



République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'enseignement supérieur et de la
recherche scientifique

UNIVERSITE ABBES LAGHROUR-KHENCHELA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

Département de Biologie Moléculaire et Cellulaire

Mémoire

Présenté pour l'obtention du diplôme de

Master Académique en

Biologie et physiologie Animale

OPTION : Biologie et contrôle des populations des insectes

Thème

Étude de l'activité ovarienne pour quelques espèces
acridiennes

Soutenu publiquement le : 06.07.2019

Présenté par :

- **BAHRI Lemya**
- **MORDJANE Houda**

• *Jury de soutenance :*

Président	Mr. ABAIDIA Abdelghafour	<i>Maitre-Assistant –A-</i>	<i>Univ.Khenchela.</i>
Encadreur	Mr. ABBA Abderrahmane	<i>Maitre de conférence –B</i>	<i>Univ.Khenchela.</i>
Examineur	Mme. DJEMIL Randa	<i>Maitre-Assistant –A-</i>	<i>Univ.Khenchela.</i>

Promotion 2019

Remerciement





Avant tout, nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir accordé la santé, le courage et les moyens pour suivre nos études et la volonté pour la réalisation de ce travail.

J'exprime ma profonde gratitude à Mr. ABAIDIA Abdelghafour - d'avoir accepté la présidence du jury de cette thèse, qu'il trouve ici l'expression de nos profonds respects. Mme DJEMIL Randa maître de conférences B à l'université de Khenchela pour accepter d'examineur ce travail.

.Nous tenons à remercier vivement Mr ABBA Abderrahmane, enseignant au Département de Biologie Moléculaire et Cellulaire, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie- Université de Khenchela - pour la confiance qu'il nous a accordé en acceptant de nous encadrer ; pour sa disponibilité tout au long de l'élaboration de ce mémoire de fin d'études, pour son aide, ses critiques et ses suggestions, et surtout sa "gentillesse et sa simplicité" qui ont été pour nous d'un grand apport.

.Nos sincères remerciements à Mme .KELIL Hadia, professeur au département de biologie pour la documentation précieuse qui nous a vraiment aidés et aussi ses conseils.

.Nos remerciements à Mr BEN GHANEM Moncef pour ses conseils. Nous tenons à remercier toutes les personnes qui nous ont beaucoup apporté au niveau scientifique, et sans qui, notre travail n'aurait pu aboutir.

Enfin, nous adressons nos plus sincères remerciements à tous nos proches et amis, qui nous ont toujours soutenue et encouragée au cours de la



réalisation de ce mémoire. Merci à tous et à toutes

Dédicace

Je dédie ce modeste travail en signe de reconnaissance, de respect et de gratitude : A mes très chers parents. Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'amour dont ils ne cessent de me combler. Que dieu leur procure bonne et longue vie.

A ma regrettée grand-mère...

*A mes chers frères Ali, Fouaz, Abd elacali et mes chères sœurs
Hanaa, Afaf, Asma pour leur encouragement.*

A toute ma belle famille.

*A tout mes amis Lemia , Safa , Foulla , Sabrina , Tbtissem ,
Sara , Soumia , Ines , Hala , Awatef , Aya , Selma , Amina,
Amira , Aerwala , Raviya , Khawla , Aziza , Rayane ,
Houda..... Pour leur amitié ,leur soutien inconditionnel et leur
encouragement.*

A eux tous, je souhaite un avenir plein de joie, de bonheur et de succès.

Houda 

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à celle qui m'a donné la vie, le symbole de tendresse, qui s'est sacrifiée pour mon bonheur et ma réussite, à ma mère la fleur de ma vie ...

A mon père, écolle de mon enfance, qui a été mon ombre durant toutes les années des études, et qui a veillé tout au long de ma vie à m'encourager, à me donner l'aide et à me protéger.

Je tiens à vous dire que Vous avez comblés ma vie de tendresse d'affection et de compréhension, Rien au monde ne pourrait compenser les efforts et les sacrifices que vous avez consentis pour mon bien être, et la poursuite de mes études dans de bonnes conditions. Aucune dédicace, ne saurait exprimer à sa juste valeur le profond amour que je vous porte,

Que Dieu, vous procure santé, Bonheur et longue vie.

Aux êtres les plus chers à mon Cœur :

A ma seule sœur Ma vie et ma seconde moitié Hadia...

A ma belle ma grand-mère

Ames oncles.

Mes cousins: Adam, Fasser, Hamin, Skram, Moatasim, Wail et Saber.

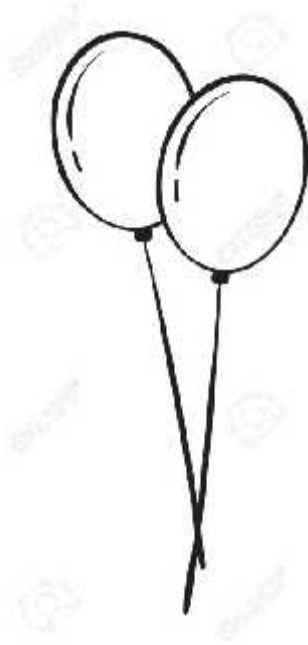
A toutes la famille : Bahri et Bouati

A mes fidèles amis: Aicha, Marawa, Khawla. Dounia.zoubida et wafa.

A les étudiants de ma promotion pour leurs sympathie et leur Soutien durant les années d'étude.



Lemya

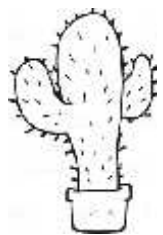


*Si vous voulez vivre une vie heureuse, attachez-la à un but, et non pas
personnes ou des choses.*

Albert Einstein.

Et prends le risque ou perds ta chance.

Lemya Bahri



SOMMAIRE

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des annexes

Résumé

Introduction.....01

Chapitre I : Les données bibliographiques des acridiens

I. Position systématique des acridiens.....04

I.1.Les Ensifères.....04

I.2.Les Caelifères.....07

I.2.1 LES TRIDACTYLOIDEA.....08

I.2.2 LES ACRIDOIDEA.....09

I.2.3 LES TETRIGOIDEA.....09

I.3.Les caractères morphologiques.....09

I.3.1.Morphologie externe.....09

I.3.1.1.La tête.....10

I.3.1.2.Thorax.....11

I.3.1.3.L'abdomen.....11

I.3.1.4.Reconnaissance du sexe.....12

I.4.Morphologie interne.....13

I.4.1. l'appareil reproducteur femelle.....13

I.4.1.1. maturation sexuelle.....15

I.4.1.2. Etapes du développement ovarien.....16

I.5.Cycle biologique.....17

I.5.1. Accouplement.....18

I.5.2.La ponte.....19

I.5.3. Développement ontogénique21

1. Embryogénèse.....21

2. Développement larvaire.....22

3. Développement imaginal.....22

I.4.4. Le nombre de générations.23

I.4.5. L'arrêts de développement.....23

Chapitre II : Matériels et Méthode

II. Matériels et Méthodes.....	24
II.1. Sur le terrain.....	24
II.1.1. Capture des acridiens.....	24
II.1.1.1. Capture à la main.....	24
II.1.1.2. Filet Fauchoir	24
II.1.2. Le carnet de notes	25
II.2. Au laboratoire.....	26
III.2.1. Comment tuer les insectes.....	26
II.2.2. Détermination des espèces.....	26
II.2.3. Méthode d'extraction de l'appareil génital d'un criquet femelle.....	26
II.2.3.1. Matériel utilisé pour la dissection et la détermination des criquets.....	26
II.2.3. 2. Les étapes de dissection.....	28

Chapitre III : résultats et discussions

III.1. Résultats.....	31
III.2. Discussion.....	32
Conclusion.....	35
Annexes.....	36
Liste des bibliographies	

Liste des tableaux

Tableau 01: La classification des espèces acridiennes disséquées.....**51**

Tableau02 : les nombres moyens des ovarioles par ovaire pour les six espèces disséquées.....**52**

Liste des figures

Figure 01 : Image d'un Ensifère.....	05
Figure 02 : Espèce d'une Tettigonidae ; <i>Tettigoniaalbifrons</i>	05
Figure 03 : Espèce d'une Grylloidea (les courtilière) Famille des Gryllotalpidés.....	05
Figure 04 : Espèce d'une Grylloidea (les grillons) grillon provençal <i>Gryllusbimaculatus</i> Mâle famille des Gryllidés.....	06
Figure 05 : Espèce d'une Grylloideagrillons des champs <i>Grylluscampestris</i> famille des grillidés.....	06
Figure06 : Une Caelifère <i>Anacridiumaegyptium</i>	07
Figure07 :Principale Superfamilles d'acridiens.....	08
Figure 8 : Morphologie externe d'un criquet.....	10
Figure 9 : la Forme générale de la tête	10
Figure10 :Schéma de la tête en vue latérale.....	11
Figure 11 : Les différentes formes de l'extrémité Abdominaldu mal.....	12
Figure 12 : Reconnaissance du sexe d'un criquet, vue latérale et vue ventrale	12
Figure 13 : l'anatomie interne d'un Acridien.....	13
Figure 14 : Appareil génital femelle (les ovaires) en vue latérale.....	14
Figure 15 : Appareil génital femelle (les ovaires) en vue dorsale.....	14
Figure 16 : Schéma d'un ovariole d'une femelle n'ayant pas encore pondu	15
Figure17 : Appareil génital femelle (les ovaires : stades de croissance des ovocytes).....	17
Figure 18 : Cycle biologique d'un acridien.....	18
Figure 19 : Accouplement et ponte.....	19
Figure 20 : Longueurs de l'abdomen durant la ponte.....	20
Figure 21 : Morphologie d'un œuf de <i>Dociostaurusmaroccanus</i>	21
Figure22 : Développement de l'embryon à l'intérieur de l'œuf	21
Figure 23 : Capture à la main.....	24
Figure 24 : Le filet fauchoir.....	25
Figure25 : Matériel utilisé pour la dissection et la détermination des criquets.....	27
Figure 26 :fixation de criquet.....	28
Figure 27 :L'ouverture de l'abdomen et le thorax d'un criquet.....	28
Figure 28 :Prélèvement des ovaires.....	29
Figure 29 :séparation des ovaires.....	29
Figure 30 :L'observation des ovarioles sous la loupe à main et la loupe binoculaire.....	30

Liste des annexes

Annexe 1: Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Anacridium aegyptium</i>	36
Annexe2 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Aiolopus strepens</i>	37
Annexe3 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Ocneridia volxemii</i>	37
Annexe4 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Pamphagus batnensis</i>	38
Annexe 5: Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Tuarega insignis</i>	38
Annexe 6: Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce <i>Pyrgomorph acognata</i>	39
Annexe 7: Les nombres moyens des ovocytes par ovariole pour l'espèce suivants.....	39
Annexe 8: l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculaire chez l'espèce <i>Ocneridia volxemii</i>	40
Annexe 9: Appareil génital femelle (les ovaires : stades de croissance des ovocytes) chez l'espèce <i>Anacridium aegyptium</i> (photo personnel)	41
Annexe 10: l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculaire chez l'espèce <i>Anacridium aegyptium</i> (photo personnel).....	42
Annexe11 : la position des ovaires chez <i>Pamphagus batnensis</i> (photo personnel).....	42
Annexe12 : l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculaire chez l'espèce <i>Pamphagus batnensis</i> (photo personnel).....	43

Résumé

L'étude l'activité ovarienne chez six (06) espèces acridiennes ; *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, *Tuaregainsignis*, prélevées des régions différentes (Khanchela, Biskra et Batna), révèle une différence du nombre d'ovarioles d'une espèce à l'autre. Le nombre d'ovarioles par ovaire chez *Anacridium aegyptium* et *Pamphagus batnensis* (respectivement 73.13 ± 13.09 et 137.75 ± 11.65) les place parmi espèces acridienne ayant un potentiel biotique élevé. Alors que les espèces *Ocneridia volxemii*, *Tuaregainsignis* et *Pyrgomorpha cognata* (respectivement 31.17 ± 5.53 ; 20 ± 4.71 et 26.67 ± 7.57) possèdent un potentiel biotique moyen. Enfin, l'espèce *Aiolopus strepens* (11.5 ± 4.12) possède un potentiel biotique faible.

Il faut noter qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'ovarioles par femelle au sein de la même espèce car les écart-type calculés présentent des valeurs élevées pour les six espèces. Par contre, il n'y a pas des différences entre le nombre d'ovarioles des ovaires droit et gauche par femelle au sein de la même espèce. Ces résultats peuvent être due aux plusieurs facteurs (l'alimentation, la saison, numéros de la ponte, les conditions climatiques, la situation géographique ... etc.).

Mots clés : Acridien, activité ovarienne, *Ocneridia volxemii*, *Anacridium aegyptium*, potentiel biotique.

Summary:

The study ovarian activity in six (06) locust species; *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, and *Tuaregainsignis*, collected from different regions (Khanchela, Biskra and Batna), reveal a difference in the number of ovarioles from species to another. The number of ovarioles per ovary in *Anacridium aegyptium* and *Pamphagus batnensis* (respectively 73.13 ± 13.09 and 137.75 ± 11.65) places them among locust species with high biotic potential. Whereas the species *Ocneridia volxemii*, *Tuaregainsignis* and *Pyrgomorpha cognata* (respectively 31.17 ± 5.53 , 20 ± 4.71 and 26.67 ± 7.57) have a medium biotic potential. Finally, the species *Aiolopus strepens* (11.5 ± 4.12) has a low biotic potential.

It should be noted that there are significant differences between the numbers of ovarioles per female within the same species because the calculated standard deviations have high values for the six species. On the other hand, there are no differences between the number of ovarioles of the right and left ovaries per female within the same species. These results may be due to several factors (diet, season, egg numbers, climatic conditions, geographical location ... etc.).

دراسة نشاط المبيض في ستة (06) :
Ocneridia volxemii ، *Pamphagus batnensis* ، *Tuarega insignis* ، التي تم جمعها من مناطق مختلفة (*Anacridium aegyptium* ، *Aiolopus strepens* ، *Anacridium aegyptium*) ovarioles لكل مبيض في ovarioles
(11.65 ± 137.75 ، 13.09 ± 73.13) *Pamphagus batnensis* ± 31.17) *Pyrgomorpha cognata* ، *Tuarega insignis* ، *Ocneridia volxemii* في حين أن الأنواع 7.57 ± 26.67 ، 4.71 ± 20 ، 5.53 لها إمكانات حيوية متوسطة. وأخيراً، *Aiolopus strepens* لديها إمكانية حيوية (11.5 ± 4.12) ovarioles .

تجدر الإشارة إلى وجود فروق ذات دلالة إحصائية بين عدد ال ovarioles لكل أنثى داخل نفس النوع لأن الانحرافات المعيارية المحسوبة لها قيم عالية للأنواع الستة. من ناحية أخرى، لا توجد فروق بين عدد ovarioles من المبيضين الأيمن والأيسر لكل أنثى داخل . قد تكون هذه النتائج بسبب عدة عوامل (مناخية ، الموقع الجغرافي ...) .

الكلمات المفتاحية: الجراد ، نشاط المبيض ، *Ocneridia volxemii* ، *Anacridium aegyptium* ، الإمكانات الحيوية



Introduction



Introduction

Les acridiens sont connus depuis longtemps comme ennemis de l'agriculture. Dans le monde, Il existe au moins 12 000 espèces d'acridiens. Ce sont des insectes phytophages de l'ordre des orthoptères, sous ordre des caelifères, dont les principales susceptibles de revêtir une importance économique par l'ampleur des dégâts qu'elles peuvent occasionner aux cultures, sont d'environ 500 espèces des Caelifères(**OULD ELHADJ, 1992**).Des dizaines de millions de criquets peuvent parcourir 150 km par jour et consommer la même quantité de nourriture en un jour que 35000 personnes réunies. Leur extraordinaire voracité, leur vaste polyphagie, leur étonnante fécondité (Le potentiel de reproduction est très élevé des acridiens) et leur grande capacité à se déplacer en masse sur de longues distances ; font qu'on classe les acridiens comme étant parmi les plus importants ravageurs des cultures (**LATCHININSKY et LAUNOIS-LUONG, 1992**).

Dans le monde, beaucoup des espèces acridiennes sont capables de causer des dégâts sur l'agriculture. Les locustes, ont dites grégariaptés, sont les insectes ravageurs les mieux connus. Leur aire de répartition est extrêmement vaste. Un des traits les plus remarquables est leur aptitude à modifier leur comportement, leur physiologie, leur morphologie, leur développement et leur coloration en réponse à des changements de densité de population (UVAROV, 1966). Ce phénomène est connu sous le nom de polymorphisme phasaire continu dépendant de la densité. Uvarov a montré qu'il existait deux phases différentes pour une même espèce de locuste : l'une grégaire et l'autre solitaire (**UVAROV 1921**).

Il y a trouvé plusieurs espèces grégariaptés et beaucoup d'autres non grégariaptés ou sautereaux qui provoquent des dégâts parfois très importants sur différentes cultures (DOUMANDJI et DOUMANDJI-MITICHE, 1994). Les espèces acridiennes grégariaptés les plus nuisibles à travers le territoire national demeurent *schistocerca gregaria*, *Dociostaurus maroccanus*(**THUNBERJ, 1815**) (**PASQUIER, 1934 et 1945**) mais aussi *Locusta migratoria*(**LINNE ,1758**) (**HAMDI, 1989 ; DOUMANDJI et DDOUMANDJI-MITICHE, 1994 ; OULD EL HADJ, 2002**).

D'autres espèces peuvent pulluler et commettre des dégâts aux cultures dans des conditions écologiques favorables. Une pullulation est un regroupement important de criquets susceptible de provoquer de graves dégâts aux cultures. La densité dépasse 100 000 individus par hectare. Le déclenchement des pullulations paraît lié essentiellement à

deux causes. D'abord, la synchronisation fortuite mais durable de l'évolution spatio-temporelle des conditions d'environnement sub-optimales et du développement des populations d'acridiens ravageurs. Si l'espèce dangereuse bénéficie de conditions écologiques propices à sa multiplication, des pullulations sont à craindre. Ensuite, les modifications des composantes statiques ou dynamiques du milieu sous l'influence de l'homme, en regard de ses activités agricoles, pastorales ou industrielles (CIRAD, 2007).

L'augmentation du taux de multiplication d'une espèce dans un site est due à des conditions écologiques favorables, proches de l'optimum écologique, à la disparition d'un ou de plusieurs facteurs de destruction, ou encore à la colonisation d'un nouveau biotope favorable de création récente (CIRAD, 2007).

L'aire de répartition des acridiens est très vaste. Elle s'étend depuis les aires occidentales du Nord-Ouest africain jusqu'à l'Inde (DOUMENDJI et DOUMENDJI MITTICH, 1994). Parmi les 250 espèces qui existent en Afrique, plus de 20 espèces sont considérées comme potentiellement nuisibles aux cultures (CHIFFAUD et MESTRE, 1991).

Dans leur distribution, les acridiens sont étroitement liés aux régions arides et semi arides. Leur écologie est celle des habitats ouverts (UVAROV, 1962).

Avant plus d'un demi-siècle, la faune orthoptérique d'Algérie n'a pas été travaillée et reste par conséquent très mal connue. Ce n'est que dans les années 1980 que quelques sont intéressés au sujet aussi bien de point de vue faunistique et écologique que de point de vue biologique.

Au préalable, il y a lieu de citer les travaux non moins importants de (CHOPARD, 1943) qui établit un inventaire d'espèces existantes en Algérie dans sa « faune de l'empire français, Orthoptéroïdes de l'Afrique du nord ». Ajouté à cela les travaux de LOUVEAUX et BEN HALIMA (1987) qui furent une comparaison judicieuse en faisant une comparaison de la faune acridienne du Maghreb (Algérie, Maroc et Tunisie). Au niveau des oasis sahariennes, on trouve des informations dans plusieurs travaux (DOUMANDJI-MITICHE *et al.*, 1999 ; DOUMANDJI-MITICHE *et al.*, 2001, OULD EL HADJ, 1991, 2004 ; TARAI, 1991 ; MOUSSI, 2002 ; ZERGOUN, 1994 LECHELAH, 2002 et ABBA, 2011 ; FELLAOUINE, 1984 et 1989 ; ZERGOUN,

1994. Dans la région de Batna **BENKENANA (2006)**, à Sétif **SOFRANE,(2006)** et à Jijel **KHLIFI et MARA (2012)**.

Dans la région de Khenchela, le peuplement acridien n'a fait l'objet que de très peu d'études et demeure à ce titre presque inconnu. A titre d'exemple, nous citons **(KETTOUM)(2010)**, **SAISDIA** et **DAGHMOUS (2016)**, **DJEFALI** et **MEFARDJI(2016)**, **KELLIL** et **SAIDI (2017)**, **MANAA (2017)**. Tous ces travaux ont traité la composition du peuplement acridien dans la région de Khenchela. Ceci nous a incités à étudier un point très important qui peut agir directement sur le dynamique des populations ; c'est l'activité ovarienne des acridiens.

L'objectif de ce travail est de étudiée l'activité ovarienne de quelques espèces acridiennes, et étudier la reproduction des acridiens et le fonctionnement des ovarioles des femelles acridiennes et le phénomène des pullulations.

La présente étude comporte Troie chapitres. Le premier chapitre est consacré à une étude bibliographique sur les acridiennes, la systématique, la morphologie interne et externe, et le cycle biologique. Le second chapitre concerne la méthodologie adoptée pour la partie expérimentale soit sur le terrain et au laboratoire. Le troisième chapitre est consacré l'ensemble des résultats et une discussion. Finalement une conclusion générale qui est un ensemble de réflexions achève ce travail.



Chapitre I

*Données bibliographique sur
Les acridiens*



I. Position systématique des acridiens

La classe des Insectes est la plus riche de tout le règne animal puisqu'elle regroupe à elle seule environ 80% des animaux actuellement décrits (**BELLMANN et LUQUET, 1995**), cette classe se divise en plusieurs ordres. Parmi lesquels, nous avons l'ordre des orthoptères (du grec orthos, « droit », et ptéron, « aile »). Ce sont des insectes Hémimétaboles, caractérisés par leurs métamorphoses incomplètes (**BELLMANN et LUQUET, 2009**).

Les acridiens sont des insectes sauteurs qui font partie de l'ordre des Orthoptères. Ce dernier appartient à l'embranchement des Arthropodes, au sous-embranchement des Antennates, à la classe des insectes (Hexapodes), et à la sous-classe des Ptérygotes (adultes ailés dans leur grande majorité) (**TRAUTWEIN et al., 2012**). Selon (**DIRSH, 1965**), l'ordre des Orthoptères se subdivise en deux sous ordres les Ensifères et les Caelifères.

I.1. Les Ensifères.

Ils se caractérisent par des :

- Antennes longues et fines exception faite des Gryllotalpidae (**Figure 03, 04 , 05**).
- Valves génitales des femelles bien développées et se présentant comme un organe de ponte en forme de sabre.
- L'organe de stridulation du mâle occupe la face dorsale des élytres et l'émission sonore est produite par le frottement des deux élytres l'un contre l'autre.
- Les organes tympaniques pour la réception des sons sont situés sur la face interne des Tibias des pattes antérieures.
- Les œufs sont pondus isolément dans le sol ou à sa surface (**DURANTON et al. 1982**).

CHOPARD (1943) divise le sous ordre des Ensifères en trois familles : les Tettigoniidae, les Gryllidae et les Stenopelmatidae.



Figure 01 : Image d'un Ensifère (MEN MAH ZOUM, 2013).



Figure 02 : Espèce d'une Tettigonidae: *Tettigonia albifrons* (BRAHIMI, 2014).



Figure 03: Espèce d'une Grylloidea (les courtilière) Famille des Gryllotalpidés (site web 1).



Figure 04 : Espèce d'une Grylloidea (les grillons) grillon provençal *Gryllus bimaculatus* mâle famille des Gryllidés (site web 1).



Figure 05 : Espèce d'une Grylloidea grillons des champs *Gryllus campestris* famille des grillidés (site web 1).

I. 2. Les Caelifères.

Ils se distinguent par des :

- Antennes courtes bien que multiarticulées.
- Valves génitales des femelles robustes et courtes.
- L'organe de stridulation du mâle est constitué par une crête du fémur postérieur frottant sur une nervure intercalaire des élytres.
- Les organes tympaniques sont situés sur les côtés du premier segment abdominal.
- Les œufs sont pondus en masse, enrobés ou surmontés de matière spumeuse, et enfouis dans le sol par la pénétration presque totale de l'abdomen, quelques espèces de forêts déposent leurs œufs sur les feuilles.
- Ils ont un pronotum et des élytres bien développés et ils présentent une grande diversité de taille, de forme et de couleur.
- Le régime alimentaire est phytophage (**APPERT et DEUSE, 1982**).



Figure 06: Une Caelifère : *Anacridium aegyptium* (BRAHIMI, 2014).

CHOPARD (1943) divise le sous-ordre des Caelifères en deux superfamilles : les Tridactyloidea et les Acridoidea. En revanche, (**DURANTON et al., 1982**) rajoutent en plus une troisième superfamille : les Tetrigoidea (**Figure 07**).



Figure 07 : Principale Superfamilles d'acridiens (BELLMANN et LUQUET, 1995)

a- Tridactyloidea. b- Tetrigoidea. c- Acridoidea.

I.2.1. LES TRIDACTYLOIDEA.

D'après CHOPARD (1943), Les Tridactyloidea sont de taille réduite. Ils portent sur les tibias postérieurs des expansions tégumentaires en lames au lieu des épines couramment observés ailleurs. Leurs fémurs postérieurs sont assez développés. Les femelles n'ont pas d'oviscapte bien développé. Il n'y a guère qu'une cinquantaine d'espèces connues (**Figure.07a**).

I. 2.2. LES ACRIDOIDEA.

Les Acridoidea ont un pronotum et des élytres bien développés. Leur taille, leur forme, la couleur de leur corps sont très variables. Beaucoup d'espèces strident. Le son est produit par le frottement des pattes postérieures sur une nervure des élytres. Les femelles pondent leurs œufs en grappe dans le sol, sous forme d'oothèque, ou à la base des touffes d'herbes. L'appellation d'oothèque est surtout justifiée pour les espèces qui fabriquent une véritable coque protectrice de la masse ovigère. Les œufs sont souvent enrobés de matière spumeuse et surmontés d'un bouchon de la même substance. Les Acridoidea sont presque exclusivement phytophages. Ils ont de nombreux représentants dont plusieurs provoquent des dégâts considérables aux cultures dans presque toutes les régions chaudes du monde (**LOUVEAUX et BENHALIMA 1987**) (**Figure.07.c**).

I. 2.3. LES TETRIGOIDEA.

Les Tetrigoidea sont caractérisés par un pronotum longuement prolongé en arrière et des élytres réduits à de petites écailles latérales. De petite taille et de couleur sombre. Ces insectes vivent au sol dans des lieux plutôt humides où la végétation n'est pas très dense. Les ailes postérieures sont complètement développées chez certaines espèces, réduites chez d'autres. Les Tetrigoidea sont actifs durant la journée. Ils paraissent très dépendants de la température ambiante. Les adultes ne produisent aucun son module audible et ne possèdent pas d'organes auditifs. Les œufs sont pondus en grappes, dans le sol, collés les uns aux autres, sans enveloppe protectrice de matière spumeuse, (**DOUMANDJI et DOUMANDJI MITICHE, 1994**) (**Figure.07.b**).

I.3. Les caractères morphologiques.

I.3.1. Morphologie externe.

Le corps des Orthoptères est plutôt cylindrique, renflé ou rétréci aux extrémités. Les téguments sont lisses ou rugueux selon les espèces et les parties du corps (**GRASSE, 1949**). Les variations selon les espèces portent aussi bien sur la forme générale du corps que sur la coloration, ou la forme des appendices de la tête, du thorax ou de l'abdomen. Il existe souvent une relation globale entre l'aspect général des représentantes d'une espèce et son environnement. Le corps des Orthoptères se compose de trois parties ou tagmes qui sont de l'avant vers l'arrière : la tête, le thorax et l'abdomen (**MESTRE, 1988**) (**Figure 8**).

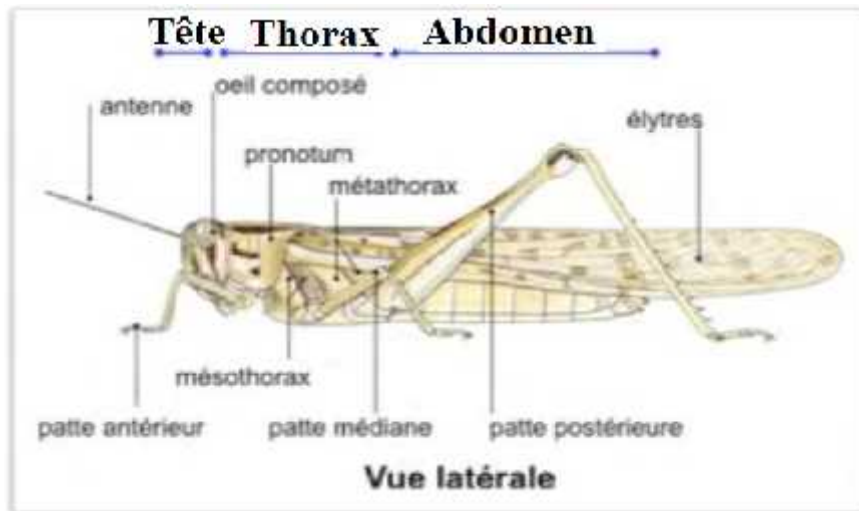
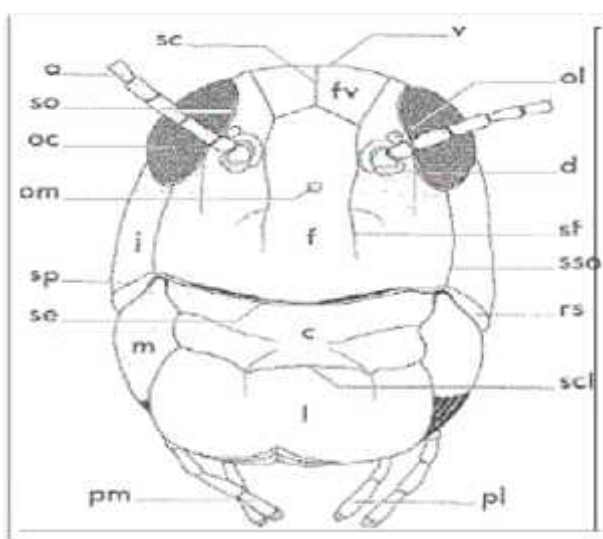


Figure 8 : Morphologie externe d'un criquet (MICHEL LECOQ, 2012)

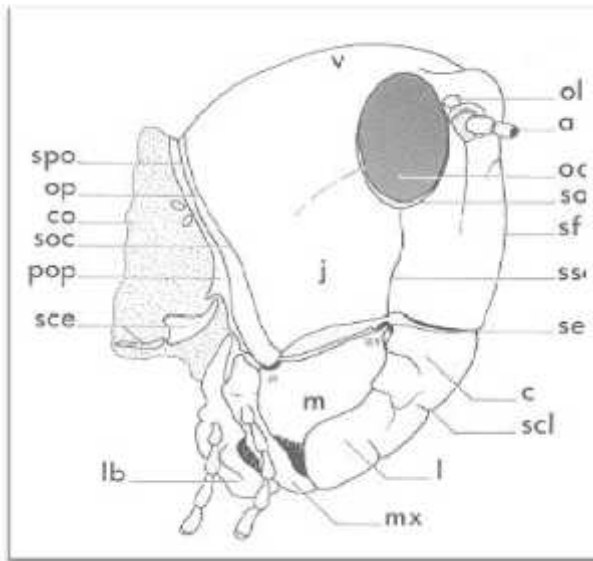
I.3.1.1. La tête

La tête est le premier tagme du corps (BENKENANA, 2006). Elle porte les principaux organes sensoriels, les yeux et les antennes ainsi que les pièces buccales (Figure09). Sa forme est un des critères de distinction entre différents groupes d'Orthoptères. L'orientation de la capsule céphalique des Orthoptères est de type orthognathe. L'angle formé par l'axe longitudinal du corps et par celui de la tête se rapproche de 90°. En réalité cet angle varie selon les genres de moins 30° jusqu'à plus de 90° (MESTRE, 1988, DOUMANDJI et DOUMANDJI – MITICHE, 1994 ; BELLMANN et LUQUET, 1995).



a : antenne, c : clypeus, d : dépression antennaire, f : front, fv : fastigium du vertex, j : joue, l : labre, m : mandibule, oc : œil composé, ol : ocelle latéral, om : ocelle médian, pl : palpe labial, pm : palpe maxillaire, rs : région sub-génale, sc : suture coronale, scl : suture clypéo-labrale, se : suture épistomiale, so : suture oculaire, sp : suture pleurostomiale, sso : suture sousoculaire, v : vertex

Figure 09: la Forme générale de la tête (BRAHIMI, 2014)



A : antenne, **an, p** : articulations antérieure et postérieure de la mandibule, **c** : clypeus, **co** : cou, **j** : joue, **l** : labre, **lb** : labium, **m** : mandibule, **mx** : maxille, **oc** : oeil composé, **ol** : ocelle latéral, **op** : occiput, **pop** : post-occiput, **scl** : suture clypéo-labrale, **sce** : sclérites cervicaux, **se** : suture épistomiale, **so** : suture oculaire, **sz** : suture occipitale, **spo** : suture post-occipitale, **sso** : suture sous-oculaire, **sf** : suture frontale, **v** : vertex.

Figure 10 : Schéma de la tête en vue latérale (ALBRECHT, 1953).

I.3.1.2. Thorax.

Le thorax est le deuxième tagme du corps. Il est situé entre la tête et l'abdomen. Il se compose de trois segments : le prothorax, le mésothorax, et le métathorax. Il porte tous les organes de la locomotion : trois paires de pattes et deux paires d'aile. Les pattes sont insérées sur le thorax, et chaque patte se compose d'une coxa (hanche), d'un trochanter, d'un fémur (cuisse), d'un tibia, d'un tarse et des griffes. La paire de pattes postérieures est développée. Les pattes antérieures sont pourvues d'organes auditifs situés en dessous de l'articulation du genou (**BELLMANN ET LUQUET, 2009 ; BARATAUD, 2005**). Les deux paires d'ailes diffèrent très distinctement. Les ailes antérieures beaucoup plus sclérifiées que les postérieures.

I.3.1.3. L'abdomen.

L'abdomen est typiquement formé de onze segments séparés par des membranes articulaires. Les derniers segments portent, du côté ventral, les organes sexuels (**RIPERT, 2007**). La majeure partie des segments abdominaux n'offre aucun intérêt particulier, la partie la plus intéressante est l'extrémité abdominale qui permet de différencier facilement les sexes et fournit chez les mâles un ensemble de caractères très utiles pour la détermination (**MESTRE, 1988**).

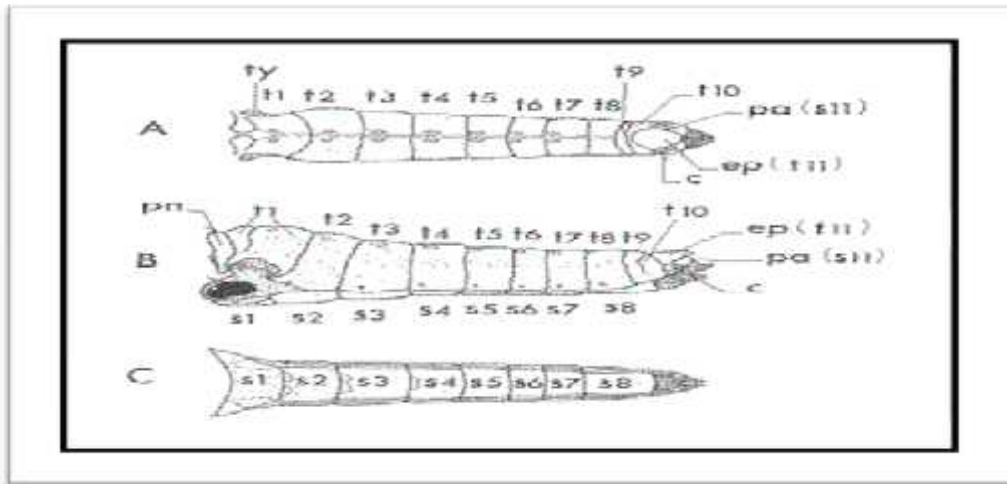


Figure 11 : Les différentes formes de l'extrémité Abdominale du male (ALBRECHT, 1953).

A : vue dorsale, B : vue latérale gauche, C : vue ventrale

I.3.1.4.Reconnaissance du sexe.

Pour reconnaître le sexe d'un criquet en observant l'extrémité abdominale. Chez les mâles, on ne voit qu'un repli couvrant toute la partie inférieure de l'extrémité de l'abdomen : la plaque sous génitale. Chez la femelle, les valves génitales dorsales et ventrales, généralement durcies et sombres, sont nettement visibles. L'ensemble de ces valves constitue l'organe de ponte ou oviscapte (MICHEL LECOQ, 2012).

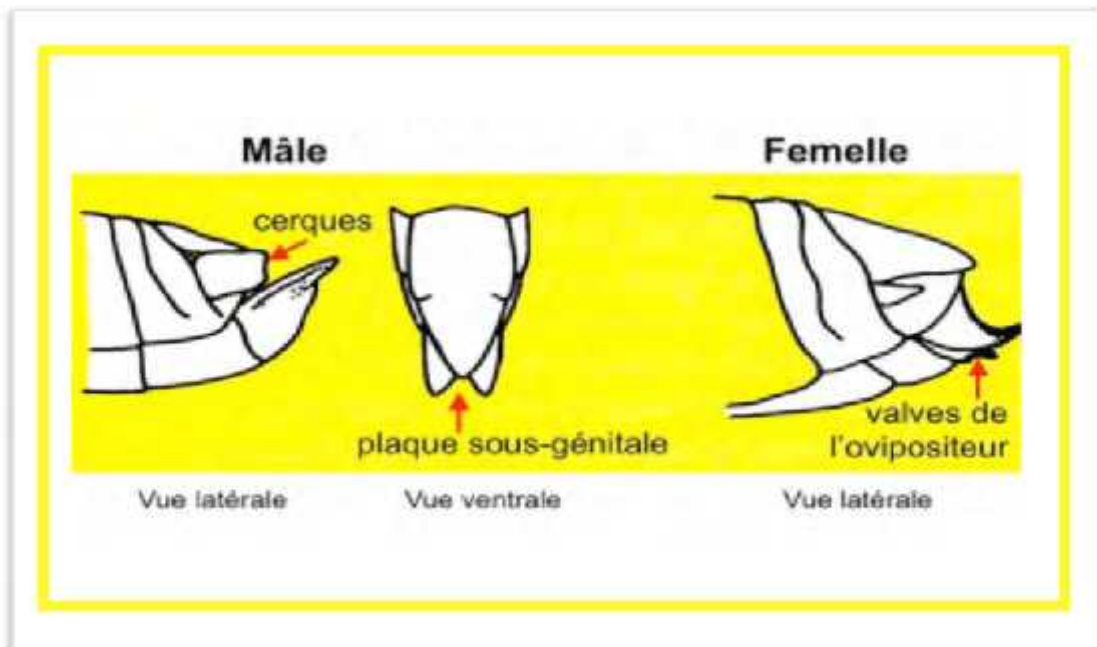


Figure 12: Reconnaissance du sexe d'un criquet, vue latérale et vue ventrale (LECOQ, 2012)

I.4.Morphologie interne.

Les acridiens sont physiologiquement similaires à la plupart des autres insectes. Ils ont un squelette externe chitineux, un système circulatoire ouvert interne et système respiratoire. Ce dernier est constitué de plusieurs trachées reliées à des sacs aériens permettant le déplacement de l'air communiquant vers l'extérieur à travers de petites ouvertures sur les côtes de leur abdomen appelés stigmates. Au niveau de la tête, ils ont un système nerveux constitué des ganglions cérébraux (MOUSSI, 2001). Une chaîne nerveuse ventrale relie d'autres ganglions. Un système digestif se compose de trois parties : un stomodæum, un mésentéron et un proctodæum (UVAROV, 1966). (Figure 14).

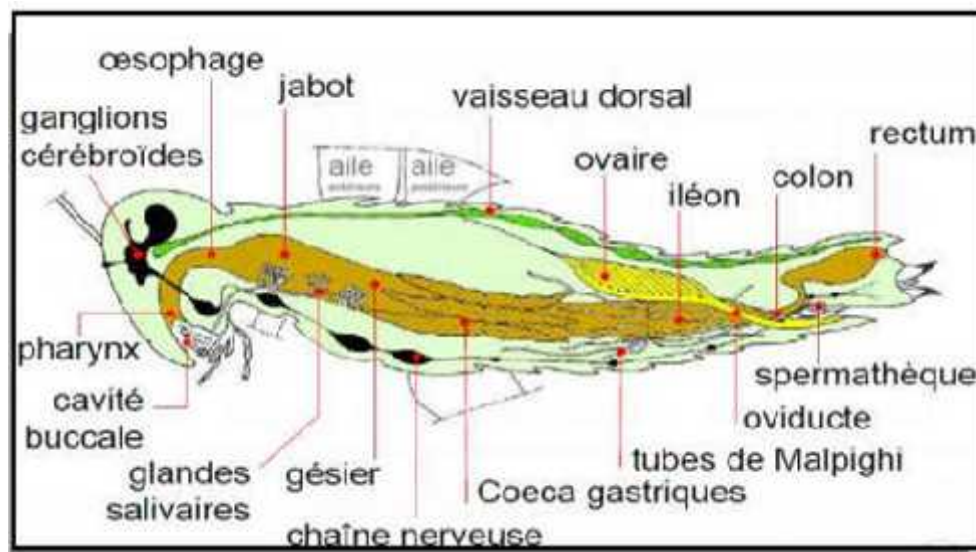


Figure 13: l'anatomie interne d'un Acridien (MICHEL LECOQ, 2012).

I.4.1.L'appareil reproducteur femelle.

L'appareil génital de la femelle d'un criquet se compose de deux ovaires comportant chacune un nombre variable d'ovarioles suivant l'espèce, l'origine des souches et l'état phasaire des individus. Les ovarioles s'ouvrent sur un canal appelé calice. Celui-ci est prolongé vers l'avant en une glande accessoire et vers l'arrière en un oviducte latéral. Les oviductes latéraux des deux ovaires se rejoignent pour former l'oviducte commun qui se termine par le vagin. Au-dessus du vagin débouche le canal de la spermathèque qui accueille et recouvre les spermatozoïdes vivants après l'accouplement (CHARA, 1995). En partant du sommet vers la base de l'ovariole, on distingue d'après (DURANTON *et al.*, 1982) : le germarium, le prévitellarium puis le vitellarium (BEAUMONT et CASSIER, 2009) (Figure 16).

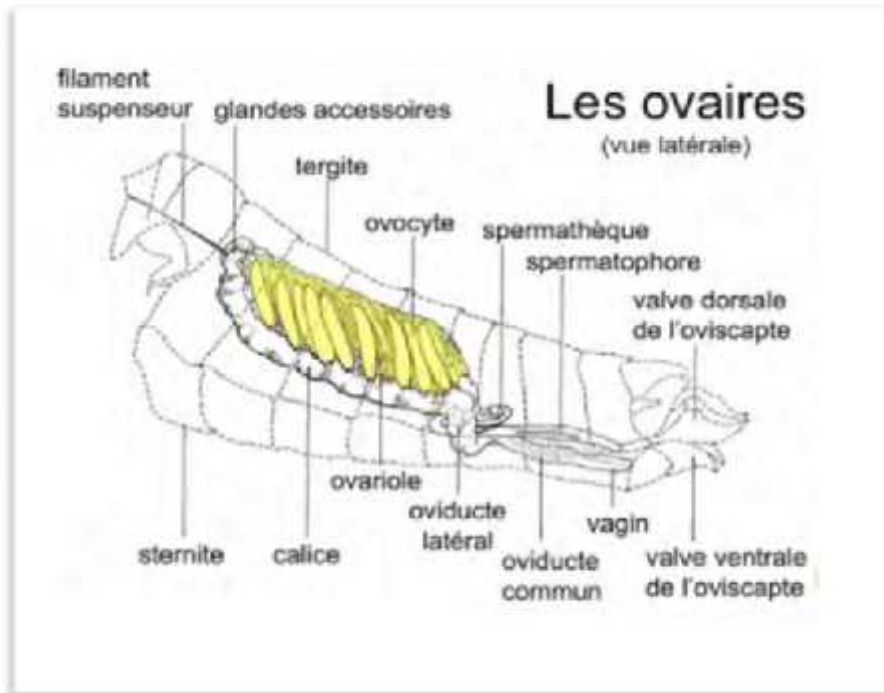


Figure 14: Appareil génital femelle (les ovaires) en vue latérale (LECOQ, 2012).

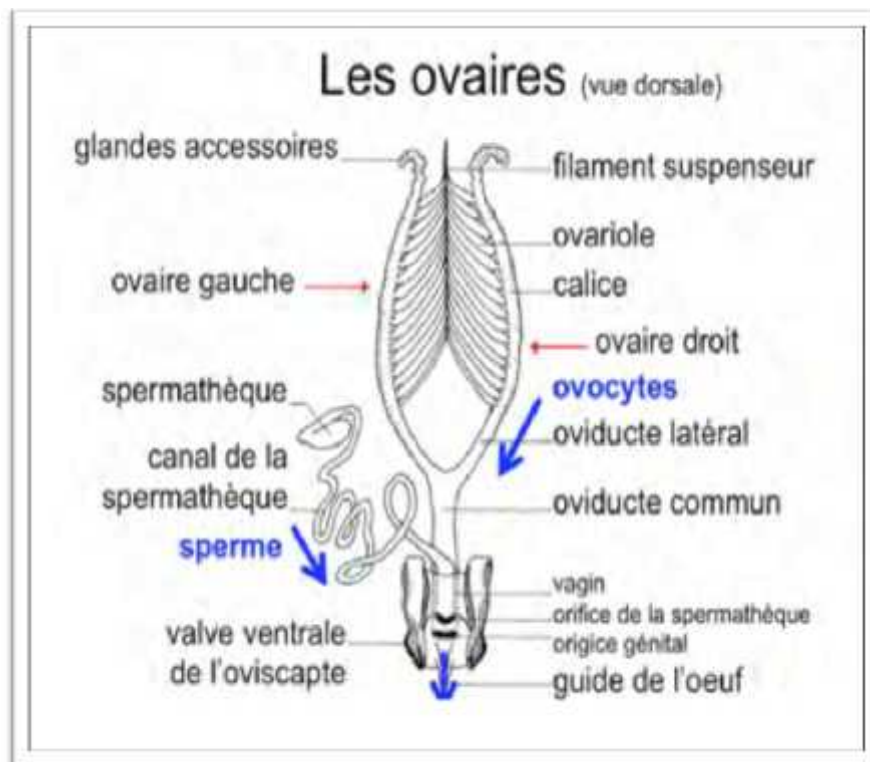


Figure 15 : Appareil génital femelle (les ovaires) en vue dorsale (LECOQ, 2012).

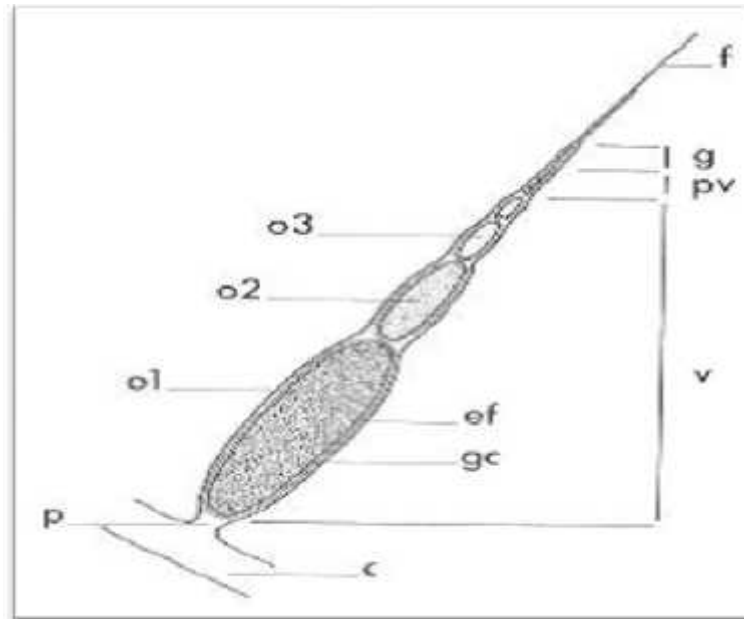


Figure 16 : Schéma d'un ovariole d'une femelle n'ayant pas encore pondu (DURANTON *et al.*, 1982).

c : calice, ef : épithélium folliculaire, f : filum terminal, g : germarium, gc : gaine conjonctive de l'ovariole, o1 : ovocyte en fin de vitellogenèse, o2 : ovocyte en cours de vitellogenèse, o3 : ovocyte en début de vitellogenèse, p : pédicelle, pv : prévitellarium, v : vitellarium .

I.4.1.1. La maturation sexuelle.

Les criquets mâles commencent leur maturation les premiers, avant les femelles. Ils dégagent des substances chimiques qui déclenchent la maturation des femelles (et aussi celle des mâles dont la maturation n'a pas encore commencé). Avec le début de la maturation sexuelle, on note également les premiers accouplements qui vont se poursuivre pendant toute la vie reproductive. Le mâle chevauche la femelle. La copulation dure en général plusieurs heures (jusqu'à 14h). Le sperme est transmis à l'intérieur d'une sorte de sac allongé fabriqué par le mâle : le spermatophore. Il est stocké chez la femelle dans un organe spécial : la spermathèque. La fécondation des ovocytes (futurs œufs) se fait lors de la ponte (LECOQ, 2012).

I.4.1.2. Etapes du développement ovarien.

L'appareil génital femelle passe par quatre phases de développement : la première phase est juvénile suivie par la prévitellogénèse et la vitellogénèse qui précèdent l'expulsion des ovocytes âgés vers le calice (**DOUMANDJI et DOUMANDJI-MITICHE, 1994**).

En phase juvénile, étape qui suit la mue imaginale, les ovarioles sont entièrement translucides. Les ovocytes basaux sont de très petite taille égale à celle des autres ovocytes des mêmes ovarioles et il n'y a pas d'accumulation de réserves.

En phase de prévitellogénèse, il se produit un début de dépôt de sécrétions vitellines se traduisant par un contenu blanc aqueux au niveau des ovocytes de rang 1. Les ovocytes basaux (de rang 1) se développent lorsqu'on arrive à les discerner du reste de l'ovariole.

Au cours de la vitellogénèse, l'ovocyte en plein accroissement prend une teinte jaunâtre. Ceci peut être dû à l'acquisition de matériel cytoplasmique. La vitellogénèse s'accompagne d'une accumulation de réserves vitellines, de globules lipidiques, de plaquettes protéiques et d'amas de glycogène (**SHOELLER, 1980**). Le vitellus s'accumule peu à peu dans les ovocytes qui deviennent jaunes et dont la taille s'accroît progressivement jusqu'à atteindre la taille du futur œuf lors de la ponte. La dernière étape est le dépôt du chorion, enveloppe externe de l'œuf. Dans la phase d'expulsion des ovocytes, l'émission des ovocytes mûrs par les ovarioles dans le calice. A ce moment, il peut évoluer de diverses manières. Il dégénère en un corps de résorption ovocytaire ou bien quitte l'ovariole en laissant une trace de ponte (**LECOQ, 2012**).

Le seul indicateur satisfaisant de la maturation des femelles est le développement des œufs, qui ne peut être observé que par dissection. Chaque ovaire est constitué d'ovarioles où se forment les ovocytes ; les ovocytes arrivés à maturité sont émis par l'oviducte ; les ovocytes sont fécondés à leur passage dans le vagin, juste avant la ponte, grâce au sperme accumulé dans la spermathèque lors de l'accouplement (**LECOQ, 2012**).



Figure 17 : Apparail génital femelle (les ovaires : stades de croissance des ovocytes) (LECOQ, 2012).

- V0 : ovaire immature, ovocytes blanc, sans dépôt de vitellus
- V1/4 : ovaire avec des ovocytes en croissance au quart de leur taille maximale.
- Vmax : ovaire avec des ovocytes ayant atteint leur taille maximale, mais non chorionnés.
- Le schéma en bas à droite montre comment noter la croissance des ovocytes, de V0 à OC (œuf chorionné). V0 correspond à des femelles en pré-vitellogenèse (avant le début de dépôt du vitellus), V1/4 à V4/4 à la phase de vitellogenèse (dépôt du vitellus dans les ovocytes) et OC à l'œuf chorionné (chorion formé entourant l'ovocyte et lui donnant un aspect plus blanchâtre).

I.5. Cycle biologique.

C'est durant la belle saison que la plupart des acridiens se développent, s'accouplent et pondent. Ils disparaissent dès l'apparition du froid, cependant le climat doux de l'Afrique du Nord permet à beaucoup d'espèces de persister tard à l'arrière-saison alors que certains se rencontrent à l'état adulte durant presque toute l'année (CHOPARD, 1943).

Les acridiens passent par trois états biologiques au cours de leur vie

- L'état embryonnaire : l'œuf.
- L'état larvaire : la larve.
- L'état imaginal : l'ailé ou l'imago (**DURANTON et LECOQ, 1990**).

Le terme adulte est réservé aux individus physiologiquement capables de se reproduire (**APPERT et DEUSE, 1982**).

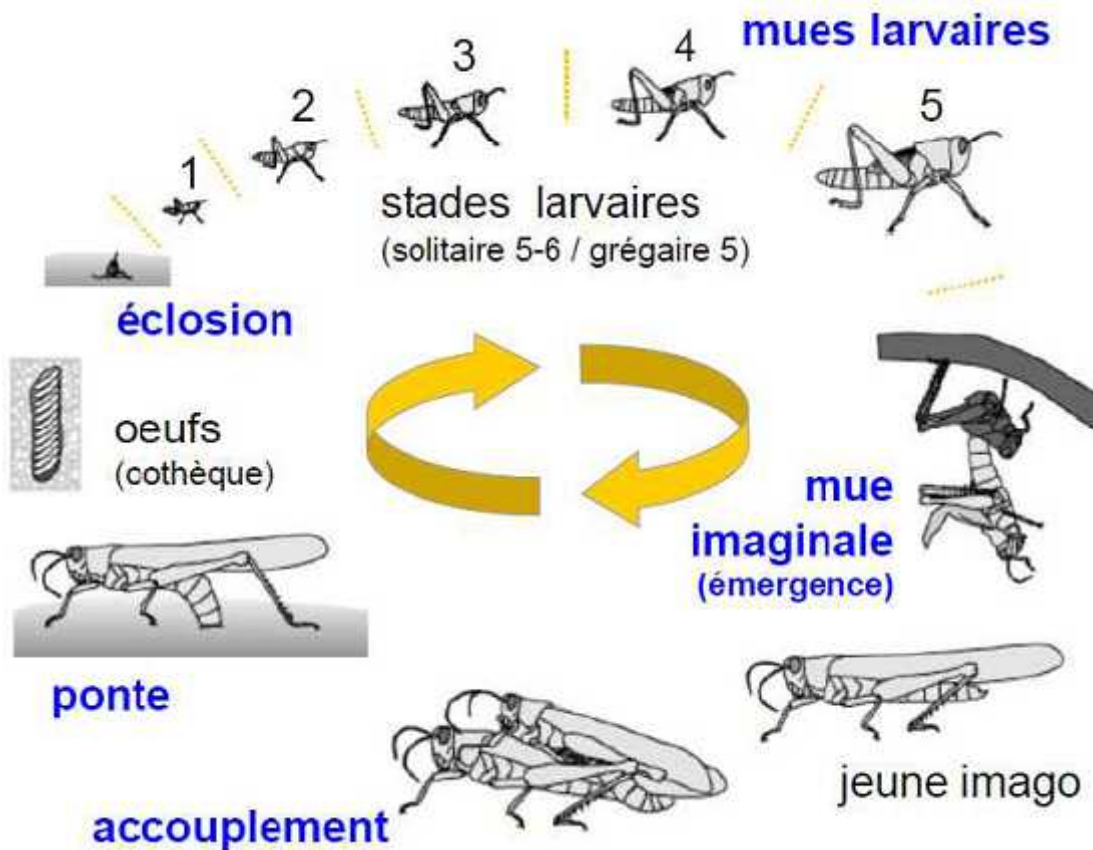


Figure 18: Cycle biologique d'un acridien (**MICHEL LECOQ, 2012**).

I.5.1. Accouplement.

Les individus mâles et femelles se retrouvent l'un en face de l'autre, se caressent avec les antennes, ensuite ils s'éloignent momentanément pour se retrouver par la suite. Le mâle se cramponne sur le dos de la femelle par les deux premières pattes tandis que la troisième paire reste disponible pour chasser un éventuel intrus ou pour striduler (**DURANTON et al, 1982**). Il recourbe son abdomen latéralement de façon à ce que les deux organes d'accouplement se rencontrent. Le contact dure de quelques secondes jusqu'à 24 heures selon les espèces.

Pour certaines espèces l'accouplement ne s'arrête pas, même en période de ponte.

Dans ce sens, **CHOPARD (1938)** signale que dès que la femelle sort son abdomen du sol, à nouveau, l'accouplement peut avoir lieu.

Le spermatophore, qui se compose d'une vésicule arrondie ou allongée, permet l'accumulation des spermatozoïdes et il sera placé pendant l'accouplement à l'entrée des voies génitales de la femelle (**CHOPARD, 1943**).

Les préliminaires de l'accouplement comportent quelques fois de curieuses par a des telles que celle qui ont été décrites chez les acridiens d'Australie, et consistent en une stridulation spéciale que le mâle fait entendre en présence des femelles (**CHOPARD, 1938**).



Figure 19 : Accouplement et ponte *Locusta migratoria* (LINNAUES, 1758) (LECOQ, 2012).

I.5.2. La ponte.

L'ovipositeur (ou l'acte de ponte) est effectué par les femelles généralement dans le sol. L'insecte recherche d'abord un site idéal pour déposer ses œufs, qui dépend généralement des propriétés physiques du sol notamment sa texture et sa teneur en eau. Ainsi certaines espèces choisissent les substrats légers, c'est le cas de *Schistocerca gregaria* et *Acrotylus patruelis*, tandis que d'autres préfèrent les sols arides non cultivés comme *Dociostaurus marocannus* (**GRASSE, 1929**).

Selon **CHARA (1987)** la femelle, au moment de pondre, se montre très agitée ; elle se dresse sur les quatre pattes antérieures et dirige l'extrémité de son abdomen perpendiculairement à la surface du sol. Les valves de l'oviscapte sont animées de mouvements d'écartement comme pour creuser.

CHOPARD (1943) explique que la femelle arrive à faire un trou par des mouvements alternatifs de l'oviscapte où elle enfonce son abdomen par télescopage des urites et émet de la matière spumeuse produites par des glandes accessoires, les calices et les oviductes.

Les œufs sont expulsés régulièrement suivant une disposition symétrique propre à l'espèce. La ponte se termine par un deuxième dépôt de matière spumeuse plus important que le précédent pour former le bouchon spumeux qui coiffe la masse des œufs. Celui-ci sert de protection thermique ; il peut aussi drainer l'humidité du sol par ses propriétés hygroscopiques et faciliter la sortie des jeunes larves venant d'éclore en guidant leur reptation vers la surface du sol (**DURANTON et al., 1982**).

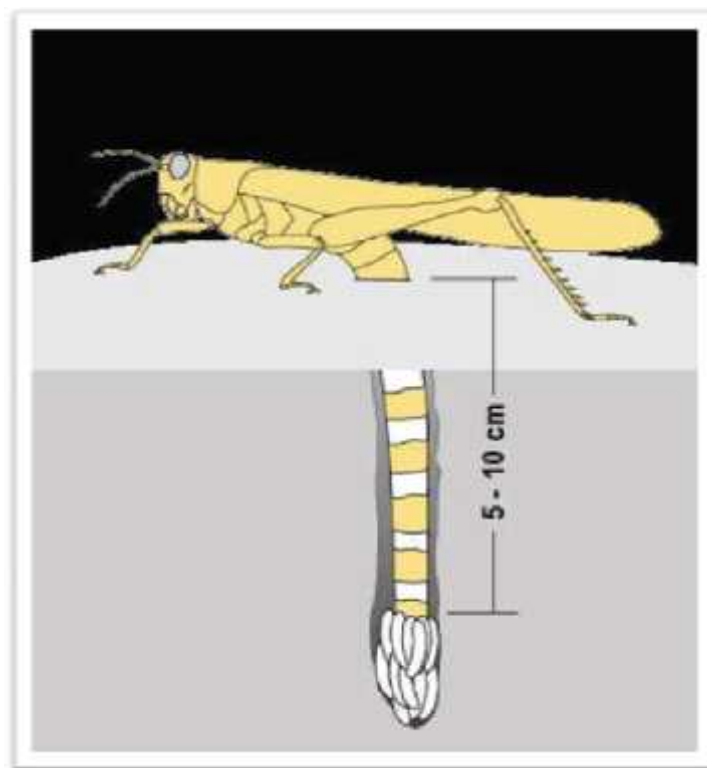


Figure 20: Longueurs de l'abdomen durant la ponte (LECOQ, 2012).

Les œufs ont généralement une forme allongée, légèrement oblongue une couleur blanchâtre ou jaune claire. Taille varie en longueur de quelques millimètres à un centimètre environ.

Le taux de multiplication des populations est conditionné essentiellement par la fécondité des femelles qui dépend du nombre d'œufs/ponte, du nombre de pontes et surtout du nombre de femelles qui participent à la ponte en un site donné (**LAUNOIS, 1974 et DURANTON et al. 1979**)

Cette fécondité augmente en période humide et diminue en période sèche (LAUNOIS, 1979). Le nombre d'œufs dans une oothèque est très variable, il va d'une dizaine à près de cent suivant les espèces (GRASSE, 1949).

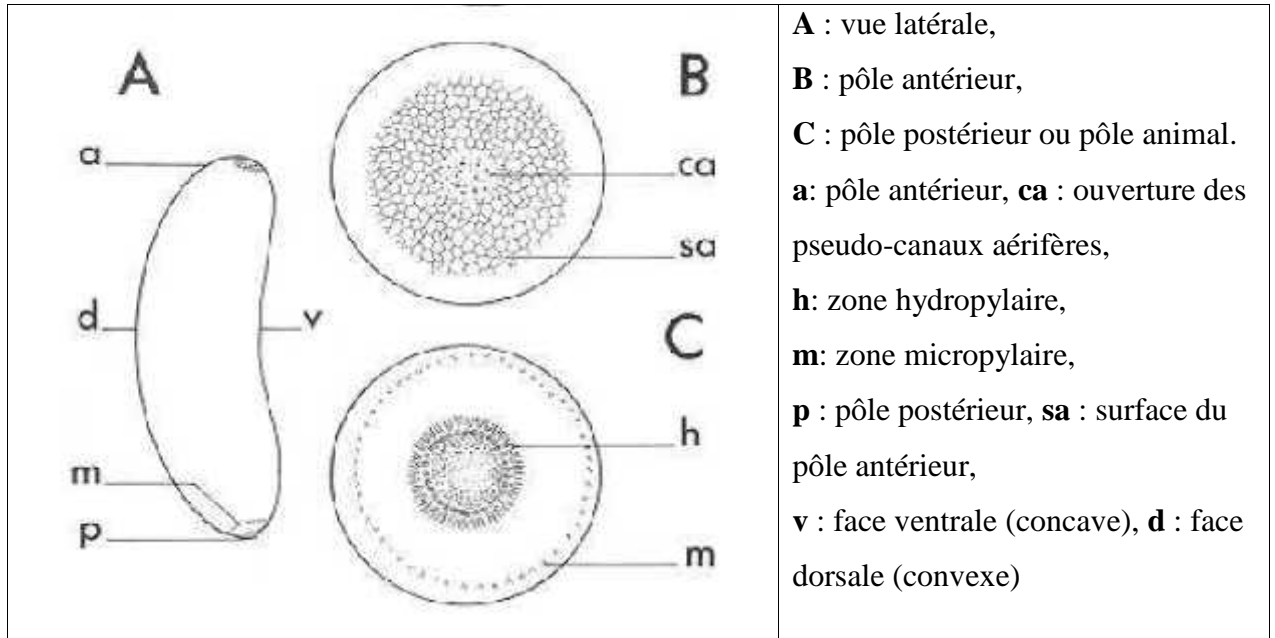


Figure 21 : Morphologie d'un œuf de *Dociostaurus maroccanus*_ (JANNONE, 1939)

I.5.3. Développement ontogénique.

1. Embryogénèse.

Développement de l'embryon à l'intérieur de l'œuf. Sa taille augmente au détriment de la place occupée par le vitellus (réserves).

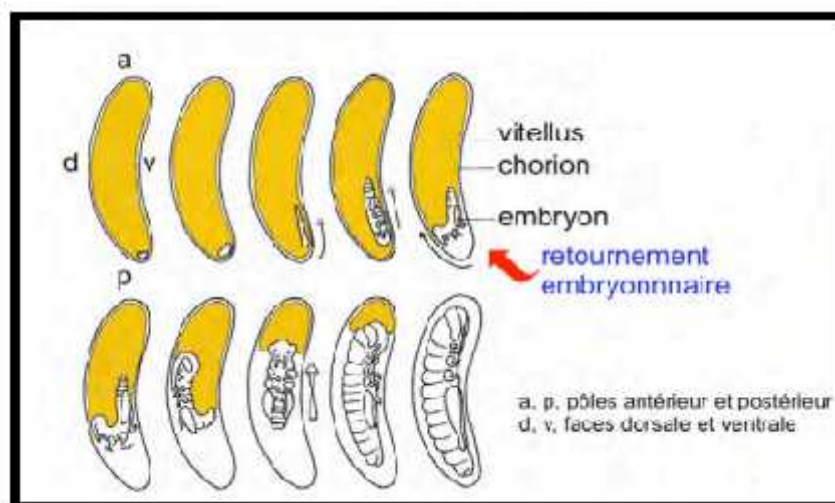


Figure 22: Développement de l'embryon à l'intérieur de l'œuf (LECOQ, 2012)

Noter les mouvements de l'embryon : croissance initiale le long de la face ventrale du pôle postérieur vers le pôle antérieur, puis retournement de l'embryon qui passe de la face ventrale à la face dorsale, et enfin, rotation axiale amenant la face ventrale de l'embryon contre la face ventrale de l'œuf (LECOQ, 2012).

2. Développement larvaire.

Le développement larvaire a lieu au printemps qui est marquée par l'abondance de la végétation, les criquets bénéficieront d'un taux de survie élevé et donc d'un potentiel de reproduction important (El GHADRAOUI et al., 2003). Les larves vivent dans la végétation à la surface du sol (DURANTON et al., 1982).

Elles passent de l'éclosion à l'état imaginal par plusieurs stades en nombre variable selon les espèces. Chaque stade est séparé du suivant par le phénomène de mue au cours duquel la larve change de cuticule et augmente en volume (LECOQ et MESTRE, 1988).

La durée totale du développement larvaire varie de 18 jours à plus de 8 mois, selon les espèces et les conditions d'environnement. Le nombre de stades larvaires n'est pas toujours connu avec certitude sauf pour les ravageurs les plus importants comme : *Locusta migratoria*, *Schistocerca gregaria*.

Le développement larvaire passe par 5 stades: L1 à L5. Le retournement des ébauches alaires se situe au moment du passage du stade 3 au stade 4. On a donc 3 stades avant le retournement des ébauches alaires (L1 à L3) et 2 stades après le retournement de ces ébauches alaires (L4 et L5) (LECOQ, 2012).

3. Développement imaginal.

L'apparition du jeune imago dont les téguments sont mous surgit directement après la dernière mue larvaire. Quelques jours après s'effectuera le durcissement cuticulaire (BENFEKIH, 2006). L'éclosion des juvéniles est généralement suivie d'une dispersion des individus qui recherchent activement une ressource trophique convenable (DURANTON et al., 1982). Au cours de leur vie, les imagos passent par trois étapes de développement, les périodes pré-reproductive, reproductive et post-reproductive (BENFEKIH, 2006).

I.5.4. Le nombre de générations.

L'ensemble des trois états (œuf, larve et ailé) correspond à une génération. Le nombre de générations annuelles qu'une espèce peut présenter correspond au voltinisme. On distingue des espèces univoltines n'effectuant qu'une seule génération dans l'année et des espèces plurivoltines à plusieurs générations annuelles. Le nombre maximal de générations qu'une espèce peut effectuer en année semble être de cinq chez les acridiens. A l'opposé, on connaît des espèces qui ont besoin de deux années au moins pour effectuer un cycle complet, particulièrement dans les régions froides et très arides. Plusieurs espèces dangereuses ne possèdent qu'une génération par an. Pour une même espèce, le nombre de générations peut être variable selon la région dans laquelle la population se développe ou les caractéristiques météorologiques annuelles. Les variations du voltinisme peuvent résulter des modifications des temps de développement continu ou de la révélation de certains arrêts de développement. La filiation d'une génération à la suivante est difficile à établir car les acridiens se déplacent sur de grandes distances à l'état imaginal, se regroupent et se séparent. En zone tropicale sèche, les acridiens présentent en majorité une à trois générations par an (**DURANTON et al., 1982**).

I.5.5. L'arrêts de développement.

Les formes les plus courantes d'arrêt de développement connues sont observées chez les œufs (quiescence et diapause embryonnaire) et chez les ailées femelles avant le développement des ovaires (quiescence et diapause imaginale). Les quiescences sont de simples ralentissements de développement induits par des conditions défavorables, susceptibles d'être immédiatement levés dès que des conditions écologiques favorables réapparaissent. Au contraire, la diapause nécessite pour être interrompue que par l'effet de températures relativement basses (diapause thermolabile) en général. Un arrêt de développement à quelques niveaux n'empêche pas certaines espèces d'effectuer 1, 2 ou 3 générations par an, parfois autant que les espèces qui se reproduisent en continu comme *Morphacris fasciata* (**LECOQ, 1978**).



Chapitre II

Matériels et Méthode



II. Matériels et Méthodes.

II.1. Sur le terrain.

II.1.1. Capture des acridiens.

Pour la récolte des espèces, les méthodes utilisées au cours de ce travail sont soit la capture à la main soit avec le filet fauchoir. On utilise le carnet de notes pour prendre les informations concernant les espèces capturées et mentionner toutes les observations sur le terrain (la date, le lieu de récolte....etc.). Les individus collectés ont été mis individuellement dans des flacons en plastique.

Les captures ont été faites à l'aide d'un filet fauchoir pour les espèces ailées et à la main pour les aptères.

II.1.1.1. Capture à la main.

Plusieurs espèces d'acridiens peuvent être attrapés facilement à la main ou avec un simple pot. Il suffit souvent de simplement rabattre un pot sur l'insecte pour le capturer.



Figure23 : Capture à la main (photo personnel).

II.1.1.2. Filet Fauchoir :

Comme son nom l'indique, ce filet sert à faucher la strate herbacée. On récolte ainsi les insectes qui y vivent ou qui s'y posent. C'est la méthode idéale, pour attraper des criquets, des sauterelles, des punaises, des coccinelles et divers autres coléoptères. La

technique du filet fauchoir permet de récolter de tout petits insectes, qui passeraient inaperçus autrement. (FRANCK, 2008).

On doit manœuvrer le filet avec énergie et surtout très rapidement afin de surprendre les insectes. Si nécessaire, faucher à deux mains.

Un filet fauchoir doit être très solide car, on doit pouvoir faucher partout où ce sera possible : herbes, plantes basses, buissons, arbustes, épineux, etc. Il ne faut pas hésiter à racler très fortement la végétation. (FRANCK, 2008).



Figure24:Le filet fauchoir (photo personnel).

II.1.2.Le carnet de notes :

Le carnet de notes est un outil indispensable pour noter les informations relatives aux insectes capturés. Toutes ces informations sont utilisées par la suite pour rédiger les étiquettes et donc référencer la collection. Pour chaque insecte capturé, on note :

- Un numéro de référence ;
- La date de récolte ;
- Le lieu de récolte ;

- La méthode de capture (filet, main, ... etc.) ;
- Le milieu écologique où s'est faite la capture (champs, friches, ... etc.) (**FRANCK, 2008**).

II.2.Au laboratoire.

III.2.1.Comment tuer les insectes ?

Il est nécessaire de tuer les criquets collectés en utilisant la méthode de congélation. Cette méthode simple et efficace ne nécessite pas l'emploi de produits chimiques. Il faut laisser les spécimens au moins plusieurs heures dans le congélateur.

II.2.2.Détermination des espèces.

La détermination des espèces a été faite sous la loupe binoculaire. Celle-ci permet d'examiner l'insecte avec précision et d'observer les différents critères morphologiques. L'identification systématique des Acridiens est effectuée à l'aide de plusieurs clefs de détermination notamment celles de (**CHOPARD ,1943**) et (**MESTRE, 1988**) ainsi que le site de "Museum National d'Histoire Naturelle" (**MNHN, 2019**).

II.2.3. Méthode d'extraction de l'appareil génital d'un criquet femelle.

Les travaux pratiques de biologie sont déroulés dans le laboratoire de biologie d'El Hamma.

II.2.3.1.Matériel utilisé pour la dissection et la détermination des criquets.

Nous avons utilisés pour la détermination et la conservation des Orthoptères le matériel suivant :

- ✓ Le matériel biologique (des criquettes femelles).
- ✓ Un bloc en polystyrène ;
- ✓ Des épingles entomologiques pour fixer les individus.
- ✓ Des pinces fine pour vider les Orthoptères adultes.
- ✓ Un ciseau.
- ✓ Des boîtes de pétrie.
- ✓ L'eau.

- ✓ Des gens.
- ✓ Une loupe binoculaire pour observer les critères morphologiques de détermination et dénombrer les ovarioles.



Figure 25: Matériel utilisé pour la dissection et la détermination des criquets (photo personnel).

II.2.3.2. Les étapes de dissection.

- Nous avons tué dans un premier temps les individus par la congélation.
- Fixer le Criquet (face ventrale sur le bloc de dissection) en utilisant des épingles enfoncées au niveau du pronotum.
- Ecarter les pattes postérieures, les élytres et l'extrémité de l'abdomen à l'aide des épingles entomologiques (fig 26)



Figure 26: fixation de criquet (photo personnel).

- On ouvre ensuite dorsalement l'abdomen du criquet à l'aide d'une paire de lame bistouri et un ciseau fin, en suite, on écarte à l'aide de deux pinces fines les bords de l'incision (fig 27)



Figure 27 : L'ouverture de l'abdomen et le thorax d'un criquet (photo personnel).

- On coupe ensuite les oviductes latéraux au niveau de leur base et on prélève les deux ovaires gauche et droit, et on les sépare avec les deux pinces ; chacun dans unedemi-boite de Pétrie contenant de l'eau(fig. 28).



Figure 28 : Prélèvement des ovaires (photo personnel).

- On détache les ovarioles délicatement à l'aide de deux pinces fines (fig 29..).

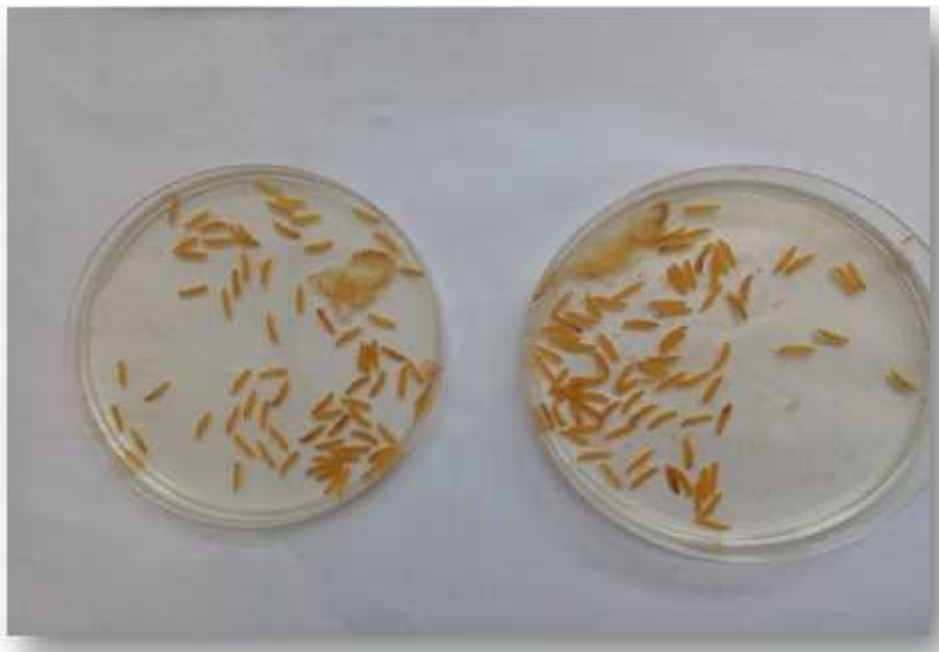


Figure 29 : séparation des ovaires (photo personnel)

- Enfin, l'examen anatomique qui se fait sous une loupe binoculaire pour dénombrer le nombre d'ovarioles (en vétillogénèse) par ovaire (fig30..).



Figure 30 : L'observation des ovarioles sous la loupe à main et la loupe binoculaire (photo personnel).



Chapitre III

Résultats et discussions



III.1. Résultats.

Ce chapitre est consacré aux résultats obtenus sur la dissection de quelques espèces de criquet. Ces dernières sont capturées de stations différentes.

Ces espèces ont été identifiées à l'aide de différentes clefs d'identification (**CHOPARD, 1943 ; LOUVEAUX et BENHLIMA, 1987**).

Au cours de ce travail, on a disséqué un nombre variable de femelle de six (06) espèces prélevées des stations différentes.

- 17 femelles de l'espèce *Anacridium aegyptium* (LINNE, 1764).
- 10 femelles *Ocneridia volxemii* (Bolivar, 1878).
- 4 *Aiolopus strepens* (LATREILLE, 1804).
- 6 *Pamphagus batnensis* (BENKENANA & PETIT, 2012).
- 3 femelles *Pyrgomorpha cognata* (UVAROV, 1943).
- 4 femelles *Tuarega insignis* (LUCAS, 1851).

Tableau 01: La classification des espèces acridiennes disséquées.

Familles	Sous famille	Les espèces	La région
Acrididae	Cyrtacanthacrinae	<i>Anacridium aegyptium</i>	Khenchela (Khenchela, Kais, El-Hamma, Chechar, Frengal, M'toussa et Remila), Biskra (M'khadema) et Batna.
	Oedipodinae	<i>Aiolopus strepens</i>	Khenchela (Chechar)
Pyrgomorphidae	Pyrgomorphae	<i>Pyrgomorpha cognata</i>	Khenchela (Remila)
Pamphagidae	Pamphaginae	<i>Ocneridia volxemii</i>	Khenchela (Kais et Remila)
		<i>Pamphagus batnensis</i>	Khenchela (Khenchela et Remila),
	Thrinchinae	<i>Tuarega insignis</i>	Biskra (M'khadema et El-gantra)

Chapitre III : Résultats et Discussion

La dissection des femelles de ces espèces de criquets nous permet d'obtenir les résultats consignés dans le tableau 02.

Tableau 2 : les nombres moyens des ovarioles par ovaire pour les six espèces disséquées.

Les espèces	Nombre des femelles disséquées	Nombre d'ovariole par ovaire			Nombre d'ovariole par femelle
		Ovaire droit	Ovaire gauche	Moyenne	
<i>Anacridium aegyptium</i>	17	73.38 ±12.92	72.88 ±13.64	73.13±13.09	146,28±26,29
<i>Aiolopus strepens</i>	4	11.5 ±4.12	11.5 ±4.12	11.5 ±4.12	23 ±8,25
<i>Ocneridia volxemii</i>	10	30.67 ±5.74	31.67 ±5.32	31,17±5,53	62,33±11,07
<i>Pamphagus batnensis</i>	6	137.17 ±11.92	138.17 ±11.39	137.75±11.65	275,33±23,3
<i>Tuaregainsignis</i>	4	19,5 ±4.50	20,5 ±5	20±4.71	40±9,42
<i>Pyrgomorpha cognata</i>	3	26.67±7.57	26.67 ±7.57	26.67±7.57	53,33±15,14

III.2.discussion.

L'analyse du tableau (2) montre que le nombre d'ovarioles par femelle est variable d'une espèce à l'autre. Il est respectivement de 146,28±26,29; 23 ±8,25 ; 62,33±11,07 ; 275,33±23,3 ; 40±9,42 et 53,33±15,14 ovarioles pour les espèces *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, *Tuaregainsignis* et *Pyrgomorpha cognata*. Le nombre d'ovarioles chez les acridiens varie d'une espèce à une autre (BENAYADA et al., 2007). Il faut noter qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'ovarioles par femelle au sein de la même espèce car les écart-type calculés présentent des valeurs élevés pour les six espèces. Cela peut être due aux plusieurs facteurs selon (DOUMANDJ, 1994) il faut retenir que le nombre d'ovarioles dépend de l'état de santé de la femelle, de l'abondance des substances alimentaire, le nombre de

ponte et des conditions climatiques et les situations géographiques, et aussi l'influence de l'homme sur les acridiensetc.(**CIRAD,2007**).

De plus, on a constaté que le nombre moyen d'ovarioles par ovaire pour chaque espèce est respectivement de 73.13 ± 13.09 ; 11.5 ± 4.12 ; $31,17 \pm 5,53$; 137.75 ± 11.65 ; 20 ± 4.71 et 26.67 ± 7.57 pour les femelles de *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, *Tuaregainsignis* et *Pyrgomorpha cognata*.

Le nombre d'ovarioles par ovaire chez *Anacridium aegyptium* et *Pamphagus batnensis* (respectivement 73.13 ± 13.09 et 137.75 ± 11.65) les place parmi les espèces acridiennes ayant un potentiel biotique élevé. Selon **CHARA**, (1987) *Locusta migratoria* présente 60 ovarioles par ovaires. (**HASINI, 1992**) dénombre 250, $25 \pm 39,3$ ovarioles pour *Pamphagus elephas*.

L'espèce *Anacridium aegyptium* est une espèce univoltine avec une diapause imaginale en hiver. La ponte a lieu au printemps, le développement larvaire en été et les premiers imagos apparaissent à l'automne. Elle appartient à la catégorie des locustes, espèce présentant un phénomène de transformation phasaire sous l'influence de l'augmentation de la densité des populations (**LECOQ, 2012**). C'est une espèce importante, qui peut causer des dégâts sur les légumineuses, sur les arbres fruitiers sur le coton et les cultures céréalières, pastèque (*Citrullus lanatus*). Moutarde (*Salvadora oleoides*), Jujubier (*Ziziphus nummularia*), phog (*Calligonum polygonoides*), kanditree (*Prosopis cineraria*) (**AHMED et SULTANA, 2016**).

Les Pamphagidae sont des espèces non grégariques et par conséquent les espèces pouvant provoquer des dégâts sur les cultures sont très rares.

Les espèces *Ocneridia volxemii*, *Tuarega insignis* et *Pyrgomorpha cognata* (respectivement $31,17 \pm 5,53$; 20 ± 4.71 et 26.67 ± 7.57) possèdent un potentiel biotique moyen. **CHARA (2002)** dénombre 26 ovarioles par ovaire chez *Ocneridia volxemii*.

CHOPARD (1943) ressort que la majorité des Pamphagidae pondent entre juin et septembre. Actuellement aucun indice ne permet d'envisager qu'un Pamphagidae ait plus d'une génération. Selon **CHARA et LAZAR (2002)**, le potentiel biotique de cette espèce est moyen (27 ovarioles par ovaire en moyenne). Le nombre de ponte est de deux rarement

trois avec un taux de réussite dégressif de la première à la troisième ponte. Le fonctionnement du germanium des ovarioles de cette espèce est continu durant toute la vie larvaire et la période pré-reproductif et s'arrête de fonctionner dès la ponte. Le régime alimentaire de cette espèce est strictement basé sur les Poacae ou bien les graminées, (blé dur et tendre), elle est dite graminivore (KETFI ,2018).

Les Pamphagidae sont des espèces non grégariaptés et par conséquent les espèces pouvant provoquer des dégâts sur les cultures sont très rares. Parmi les genres appartenant à cette famille, seule *Ocneridia volxemi* peut pulluler occasionnellement et provoquer des dégâts. Selon des rapports d'avertissement de l'Institut National de la Protection des végétaux, en pullulant en 1984, 1986 et 1991, cette espèce a provoqué d'énormes dégâts sur les cultures (céréales et maraîchages) dans différentes régions d'Algérie (Sétif, Bordj Bou Arreridj, Médéa, Saida, Tiaret et Tlemcen). (BENKENANA ,2006).

L'espèce *Pyrgomorpha cognatase* reproduit en continue et développe 3 générations par an il ya 5 stade larvaire, larve et imago sont présent toute l'année, cycle de vie dure 120 jours. C'est une espèce méso-xérophile, géophile avec un régime alimentaire mixte a tendance non graminivore. Elle est très commune et abondante aux lumières. C'est une espèce moyennement important pouvant s'attaquer à un grand nombre de plantes, les principaux dégâts sont notés sur le mil et les cultures maraîchères (LAUNOIS et LECOQ, 1989).

Enfin, l'espèce *Aiolopus strepens* (11.5 ± 4.12) possède un potentiel biotique faible. Elle se reproduit en continue et développe 3 génération par an. C'est une espèce moyennement important, provoque des dégâts principales sur les cultures irriguées et les pâturages (LAUNOIS et LECOQ, 1989).



conclusion



Conclusion.

L'étude de l'activité ovarienne chez les espèces acridiennes ; *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, *Tuaregainsignis*, prélevées des régions différentes (Khanchela, Biskra et Batna), révèle une différence du nombre d'ovarioles par femelle d'une espèce à l'autre. Il est respectivement de $146,28 \pm 26,29$; $23 \pm 8,25$; $62,33 \pm 11,07$; $275,33 \pm 23,3$; $40 \pm 9,42$ et $53,33 \pm 15,14$ ovarioles pour les espèces

Il faut noter qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'ovarioles par femelle au sein de la même espèce car les écart-type calculés présentent des valeurs élevées pour les six espèces. Cela peut être due aux plusieurs facteurs (l'alimentation, la saison, numéros de la ponte, les conditions climatiques, la situation géographique ... etc.).

De plus, on a constaté que le nombre moyen d'ovarioles par ovaire pour chaque espèce est respectivement de 73.13 ± 13.09 ; 11.5 ± 4.12 ; $31,17 \pm 5,53$; 137.75 ± 11.65 ; 20 ± 4.71 et 26.67 ± 7.57 pour les femelles de *Anacridium aegyptium*, *Aiolopus strepens*, *Ocneridia volxemii*, *Pamphagus batnensis*, *Tuaregainsignis* et *Pyrgomorpha cognata*.

Le nombre d'ovarioles par ovaire chez *Anacridium aegyptium* et *Pamphagus batnensis* (respectivement 73.13 ± 13.09 et 137.75 ± 11.65) se place parmi espèces acridienne ayant un potentiel biotique élevé. Alors que les espèces *Ocneridia volxemii*, *Tuaregainsignis* et *Pyrgomorpha cognata* (respectivement $31,17 \pm 5,53$; 20 ± 4.71 et 26.67 ± 7.57) possèdent un potentiel biotique moyen. Enfin, l'espèce *Aiolopus strepens* (11.5 ± 4.12) possède un potentiel biotique faible.

À la fin de cette étude sur l'activité acridienne, nous envisageons d'élargir ce travail pour d'autres espèces et pour connaître les facteurs influençant qui conduit à ces résultats. Il serait également intéressant d'accompagner cette étude avec d'autres études portées sur des autres aspects : le régime alimentaire, la biologie moléculaire, la phénologie des espèces et les activités biologiques ... etc.).



Les annexes



Les annexes.

Annexe 1 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Anacridium aegyptium* (LINNE, 1764).

	Stations	La Dat	Nombres d'ovarioles par ovaire	
			1 er ovaire	2 eme ovaires
1	Batna	1 mai	71	67
2	Kais	29 avril	73	78
3	El hamma	16 avril	61	56
4	El hamma	16 avril	65	71
5	El hamma	6 mai	74	64
7	Kais	14 mai	76	75
8	chechar	19 mai	113	117
9	chechar	19 mai	60	63
10	Batna	20 avril	59	60
11	Khenchela	27 mai	75	76
12	Khenchela	27 mai	66	67
13	biskra	22 mai	89	85
14	matoussa	19 mai	77	78
16	frengal	1juin	74	72
17	frengal	1 juin	75	73
31	remila	6 juin	85	83
32	frengal	7juin	67	67
35	remila	7juin	61	60

Annexe 2 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Aiolopus strepens* (LATREILLE, 1804).

			Nombres d'ovarioles par ovaire	
	Stations	La Dat	1er ovaire	2 eme ovaires
54	chechar	13 juin	8	8
58	chechar	13 juin	16	16
59	chechar	13 juin	14	14
61	chechar	13 juin	8	8

Annexe 3 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Ocneridia volxemii* (Bolivar, 1878).

			Nombres d'ovarioles par ovaire	
	Stations	La Dat	1 er ovaire	2 eme ovaires
15	Kais	10 avril	29	29
24	remila	7 juin	35	33
25	remila	7 juin	28	30
26	remila	7 juin	34	35
27	remila	7 juin	31	34
28	remila	7 juin	30	31
30	remila	7 juin	23	27
33	remila	7 juin	36	35
34	remila	7 juin	30	31
38	remila	7 juin	17	17

Annexe 4 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Pamphagus batnensis* (BENKENANA & PETIT, 2012)

			Nombres d'ovarioles par ovaire	
	Stations	La Dat	1er ovaire	2 eme ovaires
42	remila	7 juin	142	143
43	remila	7 juin	143	143
49	remila	7 juin	141	143
50	khenchela	7 juin	113	115
51	khenchela	7 juin	140	141
52	khenchela	7 juin	144	144

Annexe 5 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Tuarega insignis* (Lucas 1851).

			Nombres d'ovarioles par ovaire	
	Stations	La Dat	1er ovaire	2 eme ovaires
21	Biskra	8 juin	26	28
62	Biskra	8 juin	17	18
63	Biskra	8 juin	19	18
64	Biskra	8 juin	16	18

Annexe 6 : Le nombre d'ovarioles par ovaire pour l'espèce *Pyrgomorpha cognata* (Uvarov, 1943).

			Nombres d'ovarioles par ovaire	
	Stations	La Dat	1 er ovaire	2 eme ovaires
18	remila	7 juin	18	18
19	remila	7 juin	30	30
20	remila	7 juin	32	32

Annexe 7 : Les nombres moyens des ovocytes par ovariole pour l'espèce suivants.

Les espèces	Nombre des femelles disséquées	Le nombre moyen d'ovocyte par Ovariole
<i>Anacridium aegyptium</i>	17	9.85 ± 0.43
<i>Aiolopus strepens</i>	4	7.89 ± 0.18
<i>Ocneridia volxemii</i>	10	7.28± 0.26
<i>Pamphagus batnensis</i>	6	10.7± 0.04
<i>Tuarega insignis</i>	4	9.75± 0.09
<i>Pyrgomorpha cognata</i>	3	5.75± 0.12



Annexe 8 :l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculairechez l'espèce *Ocnieridia volxemii* (photo personnel).



Annexe 9 : Appareil génital femelle (les ovaires : stades de croissance des ovocytes) chez l'espèce *Anacridium aegyptium* (photo personnel).

- A : ovaire immature, ovocytes blanc, sans dépôt de vitellus.
- B : ovaire avec des ovocytes en croissance au quart de leur taille maximale.
- C: ovaire avec des ovocytes ayant atteint leur taille maximale, mais non chorionnés.
- D:des ovocytes ayant atteint leur taille maximale.



Annexe 10 : l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculaire chez
L'espèce *Anacridium aegyptium* (photo personnel).



Annexe 11 : la position des ovaires chez *Pamphagus batnensis* (BENKENANA & PETIT,
2012) (photo personnel).



**Annexe 12 : l'apparence de l'ovariole d'une femelle sous la loupe binoculaire chez
L'espèce *Pamphagus batnensis* (BENKENANA & PETIT, 2012) (photo personnel).**



Références

bibliographiques

Les références bibliographie

A

ABBA A., 2011 - Étude bio-écosystématique des acridiens (Orthoptera Caelifera) dans la région de Biskra (M'khadema) Thèse de Magistère, Université de Biskra, Biskra, 121p.

APPERT J. et DEUSE J., 1982 - Les ravageurs des cultures vivrières et maraîchères sous les tropiques, Ed. M. Larose, Paris, 420p.

B

BRADER L. H. DJIBO H., FAYE F. G, GHAOUT S., LAZAR M., LUZIETOSO 138P. N. et OULD BABAH M. A., 2006.-Evaluation multilatérale de la compagnie 2003-2005 contre le Criquet pèlerin. Ed. FAOUN, Rome, 101 p.

BELLMANN ET LUQUET., 1995 - Guide des sauterelles grillons et criquets d'Europe Occidentale. Ed. Delachoux et Niestlé, Paris, 383 p.

BELLMAN H, ET LUQUET G, 2009 - Guide des sauterelles, grillons et criquets d'Europe occidentale. Ed. Delachaux et Niestle SA, Paris, 383p.

BENHALIMA T., 1983-Etude expérimentale de la niche trophique de *Dosiostaurus maroccanus* (Thunberg, 1815) en phase solitaire au Maroc. Thèse Doc. Ing Paris, 178 pp.

BENKENANA, 2006 - Analyse biosystématique, écologie et quelques espèces acridiennes d'importance économique dans la région de Constantine. Thèse de Magister. Université Constantine. 162p.

BENKENANA N, 2006 – Analyse biosystématique, écologique et quelques aspects de la biologie des espèces acridiennes d'importance économique dans la région de Constantine, Algérie, Mémoire de magister, Université Mentouri Constantine, Constantine, pp 169.

BENKENANA N, 2012 - Inventaire et analyse bio systématique de la famille des Pamphagidae (Orthoptera, Caelifera) de l'Est algérien, Thèse de Doctorat en Biologie Animale, Université Constantine 1, Constantine, pp 114.

BENZARA, DOUMANDJI, ROUBAH ET VOISIN J.F., 2003-Etude qualitative et quantitative de l'alimentation *Calliptamus barbarus* (Orthoptera Acrididae). Rev. Ecol. (Terre et vie), Vol.58, pp.187-195.

BOUAB et TOUAT, 2018 - Contribution à l'inventaire des Orthoptères (Insecta, Orthoptera) dans la région de Batna, Algérie, Mémoire de Master, Batna , pp32.

BRAHIMI, 2014- Bio-écologie et régime alimentaire des principales espèces d'Orthoptères dans la région de Naâma, Diplôme de Magister, 2015, 112p.

BOUAB et TOUAT, 2018 - Contribution à l'inventaire des Orthoptères (Insecta, Orthoptera) dans la région de Batna, Algérie, Mémoire de Master, batna , pp32.

BRIKI, 1991- Contribution à l'étude bioécologique des Orthoptères dans trois stations de la région de Dellys. Thèse. Ing. Agro. Inst. Nat. Agro, El-Harrach 73 pp.

BRIKI, 1998-Contribution à l'étude bioécologique des Orthoptères dans la région d'Ouargla et à l'étude du régime alimentaire de *Duroniellalucasii* (Bolivar, 1881). Thèse. Magister Inst. Nat. Agro, El-Harrach 189 pp.

C

CHARA, 1987- Etude comparée de la biologie et de l'écologie de *Calliptamus barbarus* (Costa, 1836) (Orthoptera, Acrididae). Thèse Doc. Ing. Uni. Aix, Marseille, 190 pp.

CHIFFAUD et MESTRE, 1991, Elément d'acridologie Ouest Africaine Chapitre 3: Les principaux criquets ravageurs du sahel. *AGRHYMET*. 1991, pp. 31-47.

CHOPARD, L, 1943, Orthoptères de l'Afrique du Nord. Ed .lib.L'arose, Paris, 477 p.

CIRAD, 30/06/2019, les criquets ravageurs, la dynamique des populations, les pullulation. http://locust.cirad.fr/tout_savoir/dynpop/dynampop_8.html.

COPR, 1982- The Locust and Grasshopper Agricultural Manual. Centre for Overseas Pest Reserche, London, 690 p.

COULLAUD F., GIRARDIE A. et GIRARDIE J., 1989- Identification of gonadotropic and antigonadotropic factors from the nervous part of the corpora cardiaca in the African locust. *Invert.Repr. Dev.* 16 : 17-22.

D

DAGHMOUS et SAIDIA, 2016 - Contribution a l'etude de la faune acridienne dans la région de kenchela, Mémoire de master en2016, biodiversité et ecologie des arthropodes, Universite Abbas Laghrour - kenchela, 96p.

DJEFFALI et MEFARDJI, 2016 - Contribution a l'inventaire de la faune acridienne de la région de Bouhmama, Mémoire de master en2016, biodiversité et écologie des arthropodes, Universite Abbas Laghrour - Kenchela ,100p.

DIRSH, 1965 - The African genera of Acridoidea : i-xiii, 1-579 (Cambridge University Press, Cambridge).

DOUMANDJI , DOUMANDJI – MITICHE B. et HAMADACHE H., 1992 - Place des Orthoptères en milieu agricole dans le régime alimentaire du héron garde bœuf (*Bubulcus ibis* Linné) à Draâ El Mizan en Grande Kabylie (Algérie). Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent, 57/3a, pp.675-678.

DOUMANDJI S., DOUMANDJI - MITICHE B. etBRIKI Y., 1992- Bioécologie des Orthoptères dans trois types de stations dans la région de Dellys (Algérie). Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent, 57/3a, pp.667-673.

DOUMANDJI S., DOUMANDJI – MITTICHE B et TARAI N., 1993 - Les peuplements orthoptérologiques dans les palmeraies à Biskra Etude du degré d'association entre les espèces d'orthoptères. Med. Fac. L andbouww.Univ. Gent, 58 a, 355-360pp.

DOUMANDJI S., DOUMANDJI - MITICHE B., KHOUDOUR A et BENZARA A., 1993- Pullulations de sauterelles et de sauteriaux dans la région de Bordj Bou Arréridj (Algérie). Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent, 58/24, pp.329-336.

DOUMANDJI ET DOUMANDJI MITICHE., 1994 -Criquets et sauterelles(Acridologie). Ed. OPU. (Office de Publications Universitaire), Alger, 99 p.

DURANTON J.F., LAUNOIS M., LAUNOIS - LUONG M.H. ET LECOQ M.,1982a -Manuel de prospection antiacridienne en zone tropicale sèche. Ed GERDAT, Paris, T2, 696p.

F

FRANCK ,2008 –CAPTURE CONDITIONNEMENT EXPEDITION MISE EN COLLECTION DES INSECTES ET ACARIENS EN VUE DELEUR IDENTIFICATION, 2013, cirad ,26p.

FINOT, 1890- Insectes Orthoptères. Thysanoures et Orthoptères proprement dits. Faune de la France. Ed. Deyrolle, Paris, pp : 153-155.

G

GRASSE, 1949 - Traité de zoologie, anatomie, systématique et biologie. Ed. Masson et Cie, Paris, T.IX, 1117p.

H

HACINI, 1992 - Étude du développement ovarien des Orthoptères en particulier de *Calliptammbarbarus*(Costa, 1836) et *Aiolopusstrepens*(Latreille,1804) surlittoral algérois. Thèse ing. Agro. Inst.Nati. Agro. El Harrach, 87p.

HAMDI, 1989 – Contribution a l'étude bioécologique des peuplements Orthoptérologique de la région médioseptentrionale de l'Algérie et de la région de Gabes (Tunisie). These. Ing. Agro. Ins. Nat. Agro, El Harrach, 127 p.

HAMADI, 1998-Bioécologie de peuplements orthoptérologiques en Mitidja. Etude de l'activité biologique d'extraits de plantes acridifuges sur *Aiolopus strepens* (Latreille, 1804) (Orthoptera, Acrididae). Thèse Magister Sci. Agro. Inst. Nat. Agro, El-Harrach, 197 pp.

HASSANI F., 2013 - Etude des Caelifères (Orthoptères) et caractérisation floristique (biodiversité floristique) de leur biotope dans des stations localisées à Tlemcen et Ain Temouchent. Régime alimentaire de *Calliptamus barbarus* et *Sphingonotus rubescens*. Thèse Doc. Univ. Tlemcen 181p.

I

IFVM, 2019, les acridiennes, Ivotoerana Fomongoranany Valalaeto Madagasikara, <https://ifvm.mg/le-criquet/>

J

JOHNSTON H., 1956 - Annotated catalogue of African grasshoppers. Ed. A.L.R.C., Cambridge, 833 p.

K

KELLIL Z ET SAIDI M., 2017 - Contribution a l'inventaire de la faune acridienne dans la région de Khenchela), Mémoire de Master, en Biodiversité et Ecologie des Arthropodes, Université Abbas Laghrour – Khenchela, 79p.

KETFI HANANE, 2018, Bioécologie des insectes nuisibles (Classe ; Insecta) du blé (*Triticum Desf*, 1889) dans la région de Constantine, Algérie, de Master, Constantine, 39 p

L

LATCHINNSKY A.V et LAUNOIS-LUONG M.H., 1992 - Le criquet marocain *Dociostaurus marocanus* (Thunberg, 1815) dans la partie orientale de son aire de distribution. Ed. Cirad- P. rifas. Montpellier, 1 P.

LAUNOIS-LUONG, M.A., 1978- Méthode pratique d'interprétation de l'état des ovaires des acridiens du Sahel. Annales de zool. Ecol. Anim. 10 : 569-587.

LECHLAH N., 2003 - Contribution à l'étude bioécologique des Orthoptères et du régime alimentaire d'*Ochrilidia tibialis* et de *Pyrgomorpha cognata* dans la région de Guémar (El Oued). Thèse magistère, Inst. Nat. Agro. El Harrach, 105p.

LECOQ M., 1988 - LES CRIQUETS DU SAHEL. Collection Acridologie Opération. n°1, Ed. CIRAD-PRIFAS, Montpellier, France, 125 p.

LIUYetLEO P.L, 1959- On the anatomy and histology of the reproductive system of the oriental migratory locust *Locustamigratoriamanilensis* Meyen (Orthop. Acrididae). Acta. Ent. Ica. 9: 1-11.

LOUVEAUX A. et BENHALIMA T., 1986 - Catalogue des Orthoptères Acridoidae d'Afrique du Nord –Ouest. Bull. So. Ent. France, 91 pp.

LOUVEAUX A. et BENHALIMA T., 1987 - Catalogue des Orthoptères Acridoidea d'Afrique du nord-ouest. Bull. Soc. Ent. Fr. 91 (3-4), pp.73-86.

M

MANAA I., 2017 - Etude comparative de la diversité du peuplement acridien dans deux régions différentes de Khenchela (El- Hamma et Chechar), Mémoire de Master, en Biodiversité et Ecologie des Arthropodes, universite abbaslaghrour – khenchela, 74p.

LAUNOIS LUONG et M, LECOQ, 1989- VADE-MECUM DES CRIQUETS DU SAHEL, collection acridologie opérationnelle n°5, France, p 117)

MEKKIOUI A., 1997- Etude de la faune orthoptérologique de deux stations dans la région de Hafir (Monts de Tlemcen) et mise en évidence d'*Ampelodesmamauritanica* (espèce pâturée) dans les fèces de différents espèces de Caelifères. Thèse de Magister. Eco. Inst. Nat. Bio. Tlemcen, p93.

MESLI L., 1997- Contribution de l'étude bio écologique de la faune orthoptérologique de la région de Ghazaouet. Régime alimentaire de *Calliptamus barbarus* (COSTE, 1836) et *Oedipode fuscocincta* (LUCAS, 1849). Thèse. Magister. Inst. Nat. Bio. Tlemcen, 113p.

MESTRE J., 1988 - Les acridiens des formations herbeuses d'Afrique de l'ouest. Ed. prifas. Acrid. Oper. Ecol., Montpellier, 331p.

MENI MAHZOUM A., 2013 - Initiation à la description morphologique et la systématique des orthoptères acridiens. Mémoire de master. "Gestion & conservation de la biodiversité, 53p.

MICHEL LECOQ., 2012 - Bio écologie du criquet pèlerin. fao-clcpro (commission de la lutte contre le criquet pèlerin en région occidentale). Alger, 218p.

MNHN, 2019, orthoptères acridomorpha de l'Afrique du nord-ouest, <http://acrinwafrica.mnhn.fr/SiteAcrid/accueil.html>.

MNHN (MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE), (page consultée le 10/6/2019, Orthoptères Acridomorpha de l'Afrique du Nord-Ouest.

http://acrinwafrica.mnhn.fr/SiteAcric/accueil.html?fbclid=IwAR0_DutCZ50hgx2nIUNnKfroiujZf5VAmUuffH5_866KyvJ83lPWVnF3qz4

N

NWILEN FE. , NWANZE KF. et YOUDEOWEI A., 2008- Impact of integrated pest management on food and horticultural crops in Africa. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 128, 355-363.

O

OPIE., 2013 -(Office pour les insectes et leur environnement) centre Port-Royal Saint Lambert des Bois (78) 29 septembre 2013

OULD EL HADJ M. D., 1991 - Bio écologie des sauterelles et des sautériaux dans trois zones d'étude au Sahara. Thèse magistère, Inst. Nat. Agro. El Harrach, 85p.

OULD EL HADJ M.D., 1992 - Bioécologie des sauterelles et des sautereaux dans trois zones d'étude au Sahara. Thèse magistère, Ins. Nati. Agro, El Harrach, Alger, 85p.

OULD EL HADJ. M.D., 2002 - Les problèmes de la lutte chimique au Sahara algérien, cas des acridicides, Institut d'Hydraulique et d'Agronomie Saharienne, Centre Universitaire de Ouargla, 163p.

P

PASTER P., SMOLIKOWSKI S. et THEWYS G., 1988 - *La lutte antiacridienne*. Dossier Deltaméthrine. Ed. Rossel Uclaf, Paris, 127 p.

PASQUIER R., 1934 - Contribution à l'étude de Criquet marocain *Dociostaurus maroccanus* en Afrique mineure. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord.*, n°25 pp. 167-200.

PASQUIER R., 1937 - Le Criquet marocain en Algérie. Les recherches scientifiques récentes et leurs répercussions sur l'organisation et la lutte. *Agria*, n° 53, pp 1-14.

PASQUIER R., 1950 - Sur une des causes de grégarisation chez les acridiens. La densation. Ed. Barby, Alger, 9p.

R

RACCAUD-SCHOELLER J., 1980- Les insectes : physiologie-développement. Ed. Masson, Paris, 296 pp.

RIBA G. et SILVY C., 1989- Combattre les ravageurs des cultures, enjeux et perspectives. INRA.

RIPPERT C., 2007 - Epidémiologie des maladies parasitaires. Affections provoquées ou transmises par les Arthropodes. T4. Ed. Lavoisier, Paris, 580p.

S

Site web [1http://francois.juignet.over-blog.net/faune_insectesorthopt%C3%A8res-ensif%C3%A8res-sauterelles](http://francois.juignet.over-blog.net/faune_insectesorthopt%C3%A8res-ensif%C3%A8res-sauterelles).

T

TRAUTWEIN, WIEGMANN , BEUTEL, KJER , YEATES , 2012 - Advances in Insect Phylogeny at the Dawn of the Post genomic Era. AnnualReview of Entomology 57: 449-468pp.

U

UVAROV, 1956-The locust and grasshopper problem in relation to the development of arid lands. Americ. Assos. For the Advanc. Of Sci., Washington D.C, pp.383-389.

UVAROV, 1966 - Grasshoppers and locusts, Ed. Cambridge Univ, Press, T. 1, 481 p.

UVAROV , 1966 - Locust and Grasshoppers. Cambridge. Univ. Pres., T 1 et 2, 481p.