semen collected for artificial insemination. *Invertebrate Reproduction and Development* 45(3): 231-237.
- Collins, A. M., T. J. Caperna, V. Williams, W. M. Garrett et J. D. Evans (2006). Proteomic analyses of male contributions to honey bee sperm storage and mating. *Insect Molecular Biology* 15(5): 541-549.
- Collins, A. M. et A. M. Donoghue (1999). Viability assessment of honey bee, *Apis mellifera* sperm using dual fluorescent staining. *Theriogenology* 51(8): 1513-1523.
- Collins, A. M. et Pettis, J. S. (2001). Effect of varroa infestation on semen quality. *American Bee Journal*, 141(8): 590-593.
- Haned , M,(2007),élevage de reine et insémination artificiel.
- Harbo, J. R. (1979). Rate of depletion of spermatozoa in the queen honeybee spermatheca. *Journal of Apicultural Research* 18(3): 204-207.
- Harbo, J. R. (1990). Artificial mixing of spermatozoa from honeybees and evidence for sperm competition. *Journal of Apicultural Research* 29(3): 151-158.
- Harbo, J. R. et J. L. Williams (1987). Effect of above-freezing temperatures on temporary storage of honeybee spermatozoa. *Journal of Apicultural Research* 26(1): 53-55.
- Ikane Y ,2008 ;essais de la récolte de la semence male dans l'insémination artificiel de la reine d'abeille *Apis mellifera* intermissa.
- Kaftanoglu, O. et Y. S. Peng (1984). Preservation of honeybeespermatozoa in liquid nitrogen. *Journal of Apicultural Research* 23: 157-163.
- Kamakura, M. (2011). Royalactin induces queen differentiation in honeybees. *Genes and Genetic Systems* 86(6): 384-384.
- Gilles F,1999 ;élevage des reines.5eme édition(OPI.D.A).



- Laidlaw Jr., H. H. (1979). Contemporary queen rearing. Hamilton, Illinois : Dadant and sons.
- Laidlaw Jr., H. H. (2008). « Chapter 23 : Production of queens and package bees ». In The hive and the honey bee. Hamilton, Illinois : Dadant and Sons.
- Laidlaw Jr., H. H. et R. E. Page (1984). Polyandry in honey bees (*Apis mellifera* L.): sperm utilization and intracolony genetic relationships. Genetics 108(4): 985-997.
- Latrech H,2015 ;etude comparative entre les traitements anti-varroa.
- Le Conte, Y. et M. Navajas (2008). Climate change: impact on honey bee populations and diseases. Revue Scientifique Et Technique-Office International Des Epizooties 27(2): 499-510.
- Pelletier-Rousseau J(2014).Production et qualité du sperme de faux-bourdon durant la saison de production des reines de l'abeille domestique (*Apis mellifera* L.) au Québec
- Prost J.P ,1987 ;l'apiculture connaitre l'abeille conduire le rucher,6eme édition.
- Prost J.P,1956 ;l'apiculture méridionale.
- Prost J.P,1979 ;l'apiculture,apiculture ,connaitre l'abeille,conduire les ruchers 5eme édition.
- Regard A,1987 ;sélection et l'élevage de reine ,essaimage artificiel.
- Sabot J,1980 ;l'eassimage artificiel et sa prévention.revue française d'apiculture N°384,mai ,page243,244.
- Rhodes, J. W. (1999) Drone mother colonies–numbers and positioning. NSW Agriculture. Agnote ISSN 1034-6848: 2 p.
- Rhodes, J. W. (2008). Semen Production in Drone Honeybees. R. I. R. D. Corporation, Australian Government. RIRDC Publication No 08/130: 80 p.
- Ruttner,1968 ;insémination artificielle,in traité de biologie de l' abeille.
- Rahoui I,2003 ;production d'essaims d'abeilles de souches sélectionnées.
- Kaftanologen and Peng ; a new syringes for collection of honey bee semen,1980 ;
- Kuhnet et al,1984;use of homogenized drone semen in a bee breeding program in western Australia apid.
- Lauveaux J,1985;des abeilles et leurs élevage nouveaux,2eme edition.
- Nekmouche O,1992 ;sélection massale et élevage de reines en vue d'intensifier la production de miel et d'essaim.
- Verma, L. R. (1978). Biology of honeybee (*Apis mellifera* L.) spermatozoa. 1. Effect of different diluents on motility and survival. Apidologie 9(3): 167-173.
- Woyke, J. (1960). Natural and artificial insemination of queen honeybees. Pszcz. Zesz. Nauk 4: 183-275.
- Woyke, J. (1964). Causes of repeated mating flights by queen honeybees. Journal of Apicultural Research 3(1): 17-23.

- Woyke, J. (2008). Why the eversion of the endophallus of honey bee drone stops at the partly everted stage and significance of this. *Apidologie* 39(6): 627-636.
- Woyke, J. (2010). Three substances ejected by *Apis mellifera* drones from everted endophallus and during natural matings with queen bees. *Apidologie* 41(6): 613-621.
  
- Woyke, J. et Z. Jasinski (1978). Influence of age of drones on results of instrumental insemination of honeybee queens. *Apidologie* 9(3): 203-211.

Sites internet :

- [www.Blog.apiculture.net](http://www.Blog.apiculture.net); consulté le 18/06/2016.
- [www.les-avettes-du-mont-des-frenes.be](http://www.les-avettes-du-mont-des-frenes.be); consulté le 18/06/2016.
- [www.encyclopedie-universelle.net](http://www.encyclopedie-universelle.net) ; consulté le 18/06/2016.
- [www.coeurdemiel34.canalblog.com](http://www.coeurdemiel34.canalblog.com)); consulté le 18/06/2016.
- [www.passion-apiculture.over.Blog.com](http://www.passion-apiculture.over.Blog.com) ; consulté le 18/06/2016.
- [www.beekeeping.com](http://www.beekeeping.com) ; consulté le 18/06/2016.
- [www.AmicaledesApiculteurs.files-wordpress.com](http://www.AmicaledesApiculteurs.files-wordpress.com) ; consulté le 18/06/2016.
- [www.lesabeilledesavoie.fr](http://www.lesabeilledesavoie.fr) ; consulté le 18/06/2016.
- [www.apiservices.com](http://www.apiservices.com); consulté le 18/06/2016.
- [www.denvillescientific.com](http://www.denvillescientific.com); consulté le 18/06/2016.
- [www.alsace.chambagri.fr](http://www.alsace.chambagri.fr); consulté le 18/06/2016.
- [www.fr.wikipedia.org](http://www.fr.wikipedia.org); consulté le 18/06/2016.