

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للفلاحة - الحراش - الجزائر

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE AGRONOMIQUE – EL HARRACH - ALGER

Thèse

En vue de l'obtention du diplôme de Magister en sciences agronomiques

Département : Zoologie agricole et forestière

Spécialité : Protection des végétaux -Zoophytiatrie

Option : Zoophytiatrie

Thème

Bio écologie du capnode du pêcher : *Capnodis tenebrionis*

(Linnaeus, 1767) **sur pêcher dans la région de l'arbâa**
(Mitidja).

Présenté par **Mme. BOUCHOU Lynda**

Président :	M. DOUMANDJI Salaheddine	Professeur (E.N.S.A) EL HARRACH
Directrice de Thèse	Mme. BENMESSAOUD- BOUKHALFA Hassina	Maitre de conférences (E.N.S.A)
Examineurs :	Mme. DOUMANDJI- MITICHE Bahia	Professeur (E.N.S.A)
	Mme. MOUHOUCHE Fazia	Maitre de conférences (E.N.S.A)

Soutenu le 09/12/2010

Remerciements

Toutes ma gratitude et ma reconnaissance va à Madame BENMESSAOUD-BOUKHALFA Hassina, maître de conférence à l'école nationale supérieure Agronomique, ma directrice de thèse pour m'avoir accepté et dirigé ce modeste travail de magister, pour son aide, sa patience et ses conseils ainsi que ses encouragements.

A Monsieur DOUMANDJI S., professeur à l'école nationale supérieure Agronomique, pour ses encouragements et ses conseils pour mener à bien ce travail et pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury.

Ma profonde gratitude va vers Madame le professeur DOUMANDJI-MITICHE B., pour sa gentillesse et qui a bien voulu accepter de faire partie de mon jury et de juger ce travail.

Je tiens aussi à remercier Madame MOUHOUCHE F. pour ses conseils toujours utiles et d'avoir accepté de juger ce travail.

Je remercie ainsi, Monsieur CHAKALI Maitre de conférences à l'école nationale supérieure Agronomique, pour son aide et ses conseils et Monsieur GUESSOUM M. pour ses conseils.

J'adresse mes remerciements également à tout le personnel de l'établissement producteur privé de si EL MATENNANI TOUHAMI au niveau de la région de l'Arbâa.

Je remercie également Monsieur le Directeur Général du CNCC en la personne de M KHEDDAME M. qui a bien voulu accepter de réaménager mes horaires de travail et de me libérer.

Je tiens à remercier également toutes les personnes qui de près ou de loin ont contribué à ce travail, tel que, M ZITOUNE, M YOUCEF SALAH, M AIT AOUARAB KADER S. des statistiques au ministère de l'agriculture, Melle

MEZIANI S. Melle HERMEZ F. du CNCC, M BOUANANE R. et M AOUINA de l'INPV.

Mes meilleurs remerciements s'adressent à mon très cher mari M ZAID ABDELMADJID pour sa disponibilité et son aide lors de mes déplacements sur le terrain en sa compagnie, sans oublier mes adorables filles MARIA, ROUMAÏSSA et SERINE.

Les plus profonds remerciements sont destinés à ma très chère mère pour son soutien moral et à mes frères et sœurs de m'avoir aidé et encouragé sans oublier ma belle famille.

Je n'oublie pas que toutes la volonté et la force de mener à terme ce travail sont dues aux encouragements de mon défunt père et son rêve de me voir poursuivre mes études, que le destin à voulu qu'il ne soit pas parmi nous, que dieu le tout puissant lui accorde sa sainte miséricorde et l'accueillir dans son vaste paradis -in chaallah -

Je remercie toute l'équipe du département de zoologie agricole et forestière : Madame SAADA N, Madame BENZARA, MOKHTARI A., TAIBI A., MANNA A. BENMESSAOUD M. DIHIYA et MAHDI Khadidja.

Et enfin, à tous mes collègues de travail, M OUHACHI, M MELLAH, M MAHFOUF, Mme TAYANE H., NASSIMA, Mme SAMIA HOCINE, Mme MAGDOUD SIHEM. M ABED, M MOKRANI, M BOULMNAKHER, M MACHAT, M MAACHE et M AMIALI S.

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction	1
Chapitre I – Etat des connaissances sur le pêcher (<i>Prunus persica</i> (L.) et le ravageur (<i>Capnodis tenebrionis</i> (L)	4
1.- Plante hôte : le pêcher.....	4
1.1.- Origine du pêcher.....	4
1.2.- Caractéristiques de l'espèce.....	4
1.2.1.- Classification botanique.....	4
1.2.2.- Stade phénologiques.....	5
1.2.3.- Les exigences climatiques du pêcher.....	5
1.2.4.- Les techniques culturales.....	8
a.- La conduite et la taille.....	8
b.- L'éclaircissage des fruits.....	8
c.- L'entretien du sol, le désherbage.....	8
d.- La fertilisation et l'irrigation.....	8
1.3.- Maladies et ravageurs du pêcher.....	9
1.3.1- Les maladies.....	9
A.- Cloque.....	9
B.- Oïdium.....	9
C.- Maladies criblée.....	9
1.3.2.- Acariens.....	9
1.3.3.- Les insectes.....	10
a.- Pucerons.....	10
b.- Zeuzère et cossus.....	10
c.- La cétoïne.....	10
d.- Mouche des fruits « la cératite ».....	10
e.- Capnode.....	10
2.- Le ravageur : <i>Capnodis tenebrionis</i> (Linnaeus, 1767).....	11
2.1.- Répartition géographique.....	11
2.1.1.- Dans le monde.....	11

2.1.2.- En Algérie.....	12
2.2.- Position systématique.....	15
2.3.- Description sommaire.....	15
2.3.1.- L'adulte.....	15
2.3.2.- L'œuf.....	16
2.3.3.- La larve.....	17
2.3.4.- La nymphe.....	18
2.4.- Cycle de développement.....	19
2.4.1.- Vie adulte.....	19
2.4.1.1.- Les adultes nouvellement éclos.....	19
a.- Epoque et fréquence des sorties.....	19
b.- Longévité.....	20
2.4.1.2.- Les adultes hibernants.....	20
2.4.2.- Accouplement	21
a.- Accouplement.....	21
b.- Ponte.....	21
b1.- Processus de la ponte.....	21
b2.- Localisation de la ponte.....	21
b3.- Influence des conditions externes sur la ponte.....	21
2.4.3.- Fécondité des femelles du capnode.....	22
2.4.4.- Développement embryonnaire.....	22
2.4.5.- Stades larvaires.....	22
2.4.5.1.- La larve avant la pénétration.....	23
2.4.5.2.- La larve après la pénétration.....	23
2.4.6.- Nymphose.....	23
2.5.- Importance des dégâts.....	23
2.6.- Plantes hôtes.....	24
2.7.- Milieu de vie.....	25
a.- Dans le sol.....	25
b.- Sous l'écorce.....	25
c.- Sur les feuilles.....	25
2.8.- Ennemis naturels.....	26

2.8.1- Insectes.....	26
2.8.2- Parasitoïdes.....	26
2.8.3.- Entomopathogènes.....	26
2.9.- Moyen de lutte.....	27
2.9.1.- Lutte chimique.....	27
2.9.2.- Lutte agronomique (méthodes culturales).....	28
2.9.3- Lutte variétale.....	29
2.9.4.- Lutte biologique.....	29
2.9.5.- Autre moyen de lutte.....	30
a.- Le capnodage.....	30
b.- les pièges.....	30
Conclusion.....	30
Chapitre II : Matériels et méthodes.....	31
1.- Présentation de la région d'étude.....	31
2.- Les conditions climatiques durant les périodes d'expérimentation.....	32
2.1.- Synthèse climatique.....	33
2.1.1.- Le diagramme ombrothermique du Guaussen.....	33
2.1.2.- Climagramme pluviothermique d'Emberger.....	33
3.- Sites d'étude.....	37
3.1.- Plan parcellaire.....	38
3.2.- Variétés cultivées.....	42
3.3.- Calendrier des opérations culturales du pêcher.....	43
3.4.- Matériels utilisés.....	43
3.4.1.- Etude des génitalia.....	43
3.4.2.- Etude biométrique.....	43
3.4.3.- Etude des fluctuations des populations.....	43
3.5.- Méthodes utilisées.....	44
3.5.1.- Etude des génitalia.....	44
3.5.2.- Etude biométrique.....	44
3.5.3.- Etude des fluctuations des populations et estimation des dégats.....	46
3.6.- Analyses des résultats.....	50
3.6.1.- Régression linéaire.....	50

3.6.2.- Distribution fréquentielle.....	50
3.6.3.- Anova.....	51
Chapitre III : Résultats	52
1.- Reconnaissance des sexes et génitalia	52
2.- Biométrie des stades larvaires.....	53
a- Mensuration des Capsules céphaliques et des longueurs des différents stades de <i>Capnodis tenebrionis</i>	56
2.1.- Comparaison des poids des nymphes.....	60
2.2.- Comparaison des longueurs des nymphes.....	61
2.3.- Comparaison des longueurs des adultes.....	62
2.4.- Comparaison des largeurs des adultes.....	63
2.5.- Comparaison des poids des adultes.....	64
3.- Fluctuation des populations imaginale au niveau de la station durant les années 2008 et 2009.....	65
3.1.- Fluctuation des populations imaginale au niveau des parcelles P1, P2 et P3 durant les années 2008 et 2009.....	67
4.- Fluctuation des populations larvaires au niveau des parcelles	68
5.- Cycle biologique de <i>Capnodis tenebrionis</i>	70
6.- Estimation des dégâts au niveau des parcelles	75
Chapitre IV.- Discussion des résultats.....	78
Conclusion générale.....	82
Références bibliographiques	86
Annexe.....	95

Liste des tableaux

Tableau 1 – L'évolution des superficies en Algérie.....	13
Tableau 2 – Situation arboricole de quelques wilayas et taux d'infestation par le <i>Capnodis tenebrionis</i> L.....	14
Tableau 3 – Les ennemis naturels du Capnode.....	26
Tableau 4 – Plan parcellaire au niveau des zones expérimentales dans la région de l'Arbâa.....	38
Tableau 5 - Plan parcellaire de la première parcelle.....	39
Tableau 6 - Plan parcellaire de la deuxième parcelle.....	40
Tableau 7 - Plan parcellaire de la troisième parcelle.....	41
Tableau 8 – Calendrier des opérations.....	45
Tableau 9 – Le nombre d'arbres arrachés au niveau de la région de l'Arbâa durant les deux années d'échantillonnage (2008/2009).....	49
Tableau 10 – Analyse fréquentielles des longueurs des larves.....	53
Tableau 11 – Caractéristiques biométriques en mm des stades larvaires de <i>Capnodis tenebrionis</i>	55
Tableau 12 – Mensuration des capsules céphaliques de <i>Capnodis tenebrionis</i>	57
Tableau 13 – Mensuration des longueurs en mm des différents stades de <i>Capnodis tenebrionis</i>	57
Tableau 14 – Mensuration des poids en g des nymphes et des adultes.....	58

Tableau 15 – Comparaison des longueurs par Anova.....	62
Tableau 16 – Effectifs dénombrés au niveau des parcelles durant les années 2008 et 2009.....	66
Tableau 17 – Dénombrement des stades larvaires, prenymphes et nymphes au niveau des parcelles.....	72

Liste des figures

Figure 1 – Les stades phénologiques du pêcher.....	6
Figure 2 - Verger de pêcher.....	7
Figure 3 - Les principales zones du Capnode noir des arbres fruitiers à noyaux en Algérie.....	12
Figure 4 - Répartition du Capnode dans le monde	13
Figure 5 - Adulte de <i>Capnodis tenebrionis</i>	16
Figure 6 - Œufs du Capnode.....	16
Figure 7 - Larves du Capnode.....	17
Figure 8 - Nymphes du Capnode.....	18
Figure 9 - Localisation de la partie orientale de la Mitidja.....	31
Figure 10 - Diagramme ombrothérmique de la partie orientale de la Mitidja en 2008 (station Dar El Beida).....	34
Figure 11 - Diagramme ombrothérmique de la partie orientale de la Mitidja en 2009 (station Dar El Beida).....	35
Figure 12 - Situation de la région de la partie orientale dans le Climagramme d'Emberge...	36
Figure 13 - Vue générale de la station de l'Arbâa.....	37
Figure 14 - Vue aérienne des parcelles par google Earth.....	42
Figure 15 - Méthodologie utilisée pour l'étude biométrique.....	47
Figure 16 - Arrachage d'arbres dépéris.....	48

Figure 17- Génitalia de <i>Capnodis tenebrionis</i>	52
Figure 18 Analyse fréquentielle des longueurs des larves.....	53
Figure 19- Analyse fréquentielle des largeurs des capsules céphaliques.....	53
Figure 20- Analyse fréquentielle des longueurs des capsules céphaliques.....	55
Figure 21- Relation entre la longueur et la largeur des prenymphes femelles.....	59
Figure 22- Relation entre la longueur et la largeur des prenymphes mâles.....	59
Figure 23- Comparaison des poids des nymphes.....	60
Figure 24- Comparaison des longueurs des nymphes.....	61
Figure 25- Comparaison des longueurs des adultes.....	62
Figure 26- Comparaison des largeurs des adultes.....	63
Figure 27- Comparaison des poids des adultes.....	64
Figure 28- Fluctuation des populations imaginale au niveau de la station.....	65
Figure 29- Fluctuation de la population imaginaire sur les parcelles.....	68
Figure 30- Cycle biologique du Capnode.....	71
Figure 31- Fluctuation des stades larvaires au niveau de la première parcelle.....	73
Figure 32- Fluctuation des stades larvaires au niveau de la deuxième parcelle.....	73
Figure 33- Fluctuation des stades larvaires au niveau de la troisième parcelle.....	73
Figure 34- Les différents états du Capnode.....	74
Figure 35- Pourcentage d'attaque des adultes au niveau des parcelles.....	76
Figure 36- Estimation des dégâts au niveau des parcelles.....	76
Figure 37- Les symptômes.....	77

Introduction

Introduction

Le pêcher (*Prunus persica*) est probablement, après le pommier et les agrumes, la troisième espèce fruitière cultivée à travers le monde.

Les Etats unis sont aujourd'hui les plus grands producteurs au monde, tant de la pêche que de la nectarine. C'est un secteur caractérisé par une grande diversité de variétés et une adaptation très étendue, due aux efforts de création propre au pêcher et aux nectarines.

Une variété autochtone du pêcher localisée en haute Kabylie, dont le nom est inconnu est multipliée par semis. Elle a été signalée par Tessier en 1920 alors que les variétés américaines auraient été introduites en Algérie depuis 1894, (Chouaki. et al ; 2006).

De lourds dégâts dans le sud de l'Italie, la Sicile et la Sardaigne ont eu lieu depuis le début des années 90 et ont fait ressortir d'importantes conséquences économiques. Compte tenu de ces dangers, l'Union Européenne a inclus *Capnodis tenebrionis* parmi les principaux ravageurs des espèces fruitières du genre *Prunus* et a émis la directive 93/48 de juin 1993, concernant les exigences à respecter pour les matériels de multiplication de plantes fruitières (Marannino et al ; 2008). Les infestations dans les vergers de fruits à noyaux ont des conséquences économiques et peuvent souvent causer la mort des plantes à cause des galeries larvaires dans les racines.

Les pêches sont réceptives à divers insectes ravageurs, et sont sensibles à de nombreux agents pathogènes. Le Capnode est considéré comme l'un des ravageurs les plus menaçants des arbres fruitiers à noyau auquel le pêcher est si sensible. Il devient un grave problème aujourd'hui car les dommages les plus importants sont produits par les larves qui évoluent dans le bois vivant.

L'insecte se caractérise par sa polyphagie qui lui permet de couvrir une aire de répartition très importante touchant ainsi l'hémisphère nord et le bassin méditerranéen. Dans beaucoup de pays couvrant son aire de distribution, il a fait l'objet de beaucoup de recherches notamment au Maroc et en Italie.

En Algérie, les pullulations de ce ravageur ont été signalées depuis fort longtemps dans la Mitidja ou de jeunes plantations de pruniers souffrent particulièrement de ses attaques.

Delassus et al (1932) in Grasse (1976), le signalent comme très répandu et nuisible dans tout le Maroc (y compris la zone espagnole).

Divers auteurs sont d'accord pour le signaler plus fréquemment sur l'Abricotier. En Algérie, la larve a été observée dans le tronc du Néflier du Japon (*Eriobotrya japonica*) par Martin (1932) in Balachowsky (1962). *Capnodis tenebrionis* est aussi signalé au Portugal, aux Baléares, en Corse, sans que ses dégâts aient particulièrement attiré l'attention des entomologistes. Il n'en n'est pas de même en Italie où il fit l'objet de nombreuses observations de la part de divers auteurs, notamment De lillo et al (2007); ont étudié sa biologie, ses symptômes, les dommages et les méthodes de défenses. Sa biologie a été étudiée également par Mokredjsky in Balachowsky (1962) dans la Caucase. Rekk (1932) donne des précisions très intéressantes sur le comportement de cet insecte dans la région de Tiflis (Caucase), cité par Balachowsky et al. (1935).

La biologie de *Capnodis tenebrionis* n'est pas encore connue dans tous ses détails. Les travaux de Del guercio (1930) en Italie et de Rekk (1932) dans la Caucase ont largement étendu les connaissances sur le comportement de cet insecte.

Parmi les travaux classiques sur la biologie de cet insecte il ya lieu de retenir principalement les recherches de Rivnay en Palestine occupée (1944), ainsi que celles accomplies en Afrique du Nord et dans le Midi de la France par des entomologistes français et Marocains, qui ont apporté une contribution fondamentale à l'étude du comportement de *Capnodis tenebrionis*, in (Balachowsky, 1962).

Bien que de nombreuses études ont été menées sur la biologie du Capnode, il reste des aspects qui suscitent l'intérêt, tel que les études sur le comportement et le vol des adultes (Bonsignore et Bellamy, 2007) ainsi que la morphologie des larves nouveau-né et l'effet de l'humidité sur l'éclosion des œufs (Marannino et De lillo, 2007) sans oublier la distribution des adultes dans les cultures (Bonsignore et al ; 2008).

En contrôle biologique, le travail d'Ana morton et al (2008a et b), comprend des études menées pour tester l'efficacité des nématodes entomopathogènes dans la lutte contre *Capnodis tenebrionis* et l'utilisation d'un (Hymenoptera : Braconidae) par Bonsignore et al ; (2008).

Garrido et al ; (1990) ont mené une étude pour mesurer l'efficacité de 45 produits commerciaux afin de contrôler l'adulte.

Mendel et al ; (2003) ont étudié la sélection de l'hôte par l'adulte et sa préférence pour l'alimentation. Youcef (1989) a réalisé une étude sur le comportement nutritionnel et l'appareil digestif des larves de *Capnodis tenebrionis*.

Ces dernières années, peu de travaux sont réalisés en Algérie sur ce ravageur et ce malgré l'augmentation des surfaces cultivées en rosacées à noyaux (Tableau 2).

L'objectif de notre étude est l'actualisation des données sur la bio écologie de ce ravageur, afin de développer les stratégies d'interventions.

Notre contribution se présente par trois parties avec :

- Un premier volet, traitant de la présentation d'une synthèse des données bibliographiques recueillies sur le Capnode et sa plante hôte (le pêcher).
- Un deuxième volet présentera la partie expérimentale utilisée situant le site d'étude, le matériel et des méthodes adoptées.
- Enfin, une présentation des résultats et leurs interprétations.

Chapitre I

Chapitre I : Etat des connaissances sur le pêcher (*Prunus persica* (L) et le ravageur (*Capnodis tenebrionis* (L)).

1- Plante hôte : le pêcher

1-1 Origine du pêcher

Le pêcher est un petit arbre cultivé sur tous les continents, dans les zones à climat tempéré. Il appartient à l'espèce *Prunus persica*. Malgré ce nom persan, cet arbre nous vient des montagnes de Chine et des confins de la Birmanie et de l'Indochine. Le pêcher est parvenu en Europe à l'époque des civilisations helléniques et romaines. L'espèce a gagné le Nouveau-monde à la suite des conquérants espagnols.

Actuellement, l'aire de culture du pêcher se situe entre 25° et 45° de latitude au nord et au sud de l'Equateur. (Gautier, 1988).

1.2.- Caractéristiques de l'espèce

1.2.1.- Classification botanique

D'abord classé dans le genre *Amygdalus* par Linné (1753), le pêcher a été rattaché au genre *Prunus* la première fois par Batsch (1801). Cette dernière affectation est généralement admise de nos jours. Le nom botanique de l'espèce pêcher est donc :

Prunus persica (L.) Barsch

Classe : Dicotylédone

Sous classe : Rosides

Ordre : Rosales

Famille : Rosacées

Sous famille : Prunoides

Genre : *Prunus*

Espèce : *Prunus persica* (Hilaire et al ; 2003)

1.2.2.- Stades phénologiques

Les stades phénologiques décrivent l'évolution des organes fructifères et végétatifs du pêcher, depuis le bourgeon d'hiver jusqu'au fruit. On distingue :

- ✓ Le stade A (bourgeon d'hiver) qui, pour une année normale se situe jusqu'à la fin décembre – début janvier ;
- ✓ Le stade B (bourgeon gonflé) qui se situe en janvier ;
- ✓ Les stades C (calice visible), D (corolle visible) et E (étamines visibles), qui ont lieu entre janvier et mars ;
- ✓ Les stades F (fleur ouverte) et G (chute des pétales) qui se situent de fin février à début avril ;
- ✓ Les stades H (fruit noué) et I (jeune fruit), ce dernier se situant en avril-mai. (Fig. 1)

La connaissance de ces stades phénologiques est particulièrement importante pour distinguer les périodes de sensibilité du pêcher au gel et pour positionner la protection phytosanitaire. (Hilaire et *al* ; 2003).

1.2.3. -Les exigences climatiques du pêcher

Le pêcher est un arbre de climat tempéré chaud et méditerranéen. Par ailleurs, le pêcher a besoin de froid hivernal, mais il se montre sensible aux gelées printanières (Bretaudeau, 1979). Les basses températures sont nécessaires pour lever la dormance des bourgeons, 50% des bourgeons floraux ouverts au stade « C », représente le temps nécessaire pour lever la dormance sous l'action du froid. Les besoins en froid sont différents selon les variétés.

Une fois la levée de dormance accomplie, les bourgeons floraux peuvent se développer sous l'influence des températures élevées. (Basler et *al* ; 1995).

Après la levée de dormance, les bourgeons floraux, dont l'activité cellulaire est débloquée, sont susceptibles de subir des dégâts de gel, si une vague de froid survient. (Gautier, 1987).

Pendant la période active de végétation, le pêcher a besoin de chaleur et d'eau. On estime les besoins en eau à 650-700 mm du printemps à l'automne. Quant ils ne sont pas couverts par les pluies, il faut recouvrir à l'irrigation. (Gautier, 1988).

Le pêcher se plaît dans les sols aérés, perméables, profonds. Les terres compactes, fermées ou calcaires ne lui conviennent pas. Le choix du terrain doit permettre d'éviter deux accidents graves : la chlorose et l'asphyxie radiculaire. (Gautier, 1982a).

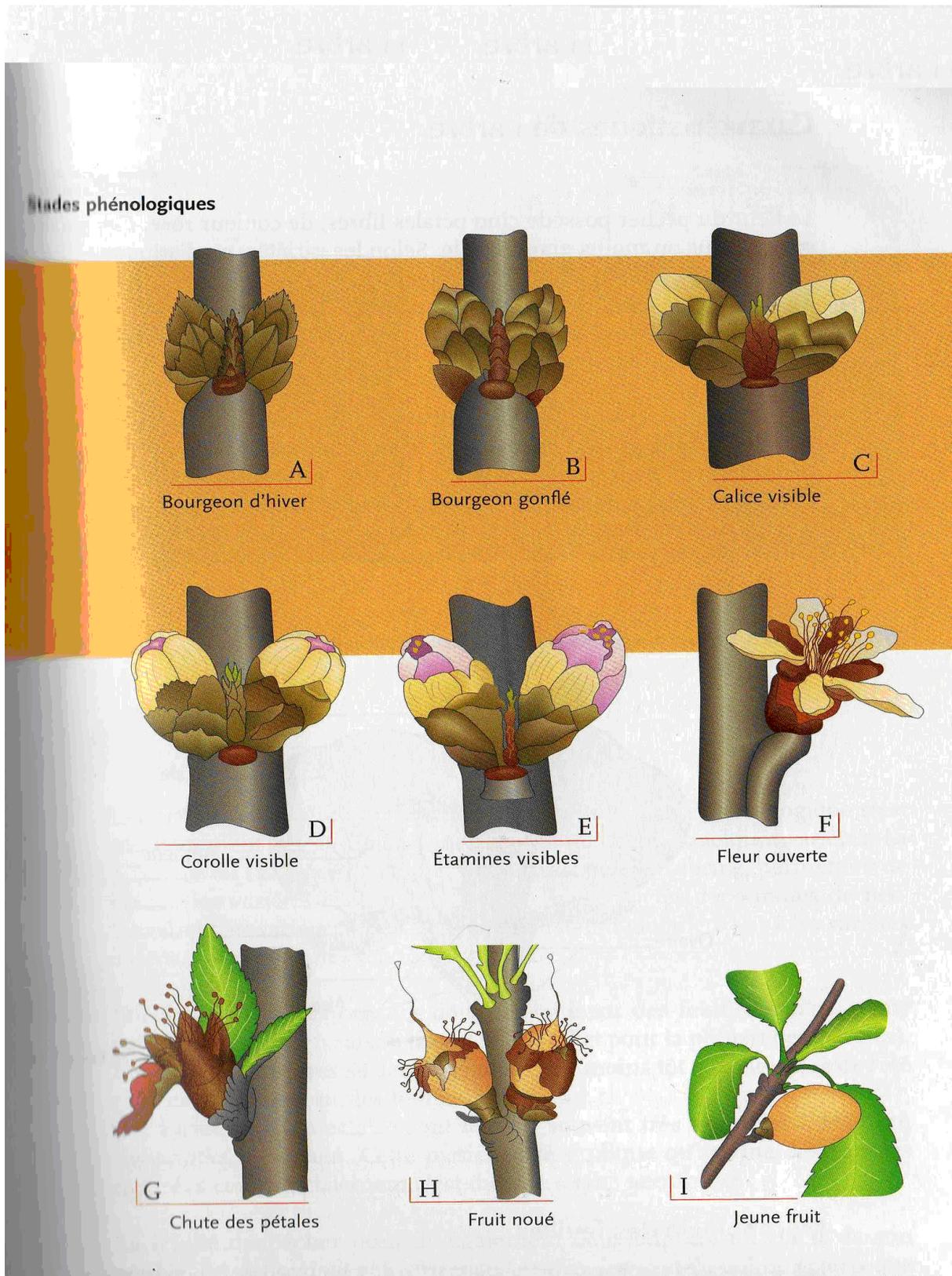


Figure N° 1 : Les stades phénologiques du pêcher (Baggiolini in Hilaire et al ; (2003)



Verger en janvier



Arbre en pleine floraison en mars



Fructification en avril

Figure N° 2 : Verger de Pêcher (Originale, 2009)

1.2.4.- Les techniques culturales

a.- La conduite et la taille

Le pêcher est cultivé généralement en système semi extensif ou semi intensif. Depuis quelques années, certains arboriculteurs adoptent le système intensif.

La fructification peut être obtenue par deux méthodes de taille :

- La taille longue des rameaux mixtes ;
- La taille en crochet

La taille d'hiver, de fructification se pratique assez tard en saison, vers le mois de février. Les opérations d'été viennent en complément de la taille d'hiver. (Bretaudeau *et al* ; 1992).

b.- L'éclaircissage des fruits

Le pêcher est une espèce très fertile, l'éclaircissage devient une nécessité si l'on veut obtenir des pêcher ayant un calibre commercial. L'éclaircissage peut être manuel ou chimique. (Hilaire *et al* ; 1994).

c.- L'entretien du sol, le désherbage

Le pêcher se montre extrêmement sensible à la concurrence des mauvaises herbes. Il est donc nécessaire de maintenir le pied des arbres propre. Même dans les vergers enherbés, la ligne et le pourtour des arbres seront désherbés soit par des façons culturales, soit par l'emploi des herbicides.

Le désherbage chimique doit être entrepris avec prudence, car le pêcher se montre sensible aux intoxications par les herbicides. (Gautier, 1988).

d.- La fertilisation et l'irrigation

L'azote reste un élément important de la production du pêcher. Les quantités appliquées peuvent varier de 50 à 250 unités par hectare. Une dose annuelle de 100 à 150 unités par hectare paraît raisonnable.

Le pêcher se montre peu exigeant en acide phosphorique. En fumure annuelle d'entretien on peut se contenter de 50 unités à l'hectare.

Le pêcher manifeste des besoins élevés en potasse. (Gautier, 1987).

L'irrigation s'avère la plus nécessaire pendant la période allant du durcissement du noyau à la récolte. Néanmoins, après la récolte et jusqu'en octobre, le pêcher continue à consommer de l'eau. (Gautier, 1976).

1.3.-Maladies et Ravageurs du pêcher

1.3.1. Les maladies

a/ Cloque: La maladie éclate toujours au départ de la végétation. Dès l'apparition des feuilles, elle se développe en provoquant la déformation des tissus foliaires. Les feuilles attaquées se boursouflent en prenant une coloration blanc-jaunâtre au début et puis rougeâtre. Elles finissent par se dessécher. Les jeunes pousses atteintes sont aussi tordues et déformées et les fruits sont boursoufflés et décolorés.

b/ Oïdium: L'attaque se caractérise par l'apparition de taches blanches aussi bien sur feuilles, jeunes pousses et sur fruit. La maladie apparaît plus tardivement que la cloque. (Mamouni. 2006)

c/ Maladie criblée: L'attaque de ce champignon se présente sous forme de petites tâches rosées qui se dessèchent, se détachent du limbe et tombent. La feuille devient criblée de trous, d'où le nom de la maladie. Sur les rameaux, les tâches brunes persistent pendant le repos végétatif et forment des chancres d'où s'écoule de la gomme. Le champignon attaque aussi les bourgeons axillaires qui ne débourent pas au printemps. La floraison et la fructification sont compromises. Les fruits sont également attaqués (Skiredj et al ; 2007).

1.3.2. Ravageurs du pêcher

1.3.2.1. Acariens

Plusieurs espèces d'acariens attaquent le pêcher et causent des dégâts économiquement importants. Ces dégâts se manifestent par un aspect grisâtre des feuilles qui peuvent tomber prématurément. (Comtois. 2007)

1.3.2.2. Les insectes

a/ Pucerons: Plusieurs pucerons se rencontrent sur cette culture dont le plus important est le puceron vert du pêcher (*Myzus persicae* SULZER). Cet aphide éclot en général précocement. Pour le combattre, on se heurte à certaines difficultés après la feuillaison (feuilles déformées). (Hulle M. et al ; 1998)

b/ Zeuzère et Cossus (chenilles ronges-bois): Le cycle évolutif est d'une année pour la Zeuzère (*Zeuzera pyrina* L.) et de deux années pour Cossus (*Cossus cossus* L.). Tous les deux hivernent sous forme de chenilles adultes dans des galeries. La zeuzère s'attaque aux rameaux, branches et parfois même au tronc. Ses galeries s'observent sous l'écorce puis dans le bois et débouchent, à l'extérieur, par des orifices entourés de sciure rougeâtre. Quant au Cossus, on le trouve surtout dans les charpentières et le tronc. (Mamouni. 2006)

Ces deux espèces possèdent une longue période de vol des adultes allant de mai à août. Les œufs sont déposés sur les différentes parties de l'arbre.

c/ La cétoine: (*Cetonia aurata* Linnaeus) Un coléoptère jaunâtre qui devient de plus en plus fréquent dans les vergers des rosacées au moment de la floraison. Il dévore complètement l'intérieur de la fleur. (Mamouni. 2006)

d/ Mouche des fruits "la cératite": (*Ceratitis capitata* Wiedemann)

Cette mouche qui est aussi très polyphage apparaît dans les vergers de pêcher en début d'été. Elle pond sur les fruits. Les asticots vont par la suite s'enfoncer dans la pulpe où ils provoquent une rapide pourriture. Les fruits ainsi attaqués tombent. (Salah. et al ; 2004)

e/ Capnode: Les larves de ce ravageur très polyphage s'attaquent à la partie souterraine des rosacées à noyau. Les arbres attaqués s'affaiblissent et finissent par se dessécher complètement. Le dégagement de la base du tronc montre, au niveau des grosses racines ou au collet, des excréments brun-rougeâtres émises des galeries creusées par les larves. La durée du stade larvaire atteint une année. L'espèce passe l'hiver sous sa forme adulte dans différents abris. Au printemps, l'adulte ronge les feuilles et l'écorce des jeunes rameaux. Les œufs sont déposés par la femelle au niveau du collet et sur le sol dans un rayon de 1 à 1,5 m autour du tronc. (Benazoun. 2001).

2- Le ravageur : *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus, 1767)

2-1 Sa répartition géographique

2-1-1 Dans le monde

Le capnode est un insecte originaire de la méditerranée où il provoque des dégâts importants et la mortalité de nombreux arbres fruitiers et sauvages de la famille des rosacées (abricotier, pêcher, prunier, cerisier et amandier).

Il se répartit sur une large aire géographique qui s'étend de l'Afrique du Nord jusqu'à l'Europe Centrale, Australe, Orientale et les régions adjacentes à la Mer Noire et la Mer Caspienne (Martinez del Altube et al ; 2007).

Il a été trouvé principalement dans le sud de l'Europe et de la Méditerranée (Fig. 4), mais sa présence a été aussi signalée dans les régions de l'Europe continentale (Bavière, l'Ukraine et la France) (Balachowsky, 1962). Plusieurs auteurs ont indiqué la présence de cet insecte en Espagne par Garrido, (1984), Sanchez-Capuchino et al ; (1987) et Dominguez, (1976), au Portugal par Cobos, (1986), en Italie par Viggiani, (1991) ; Colasurdo et al ; (1997) et Laccone, (1998), en France par Besson, (1951), au Maroc par Perret et Berger, (1949), Chrestian, (1955); Hmimina et al ; (1988) et Mahhou et Dennis, (1992), en Palestine occupée par Ben-Yehuda et Mendel, (1997), en Algérie par Gairaud et Besson, (1950a), Martin (1951), en Turquie par Tezcan, (1995); en Iran par CNAR et al, (2004), au Liban et en Tunisie par Balachowsky, (1962).

Les étés chauds favorisent son installation dans le sud-est de la France (Lichou et al ; 2009).

D'après Thery (1928), cet insecte est abondamment réparti dans tout le bassin méditerranéen, de l'Espagne à la Palestine.

Au Maroc, il pénètre dans la Meseta occidentale atlantique qu'il affleure dans le Nord (Kenitra) alors qu'il est très nuisible dans le Riff et la région de Fès et Meknès on le trouve également à Marrakech et à El Kalaa des Sraghnaas (Garrido, 1986).

2-1-2 En Algérie

Ce Bupreste cause également de gros dégâts en Algérie. Aux environs d'Alger, des ravages importants ont été signalés depuis fort longtemps dans la Mitidja, (Martin et al 1998) où de jeunes plantations de Pruniers japonais souffrent particulièrement de ses attaques.

Sa présence en Algérie est signalée sur toute l'étendue de la Mitidja, Médéa, Tizi Ouzou, Miliana, M'sila, Batna, Guelma, Bejaïa et Tlemcen (Fig. 3).

Son aire de répartition coïncide avec celle de sa plante hôte, il se trouve dans toutes les régions de cultures fruitières. Cependant, une enquête réalisée au niveau des wilayas de Blida, Médéa, Bouira, Boumerdes et Tipaza par l'I.N.P.V, a révélé que dans les wilayas du centre, le pourcentage d'infestation est le suivant :

30,76% d'abricotiers sont infestés

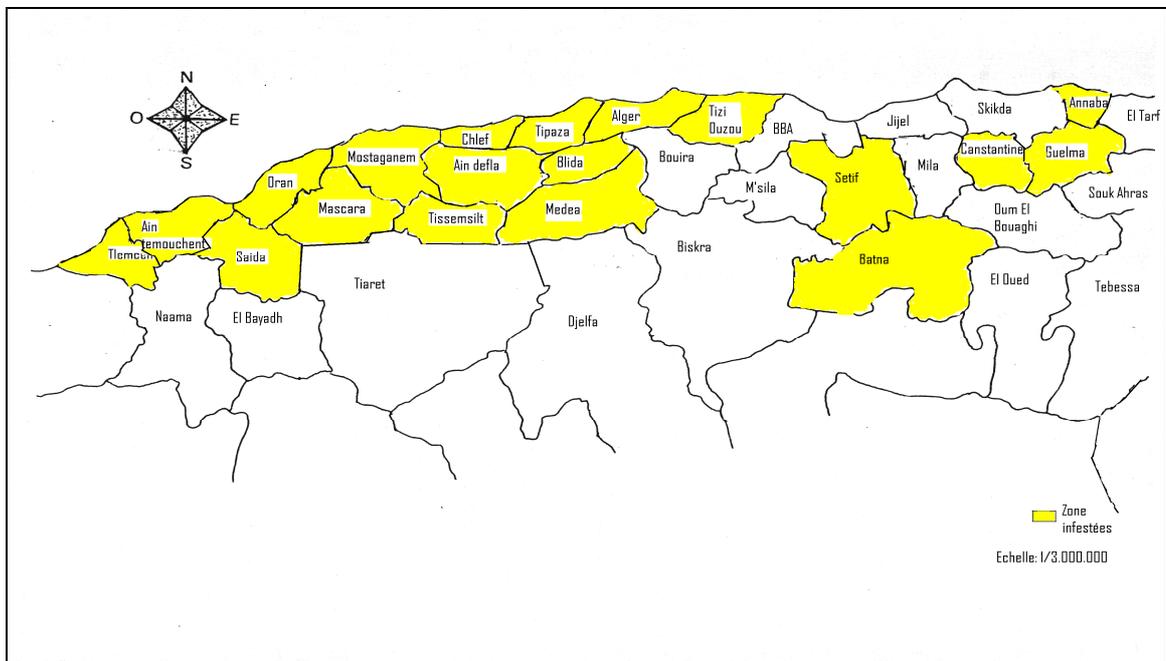
08,17% de pêchers sont infestés

31,18% de pruniers sont infestés

44,97% de cerisiers sont infestés

05,82% d'amandiers sont infestés

Ce sont, l'abricotier, le cerisier et le prunier qui sont le plus infestés (Tableau 2).



INPV. 2004

Figure N° 3: Les principales zones du Capnode noir des arbres fruitiers à noyaux en Algérie.

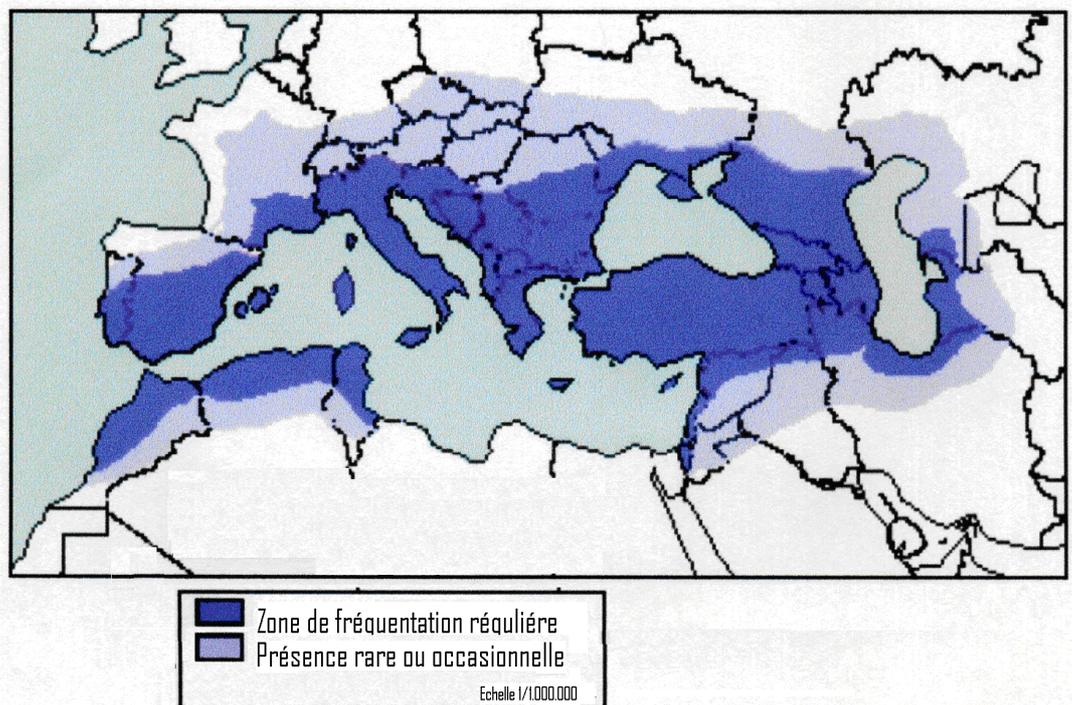


Figure N° 4 : Répartition du Capnode dans le monde (Malgon 1989).

Tableau 1 : L'évolution des superficies en Algérie (Statistique agricole)

Années	Superficie (ha)		Production (qx)
	Complantée	En rapport	
1998	11720	9590	451530
1999	11770	10000	609110
2000	12150	9930	591400
2001	14550	10840	576740
2002	15760	10750	657670
2003	18770	11500	739630
2004	22042	12368	804620
2005	23153	13619	950590
2006	26161	15913	1175040

Tableau 2 : Situation arboricole de quelques wilaya et taux d'infestation par le *Capnodis tenebrionis* L. (Anonyme, 1984)

Wilaya Nature verger	du	Blida (ha)	Bouira (ha)	Boumerdes (ha)	Medea (ha)	Tipaza (ha)	Total (ha)	Taux d'infestation %
Abricotier	A	/	486	273.52	27	43.11	829.63	30.76%
	B	/	82	125.23	22	26	255.23	
	C	/	1979	1979	76-77	1983	/	
Pêcher	A	956,78	57.5	115.27	6	38.27	1173.2	8.17%
	B	33	16	14	5	28.27	96	
	C	1982	1980	1979	79-80	1982	/	
Prunier	A	50,60	123,35	80.4	59.5	113.76	427.07	31.18%
	B	12,08	12,5	22.69	53	32.18	133.17	
	C	1984	1974	76-77	76-77	1982	/	
Cerisier	A	/	79	/	150	/	225	44.97%
	B	/	20	/	83	/	103	
	C	/	1979	/	1978	/	/	
Amandier	A	/	248.5	/	14	/	601	5.82%
	B	/	13	/	2	/	35	
	C	/	1979	/	1981	/	/	

ABREVIATION : A- Superficies existantes par espèces
 B- Superficies attaqués par espèce
 C- Date de la première année d'installation.

2.2.- Position systématique.

Le capnode noir des rosacées tire son nom de l'appellation scientifique *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus, 1767), connu sous le nom populaire de « Capnode » appelé tête plate, ver à grosse tête, surnommée également « Scintillante jolie » en anglais Peach Flatheaded Rootborer, et en espagnole Gusano gabezudo

Il appartient à ;

- Embranchement des Arthropodes
- Sous embranchement des Antennates
- Classe des Insectes
- Sous classe des Pterygotes
- Section des Neoptères
- Sous section des Neoptères endopterygotes
- Super ordre des Coleoptéroïdes
- Ordre des Coleoptères
- Sous ordre des Polyphaga
- Super famille des Daxilloïdes
- Famille des Buprestides
- Tribu des Psilopterines
- Genre *Capnodis*
- Espèce ; *Capnodis tenebrionis* L. (Perrier, 1932).

2.3.- Description sommaire

2.3.1.- L'adulte

C'est un Bupreste de très grande taille, un des plus grands de notre faune, remarquable par la dureté de ses élytres. Sa taille oscille entre 15 et 27 mm. Il se reconnaît immédiatement à sa couleur uniforme, noire et terne. Sa tête est large enfoncée dans le thorax, laissant apercevoir les yeux de couleur brune et de forme elliptique. Les antennes de onze articles sont serriformes, plus longues que la tête et repliées sous le corselet dans la position de repos. (Balachowsky et al ; 1935).

Dans la Mitidja la sortie des adultes commence au début d'avril et augmente chaque jour davantage au fur et à mesure que la saison s'avance (Balachowsky, 1962).

Dés leur sortie, ils entrent dans une période d'alimentation dont la durée n'a pas été précisée. L'apparition des adultes n'est pas simultanée mais échelonnée sur plusieurs mois.

Selon Chrestian, (1955), cet insecte présente un dimorphisme sexuel très marqué, chez le mâle. Le dernier sternite abdominal est tronqué à l'extrémité tandis que chez la femelle, il est plus effilé et nettement arrondi.



Figure N° 5 : Adulte de *Capnodis tenebrionis*
(Originale, 2009)

2.3.2.- L'œuf



Figure N° 6 : Œufs du capnode

DE LILLO et al ; (2007)

L'œuf a une forme elliptique, légèrement ovale. Il est blanc, opaque, d'aspect laiteux, et mesure 1 mm de large sur 1,5 mm de long et pèse 0,632 mg (Rivnay, 1944).

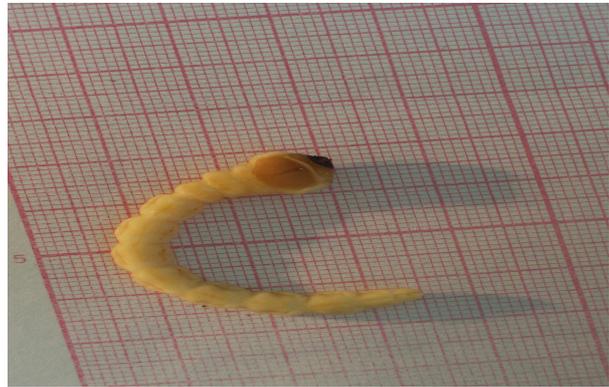
Il durcit rapidement à l'air et se trouve fréquemment déformé par le substratum sur lequel il est déposé (fissures des écorces, crevasses du sol, ...). Il peut prendre alors un aspect lenticulaire ou aplati. Il est souvent enrobé de petits graviers ou de sable adhérant au chorion, ce qui le rend difficile à percevoir (Balachowsky, 1962).

Selon Venet (1951), l'œuf à 2 enveloppes : une externe (le chorion) épaisse, dure et opaque ; une autre interne, c'est la membrane vitelline mince, souple et légèrement translucide.

2.3.3.- La larve



Larve néonate (3,5 mm)



Larve du 4^{ème} stade



Pronotum



Mandibules

Figure N° 7 : Larves du capnode

(Originale. 2009)

Au moment de l'éclosion, la larve néonate mesure environ 0,35 cm, elle a sensiblement le même aspect que la larve âgée.

Le seul caractère distinctif de cette dernière est la présence sur le corps des pinceaux de longs poils locomoteurs latéraux et caudaux lui permettant d'avancer dans le sol dans une position latérale. Cette structure disparaît dès le 2^{ème} stade larvaire (Balachowsky, 1962).

A son complet développement, la larve atteint 6 à 7 cm (Fig. 7). Elle est de couleur blanche, molle, apode, avec la tête profondément encastrée dans le prothorax, laissant apercevoir deux fortes mandibules noires constamment ouvertes et prêtes à mordre. Le prothorax, très dilaté, est fortement chitinisé, sa cuticule est lisse, légèrement enfumée. Les segments abdominaux sont étroits, rectangulaires, allongés, plats, disposés en chaînette comme ceux d'un petit ténia (Grasse, 1949).

D'après Gouguenheim et *al*, (1950), la tête porte deux sillons jaunâtres : l'un en forme de « I » sur la face ventrale, l'autre en forme de « V » sur la face dorsale.

L'abdomen comprend 9 segments disposés en chancres, aplatis dorso-ventralement. La dilatation du thorax a valu à la larve du capnode le nom de larve « Marteau » (Balachowsky, 1962).

2.3.4.- La nymphe



Figure N° 8 : Nymphes

(Originale, 2009)

Au terme de sa croissance, la larve se nymphose et passe par deux stades distincts, celui de la prénymphe qui dure en moyenne 13 jours, puis de la nymphe qui est de 20 à 25 jours (Balachowsky, 1962) (Fig. 8).

La prénymphe se fait progressivement par un raccourcissement net de la larve qui s'épaissit et devient de couleur jaune cireux (Chrestian, 1955). Elle mesure alors 2 à 3 cm, et les ébauches des pattes apparaissent. Le passage de la prénymphe à la nymphe est très rapide et s'accomplirait toujours en une nuit (Chrestian, 1952).

La nymphose se fait dans une véritable coque nymphale ovale sculptée dans le bois dont l'intérieur est lisse.

2.4.- Cycle de développement

La durée du développement larvaire est fortement influencée par les conditions thermiques ; selon Sekkat et Hmimina (1989), cette durée est de 8 mois et 10 jours à 28°C et de 13 mois à 25°C.

Les premiers adultes apparaissent vers le début du mois de mai sur le littoral Algérien. Dès leur sortie, ils entrent dans une période d'alimentation dont la durée n'est pas encore précisée.

L'apparition des adultes n'est pas simultanée mais échelonnée sur plusieurs mois. Le cycle complet est annuel ou bisannuel en Algérie (Gairaud et Besson, 1950) et au Maroc (Chrestian, 1952), suivant que la ponte est faite précocement ou tardivement.

2.4.1.- Vie adulte :

Selon Chrestian, (1955), *Capnodis tenebrionis* L. est représenté par des adultes appartenant à 2 générations des adultes nouvellement éclos et des adultes éclos l'année précédente et ayant hiverné.

2.4.1.1.- Les adultes nouvellement éclos :

a/- Epoque et fréquence des sorties :

Les sorties des adultes nouvellement éclos ont lieu du 22 juillet au 8 août dans la Mitidja (Gairaud et Besson, 1950). Cependant, au Maroc selon Tajnari (1984), les sorties d'adultes s'échelonnent entre la mi-juillet à la première décade de septembre et les plus importantes ont lieu entre la mi-juillet et la mi-août.

Le jour de leur sortie, les adultes ne s'alimentent pas. Ils sont totalement dépourvus de réserves graisseuses, leur voracité est ensuite très grande et c'est en août que les dégâts dus aux adultes sont les plus importants (Gairaud et Besson, 1950).

b/- Longévité :

En Algérie la longévité des adultes est très courte, 1 à 4 mois (adultes mourant avant l'hibernation), ou supérieure à 16 mois (adultes mourant au cours de la deuxième hibernation). Elle est en moyenne de 11 à 13 mois (Gairaud et Besson, 1950), alors qu'au Maroc, d'après Tajnari (1984), la mortalité des adultes avant l'hibernation était faible, sur 94 mâles et 91 femelles, 22 individus sont trouvés morts à partir de la mi-juillet au début d'octobre 1983, soit 12% de mortalité, en 1984, sur 88 individus, il a enregistré 16 morts lors des mois d'août et septembre, soit 18% de mortalité.

D'après David'yan, (2009) la plupart des adultes meurent plutôt en automne, après la ponte, elle affecte beaucoup plus les mâles que les femelles.

2.4.1.2.- Les adultes hibernants.

Dés la fin du mois de septembre, les adultes éclos au cours de l'été commencent à constituer les réserves graisseuses. (Tajnari, 1984).

Les réserves sont très importantes à la fin du mois de novembre et sont destinées à assurer l'hibernation. Pendant tout l'hiver les capnodes se tiennent au sol, cachés sous divers abris naturels, ils n'en sortent qu'aux heures les plus chaudes des journées les plus ensoleillées mais les sorties restent rares.

Dans la Mitidja, la sortie des adultes commencent au début d'Avril (Gairaud et Besson, 1950). Au Maroc, dans la province de Marrakech l'émergence débute vers la mi-février, au départ végétatif des arbres fruitiers à noyaux.

Selon Tajnari (1984), l'émergence n'est pas définitive mais fluctuante et est liée aux conditions climatiques. Plus les jours, sont chauds et ensoleillés plus l'émergence est importante.

La reprise d'activité est conditionnée par les températures diurnes et par l'intensité de l'ensoleillement (Chrestian, 1955).

D'après Balachowsky (1962), l'activité des adultes est nulle au dessous de 15°C, très faible entre 15°C et 20°C. C'est seulement à partir de 25°C et durant les heures chaudes et ensoleillée que l'activité de l'insecte est à son maximum, l'émergence des adultes s'arrête également autour de 40°C à 42°C

2.4.2.- Accouplement et ponte.

a/- Accouplement :

D'après Balachowsky et Mesnil (1935), l'accouplement ne s'observe guère avant le mois de juillet, il s'effectue en plein jour sur les rameaux des différents arbres fruitiers à noyaux et la durée de copulation est comprise généralement entre 3 et 6 minutes.

b/- Ponte :

b1/ Processus de la ponte :

La femelle du capnode recherche parfois le contact de l'arbre pour effectuer sa ponte. Elle court en tout sens, elle se retourne de bout en bout, recule et sort son oviscapte qu'elle introduit dans la terre en prenant appui sur le tronc préalablement contacté (Feron, 1949).

b2/ Localisation de la ponte :

La connaissance de la localisation de la ponte sur les arbres, a une grande importance pratique car elle permet d'orienter la lutte chimique contre les larves néonates, la ponte s'effectue généralement dans des fissures du sol sec, sous les portes greffes, à quelque centimètres du sol (Benyehuda et *al.* 2000). Balachowsky (1962). Guessous (1950), considère que le 1/10^{ème} des œufs sont pondus sur l'arbre par rapport à ceux déposés sur le sol, il a trouvé des œufs jusqu'à 40 cm du tronc.

b3/ Influence des conditions externes sur la ponte :

La ponte ne se produit qu'à partir de 26°C avec un optimum qui se situe entre 28°C et 34°C. Au dessus de 36°C, elle subit une diminution très sensible. Au delà de 40°C, elle est nulle. D'importantes pontes avec des états hygrométriques de 25 et 75% ont été observées (Gairaud et Besson, 1950).

La ponte n'a lieu que le jour, elle s'arrête au coucher du soleil, même si la température reste supérieure à 26°C (Malagon *et al.* 1988).

2.4.3.- Fécondité des femelles du capnode :

Le comptage des œufs du capnode en conditions naturelles est extrêmement difficile à effectuer. Les œufs blancs et sphériques à la ponte, s'enrobent de débris au contact du sol ce qui les rend invisibles. Pour évaluer la fécondité du capnode, Hmimina *et al.* (1988), ont notés que la ponte s'échelonne sur 2 mois environ et que le nombre d'œufs pondus par femelle est très variable. En moyenne, de 151 œufs par femelle élevés à 35°C. D'après De lillo *et al.* (2007), le taux moyen de fécondité par femelle était similaire pour les années 1996 et 1997 (environ 320 oeufs) ; et en 1998 elle était plus élevée (environ 550 œufs). Les femelles peuvent pondre plus de 1000 œufs (Gindin *et al.* 2009).

2.4.4.- Développement embryonnaire :

La durée de l'incubation varie de 11 jours à une température moyenne de 27,5°C à 25 jours à la température de 21°C (Bonnemaison, 1962).

Tajnari, (1984), précise que cette durée est fonction de la température et peut varier de 9 à une température de 30°C à 15 jours à une température de 20°C.

2.4.5.- Stades larvaires.

La larve passe par 4 stades bien caractérisés avant de se nymphoser. A partir du 4ème stade, de beaucoup le plus long, la croissance de la larve est très rapide et sa voracité intense. L'évolution larvaire totale peut s'échelonner sur 1 ou 2 ans. Martin in Balachowsky, (1962) a précisé la durée des différents stades larvaires dans la Mitidja (Algérie) qui sont les suivants :

Stade 1 = 6 à 15 jours.

Stade 2 = 9 à 24 jours.

Stade 3 = 11 à 32 jours.

Stade 4 = 10 mois au minimum.

Les recherches de (Chrestian, 1952) ont démontré sur toute une série d'expérience que la totalité du stade larvaire s'échelonne entre 11 mois et 23 mois. A ce délai il convient d'ajouter 13 à 15 jours pour la prenymphose et 35 jours pour la nymphose.

2.4.5.1.- La larve avant la pénétration :

La larve néonate est active dès son éclosion, elle cherche à s'enfoncer dans le sol et à gagner sa plante hôte. Elle n'est pas susceptible de gagner une racine située à une distance supérieure à 20 cm du lieu d'éclosion.

Selon Balachowsky, (1962), la larve n'ayant pas pris de nourriture, perd la faculté de se diriger vers le collet après 24 heures.

2.4.5.2.- La larve après la pénétration :

Bleton et Fieuzet, (1942) précisent que les larves du capnode évoluent dans les tissus situés au niveau du collet et des racines assez fines de 1 à 5 cm de diamètre.

D'après Bonnemaïson (1962), les larves du capnode creusent des galeries sinueuses, très larges qu'elles bourrent d'une fine sciure.

Les larves s'alimentent principalement de la couche sous corticale et passent par quatre stades avant de se nymphoser.

Tajnari, (1984), précise que les larves élevées depuis l'été 1982 ne sont pas toutes nymphosées en 1983 et doivent attendre l'été 1984 avant de se nymphoser. Il y'a donc deux durées différentes de la vie larvaire et que ces durées sont de 9 à 11 mois et de 21 à 23 mois.

2.4.6.- Nymphose

Selon Chrestian (1955), arrivée au terme de son développement, la larve remonte au collet de l'arbre et même un peu au dessus. A ce moment, la larve creuse et aménage une loge sous l'écorce comparable à un petit nid dont les parois sont tapissées d'un feutrage de fibre de bois. Au début, la larve du capnode passe par un stade transitoire dit de prénymphose. Elle subit alors un raccourcissement et un léger épaissement de l'abdomen et elle ne mesure que 2 à 3cm. A la suite de cette prénympe qui dure 10 à 20 jours, apparaît brusquement en quelques heures, la nymphe proprement dite d'aspect préfigurant celui de l'adulte ; 40 jours plus tard, l'adulte est formé (Chrestian, 1955).

D'après Gairaud et Besson, (1950), la métamorphose des nymphes dans la Mitidja, débute à la mi-juin et se termine en août et mi-septembre.

2.5. Importance des dégâts.

Les adultes (mâle et femelle) durant leur période d'alimentation, défeuillent parfois partiellement les arbres en dévorant surtout le pétiole, détruisant les bourgeons et décortiquant en surface les pousses tendres à peine aoûtées ou faiblement lignifiées (Balachowsky, 1962).

L'attaque a lieu généralement le matin, car dans l'après midi l'adulte descend sur le tronc ou à la surface du sol la plus exposée au soleil (Feron, 1950). Ces dégâts imputables aux adultes ont lieu en général durant la période printanière qui précède la reproduction.

D'après Sekkat et Hmimina, (1989), les vies larvaires et nymphales du capnode ont lieu sous l'écorce des racines et du collet des arbres fruitiers à noyau. Les larves creusent des galeries sinueuses ascendantes ou descendantes dans le bois des arbres mal plantés et mal entretenus et se montrent très nuisibles. Ce sont les larves qui causent des dégâts considérables du fait que sa durée s'étale sur plus de 12 mois. Elle affaiblit progressivement l'arbre au fur et à mesure que leur taux d'infestation augmente sur les racines et le collet (Bonsignore et al ; 2008).

Les dégâts se traduisent généralement par une fanaison anormale du feuillage, des exsudations gommeuses sur le tronc et les branches et dans les cas extrêmes par le dépérissement de l'arbre.

Les arbres bien entretenus et âgés paraissent supporter mieux les dégâts dus aux larves, alors que les jeunes sujets de 2 à 5 ans, se dessèchent rapidement.

Les cultures biens équilibrées et suffisamment irriguées en été, résistent aux attaques d'autant plus que les œufs et les jeunes larves du premier stade sont très sensibles à l'humidité du sol (Marannino et De lillo, 2007).

En pépinière, les plants ne sont pas épargnés par le capnode, et dans ce cas l'homme constitue l'agent le plus actif de la dispersion du ravageur en transportant d'une région à une autre des plants infestés.

Selon Garrido, (1986), les arbres attaqués par le capnode deviennent très sensibles aux attaques des coléoptères du genre *Scolytus* qui creusent des galeries au niveau du tronc et les rameaux en produisant une grande quantité de résine qui induit la mort définitive de l'arbre.

2.6. Plantes hôtes

Le Capnode vit comme adulte et comme larve surtout aux dépens des arbres fruitiers à noyau, plus précisément, par ordre de préférence, sur : Abricotier, Pêcher, Prunier, Cerisier, Prunelier, Amandier, et même dans les fruits à pépins. Il n'affecte pas les oliviers, les figuiers et les agrumes.

2.7. Milieu de vie

a/ Dans le sol

La ponte est faite parfois dans le sol à une profondeur de 5 à 20 mm et jusque dans un rayon de 0,5m autour de la base de l'arbre

Les jeunes larves cheminent dans le sol et pénètrent rapidement dans le tronc ou les racines à une profondeur de 0 à 15 cm (Bonnemaison, 1962).

b/ Sous l'écorce

Les œufs peuvent être déposés au niveau des fissures des écorces. Les larves se trouvent sous l'écorce, profondément encastrées dans le bois où elles creusent des galeries sinueuses, très larges, à fond plat à pourtour arrondi, bourrées d'une sciure très fine et très serrée disposée en bourrelets compacts (Grasse, 1976).

En règle générale, la larve se nourrit de la couche interne de l'écorce et du cambium jusqu'au niveau du bois.

c/ Sur les feuilles

Les adultes sont phytophages et très actifs par temps ensoleillé. Ils rongent le pétiole des feuilles des arbres à noyau ainsi que l'écorce des jeunes rameaux.

2.8. Ennemis naturels

2.8.1. Insectes

Les ennemis naturels du Capnode appartiennent principalement aux ordres des Hyménoptères et des Diptères (Bonsignore et *al* ; 2008). Les plus intéressants sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 3 - Les ennemis naturels du Capnode

Espèces	Ordres	Familles
<i>Pheidole pallidula</i>	Hymenoptera	Formicidae (Nylandre, 1849)
<i>Avetianella capnodiobia</i>	Hymenoptera	Encyrtidae (Trjapitzin, 1968)
<i>Sclerodermus cereicollis</i>	Hymenoptera	Bethylidae (Kieffer, 1904)
<i>Billaea adelpha</i>	Diptera	Tachinidae (Loew, 1873)
<i>Billaea subrotundata</i>	Diptera	Tachinidae (Rondani, 1862)
<i>Sarcophila latifrons</i>	Diptera	Sarcophagidae (Fallen, 1817)

2.8-2. Parasitoides

Un parasitoïde appartenant à la famille des Braconidae de l'ordre des Hyménoptères a été signalé sur les larves dans les vergers d'abricots et de pruniers au sud de la Sicile (Italie) : il s'agit d'un ectoparasitoïde appelé *Spathius erythrocephalus* wesmael, 1838 dont les larves sont grégaires et ectophage qui s'attaquent surtout aux larves matures ayant une longueur qui oscille entre 4 à 6 cm. Cet ectoparasite est capable de rechercher et d'accueillir les larves dans le sol jusqu'à une profondeur de 20 cm (Bonsignore et *al* ; 2008).

2.8.3. Entomopathogènes

Il existe, quelques interventions directes biologiques basées sur les Nématodes entomopathogènes et des champignons entomopathogènes.

Le nématode *Steinernema carpocapsae* se déplace dans l'eau interstitielle du sol et cherche activement les larves hôtes. Après avoir localisé la larve de l'insecte, le nématode envahit son corps par les entrées naturelles et y injecte une certaine quantité de bactéries comme *Xhenorhabdus* sp. Les bactéries se développent et la larve meurt par septicémie. Dans les conditions optimales, les larves mettent 12 à 24 heures pour mourir la mortalité dépendre des températures ambiantes. (Morton et *al* ; 2008b).

Beauveria bassiana (Balsamo) champignon qui appartient à la classe des Hyphomycètes, est utilisé comme pesticide pour tuer ou contrôler les populations des insectes ravageurs.

Beauveria bassiana est un champignon cosmopolite qui croît dans les sols et provoque des maladies chez divers insectes, ils sont attaqués au stade larvaire ou adulte. La maladie causée par le champignon est la « Muscardine blanche ». Lorsque les spores entrent en contact avec le corps de l'hôte, elles germent sur celui-ci et pénètrent l'intérieur du corps, tuant finalement l'insecte en utilisant comme source de nourriture une moisissure blanche se développant sur la cadavre et produit de nouvelles spores. L'insecte contaminé véhicule le champignon lors de son déplacement jusqu'à sa mort. (Garcia del pino et al ; 2005)

2.9. Moyens de lutte

Les galeries creusées par les larves s'approfondissent dans les tissus conducteurs de la sève ascendante, provoquant ainsi de véritables interruptions des vaisseaux et donc le dessèchement de la plante entière (Besson, 1951).

2.9.1. Lutte chimique

Les adultes sont connus pour être résistants aux insecticides. Les esters phosphoriques (Diazinone, Clorpirifos, Metidathion, Fenthion) sont efficaces, mais leur emploi doit être prudent afin d'éviter le risque de résidus toxiques sur le produit et des pullulations éventuelles d'araignées rouges (Tetranyques).

Les adultes peuvent être combattus par des traitements foliaires à base de deux produits qui se sont avérés assez efficaces :

Le Mésurol (principe actif : Méthiocarb) à raison de 200 g/hl a montré un pouvoir réducteur de 100% en pépinière. Il présente, cependant, une toxicité importante et par conséquent, son emploi au plein champ doit être pesé soigneusement (à éviter surtout pendant la floraison et à proximité de la récolte). Les traitements devraient être exécutés en été de juin à septembre, à un intervalle d'environ 1 mois l'un de l'autre vu la persistance de ce produit (21 jours). Le Mésurol a aussi une activité acaricide assez importante.

Le Décis (principe actif : Deltamétrine) à raison de 75 ml/hl a montré un pouvoir réducteur de 50 à 60 % en pépinière. Comme pour le Mésurol, les traitements doivent couvrir la période d'été qui correspond à l'oviposition du capnode, mais l'abus de cet insecticide peut provoquer des pullulations d'acariens et éliminer aussi l'entomofaune utile (Gavino et al. 2001).

Les larves sont combattues par deux types de traitements : Les insecticides granulaires à apporter au sol, en les distribuant de manière localisée sous le feuillage de la plante. Le plus utilisé est l'Oftanol Combi (principe actif : Isofenphos + Phoxim) à raison de 60 kg/ha (Sana-Passino et Delrio, 2001). Ce produit doit être apporté manuellement pour assurer une distribution optimale. La conséquence en est que dans les grands vergers, des problèmes se posent dus aux coûts élevés de cette opération. Si le verger est muni d'une installation de fertigation, distribution de cet insecticide peut être réalisée en même temps que l'irrigation, en utilisant sa formulation liquide.

Des traitements par trempages des racines des plantes, à réaliser avant l'établissement du verger, dans une solution aqueuse de Rogor 40 pendant quelques minutes ou de Polysar pendant plusieurs heures. En tout état de cause, les temps du trempage et les doses d'emploi doivent encore être mieux définis (Garrido et al ; 1990).

Ces composés ne sont pas phytotoxiques pour les arbres fruitiers aux doses précitées. Il est évident que la découverte constante de nouveaux composés insecticides synthétiques plus actifs et plus spécifiques pourra permettre dans les années à venir d'obtenir des résultats encore plus efficaces.

2.9.2. Lutte agronomique (méthode culturale)

Le capnode est un ravageur qui cause des dégâts sur des plantations déficientes, qui se développent dans de mauvaises conditions. Les cultures bien équilibrées suffisamment irriguées en été, résistent aux attaques des capnodes, les œufs et les jeunes larves sont très sensibles à l'humidité du sol.

D'après Chrestian et Guessous, (1950), l'agriculteur devra veiller très attentivement à :

- ne pas planter des arbres attaqués par le capnode.
- L'arrachage des arbres fortement dépérissant ou morts et de brûler les racines de façon à éviter que les adultes papillonnent.
- ne pas déposer les arbres arrachés et brûler dans un endroit quelconque de l'exploitation afin d'éviter l'évolution du ravageur et sa dispersion par la suite.
- Les rosacées spontanées tel que l'aubépine, peuvent héberger l'insecte.
- Les vergers doivent être établis dans les sols appropriés et bien exposés, en utilisant des porte-greffes résistants au capnode (Canovas et al ;)
- L'opération de la taille doit permettre une régularisation du développement végétatif de l'arbre, par rapport au système racinaire.

- Les rameaux desséchés doivent être éliminés.
- L'irrigation peut avoir un rôle déterminant dans la protection ; de fait, les larves meurent à des pourcentages d'humidité du sol aux alentours de 100%.
- Apport d'engrais et de fertilisants nécessaires à une végétation vigoureuse.
- Il est essentiel d'employer du matériel de pépinière sain. Il est en conséquence souhaitable que les plantes soient achetées dans des pépinières qui garantissent l'état sanitaire des scions pour l'établissement du verger.

2.9.3. Lutte variétale

L'amandier amer (*p. communis*) est le moins sensible de toutes les Amygdalées aux attaques des larves, et il peut être employé dans les petits vergers familiaux (Guessous, 1949a). Nous pouvons déduire que certaines plantes d'amande amère possèdent une résistance aux larves néonates pour sa forte concentration cyanogénétiques de glycosides. (Malagon, 1990) ; Mulas, (1994) et Mendel et *al* ; 2003).

Riveny (1946), considère que la résistance de l'amandier amer tient au fait que l'arbre secrète une gomme plus abondante que les autres Amygdalées, entraînant de ce fait une mort rapide des larves

2.9.4. Lutte biologique

La voie de la lutte biologique pourrait s'ouvrir à travers l'utilisation de Nématodes qui pourraient tuer les larves ou démontrer pour la première fois le potentiel des champignons entomopathogènes. Ces méthodes de lutte doivent être étudiées plus en profondeur avant d'envisager leur utilisation pratique.

Utilisation d'une formulation à base de nématodes du genre *Steinerm*a. L'efficacité des nématodes entomopathogènes contre les larves néonates de *Capnodis tenebrionis*. Les souches de nématodes utilisées dans cet essai étaient deux carpocapsae *Steinerm*a, un *S. feltiae*, un *S. arenarium* et *Bacteriophora heterorhabditis*. Toutes ces souches de nématodes ont été très virulentes. (Garcia-del-pino, 2005 ; Marannino et *al* ; 2003 ; Morton et *al* ; (2008).

Elle a également évalué la virulence de souches contre les larves, nymphes et les adultes de du capnode. La mortalité larvaire varie de 50 à 100 %, les nymphes de 0 à 70 % des adultes et 66.7 % à 100 %. Les résultats de cette étude suggèrent que certains des isolats testés de nématodes peuvent être utilisés pour control. (Morton, 2009).

Une méthode d'analyse biologique récemment mis au point afin de démontrer le potentiel des champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisoplia* pour le contrôle des larves néonates du capnode, leur résultats indiquent que *M. anisoplia* et *B. bassiana* peuvent être considérés comme prometteur pour une nouvelle approche pour prévenir les infestations larvaires. (Alvarez et al ; 2006), (Marannino et al ; 2006).

2.9.5. Autre moyen de lutte

a/ Le capnodage

Il consiste à ramasser à la main des adultes du capnode. Cette opération peut donner des résultats si elle est généralisée à toutes les plantations voisines et poursuivie durant plusieurs années. Cette opération doit être effectuée dès le mois de Mai et se poursuivre jusqu'à la période critique de Juillet- Août (Guessous, 1948 ; Sergio et al. 2008).

Le capnodage doit se faire de 2 façons ;

- Récolter les adultes en secouant les plantes pendant les premières heures du matin.
- Ramassage des adultes sur l'arbre, cela demande une certaine habitude pour pouvoir repérer les adultes dans les arbres, car ils peuvent passer inaperçus.

b/ Les pièges

Les essais des pièges de types divers, comme le parapluie japonais et le piège- fosse ont jusqu'ici produit des résultats négatifs, certains chercheurs pensent que cela est dû à l'absence de substances susceptibles de déclencher les pièges eux même, afin qu'ils aient une expérience suffisante et l'efficacité sur le terrain.

Conclusion

Devant les difficultés rencontrées dans la lutte contre le Capnode et l'importance des dégâts causés par ce ravageur sur les arbres fruitiers à noyau. Le capnode est signalé comme une cause de mortalité en particulier pour les jeunes plants.

La littérature sur *Capnodis tenebrionis* est très large, mais parfois contradictoires dans certains aspects du cycle de vie de l'insecte. Par conséquent, des confirmations et des nouvelles acquisitions sont désormais considérées comme nécessaires.

Il est important d'ajouter nos propres observations effectuées dans le verger de pêcher de l'Arbâa, nombreux seront les arboriculteurs qui se sont interrogés : que faire contre le Capnode ?

Chapitre II

Chapitre II : Matériels et méthodes

Le présent chapitre présente en premier lieu, la présentation de la partie orientale de la Mitidja. En deuxième lieu, la méthode utilisée pour l'étude biométrique des effectifs du Capnode. En troisième lieu, recenser la population de *Capnodis tenebrionis*. La méthode repose sur le dénombrement de la population larvaire. Enfin, la méthode utilisée, pour l'étude bioécologique de l'espèce dans son habitat préférentiel sur le pêcher dans la région de l'Arbâa.

1. Présentation de la région d'étude

La région d'étude se trouve sur la partie orientale de la Mitidja qui fait partie d'une grande plaine alluviale. Elle est limitée au Nord par la Méditerranée, à l'Est par Oued Boudouaou, au Sud par l'Atlas tellien et à l'Ouest par l'Oued El Harrach et l'Oued Djemaa (Fig. 9)

La partie orientale de la Mitidja présente des sols noirs alluvionnaires et des sols limoneux lourds mais fertiles qui appartiennent à deux classes, les sols peu évolués et les sols à sesquioxydes de fer (Mutin, 1977).

Cette région occupe une place importante sur le plan économique et agricole, pour son climat favorable avec une précipitation moyenne de 600 mm.

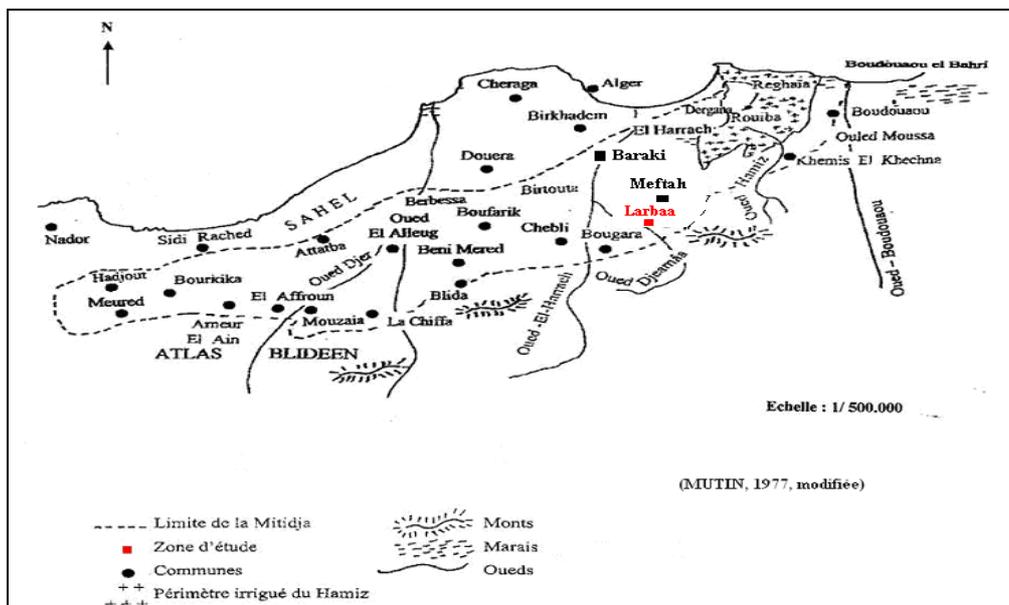


Figure N° 9 : Localisation de la partie orientale de la Mitidja

2. Les conditions climatiques durant les périodes d'expérimentation

L'expérimentation s'est déroulée de 2008 à 2009, ce sont les facteurs climatiques de cette même période en particulier la température, la pluviométrie et l'humidité qui seront retenues. Nous disposons des données climatiques fournies par l'office national de météorologie de Dar El Beida. Les valeurs des températures enregistrées de 2008 à 2009 sont mentionnées en annexe 1.

La température moyenne la plus élevée est de 26,3°C en juillet 2008. Elle est de 27,45°C en juillet 2009. Par contre c'est le mois de décembre qui présente la température la plus basse en 2008 (11,0°C) et le mois de février (10,5°C) pour l'année 2009.

Les valeurs des précipitations mensuelles obtenues pour l'année 2008 et 2009 exprimées en mm sont présentées en annexe 2.

Le mois le plus humide en 2008 est le mois de novembre avec 122,7mm et 2009, c'est le mois de janvier qui est le plus pluvieux avec 137,92 mm. Par contre en août 2008, il n'y a eu aucune précipitation (0 mm) et en 2009 une très faible pluviométrie est enregistrée durant les mois de juin et juillet (0.76 et 0.51 mm). Le total des chutes de pluies annuelles en 2008 atteint 500.7 mm, en 2009, elle est de 606.55 mm.

Les valeurs de l'humidité moyenne relative mensuelle obtenues pour l'année 2008 et 2009 sont représentées en annexe 3.

Le taux d'humidité le plus élevé est de 81,40% au mois de janvier pour l'année 2008 et la valeur la plus faible est notée en Avril et Juillet avec 66,1%, en 2009, le taux d'humidité le plus élevé est enregistré en Janvier avec 75%, la valeur la plus faible, soit 58,6% est mentionnée en Juin.

La vitesse des vents mensuels les plus forts exprimés en m/s et les vitesses moyennes mensuelles en 2008 et 2009 sont présentées en annexe 4.

En 2008, ce sont les mois d'avril, de mai, de juin et de juillet qui présentent les vents plus forts avec 26 m/s (94 km/h). En 2009, le mois de février présente les vents plus forts avec 28 m/s (98 km/h) et les mois de janvier, août et septembre présentent aussi les vents plus forts avec 27 m/s (97 km/h).

2.1. - Synthèse climatique

Le diagramme ombrothermique de Gaussen permet de distinguer la période humide par opposition à la période sèche alors que le climagramme pluviométrique d'Emberger détermine l'étage bioclimatique auquel la station d'étude appartient.

2.1.1.- Le diagramme ombrothermique du Gaussen

En 2008, le diagramme montre une période sèche et une période humide (Fig. 10). La période sèche s'étale sur 4 mois. Elle va de la troisième décennie de mai jusqu'au début d'octobre. Quant à la période humide, elle dure 8 mois. Elle commence au début d'octobre et s'arrête à la fin de Mai. En 2009 la période sèche s'étale sur 4 mois, elle va de juin jusqu'au mois de septembre, quant à la période humide elle dure 8 mois elle commence au début octobre et s'arrête à la fin Mai (Fig. 11).

2.1.2.- Climagramme pluviométrique d'Emberger

Entre 2000 et 2009 le Q3 est égal à 70. En rapportant cette valeur dans le climagramme d'Emberger, il est à constater que la partie orientale de la Mitidja se situe dans l'étage bioclimatique sub-humide supérieur à hiver doux (Fig. 12).

Ce quotient est obtenu selon la formule suivante :

$$Q3 = \frac{3,43 \times P}{M - m}$$

Q3 : Quotient pluviométrique d'Emberger.

P : Somme des précipitations annuelles exprimées en mm

M : Moyenne des températures maxima du mois le plus chaud

m : Moyenne des températures minima du mois le plus froid

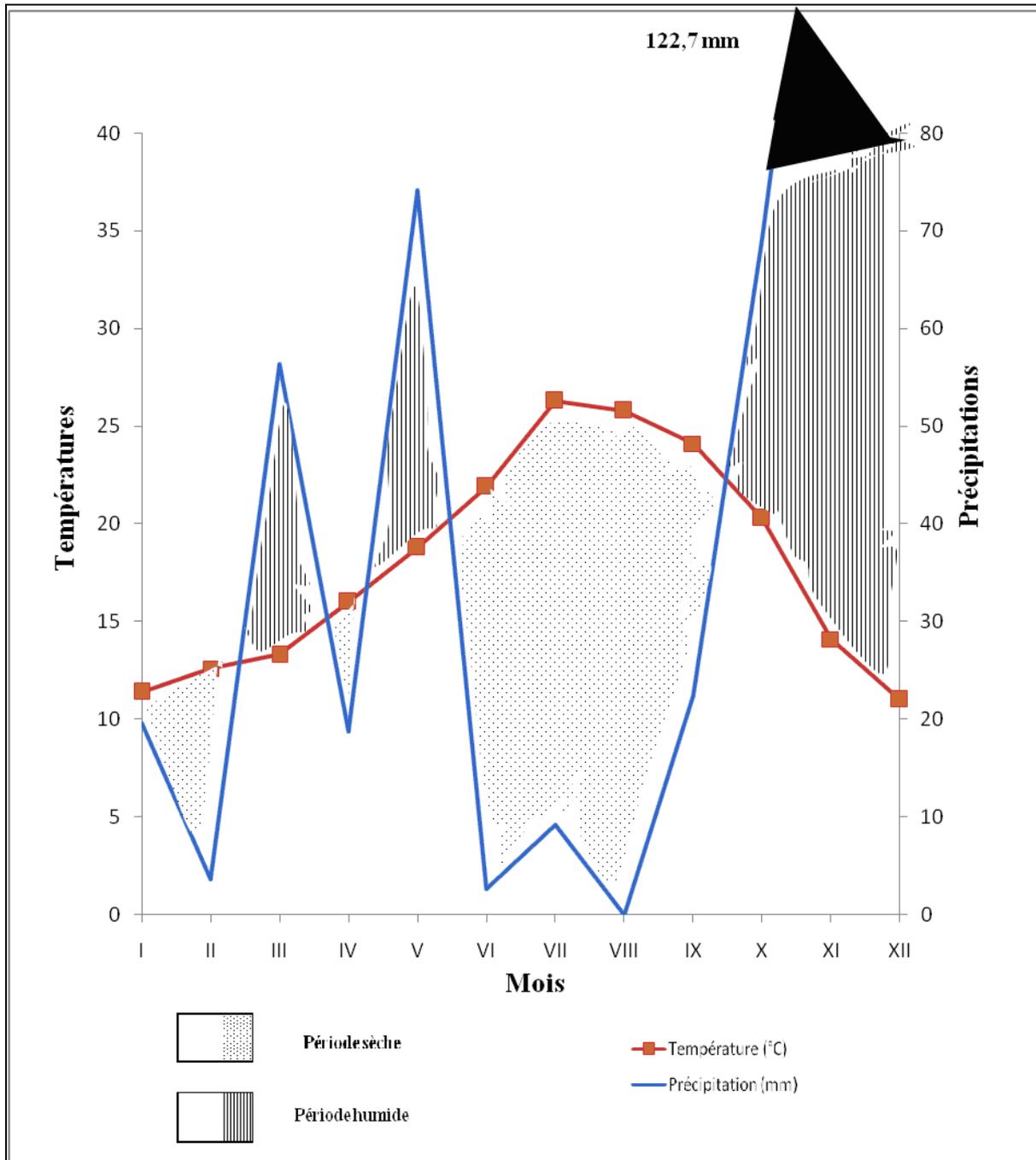


Figure N° 10 : Diagramme ombrothermique de la partie orientale de la Mitidja en 2008 (station Dar el Beida)

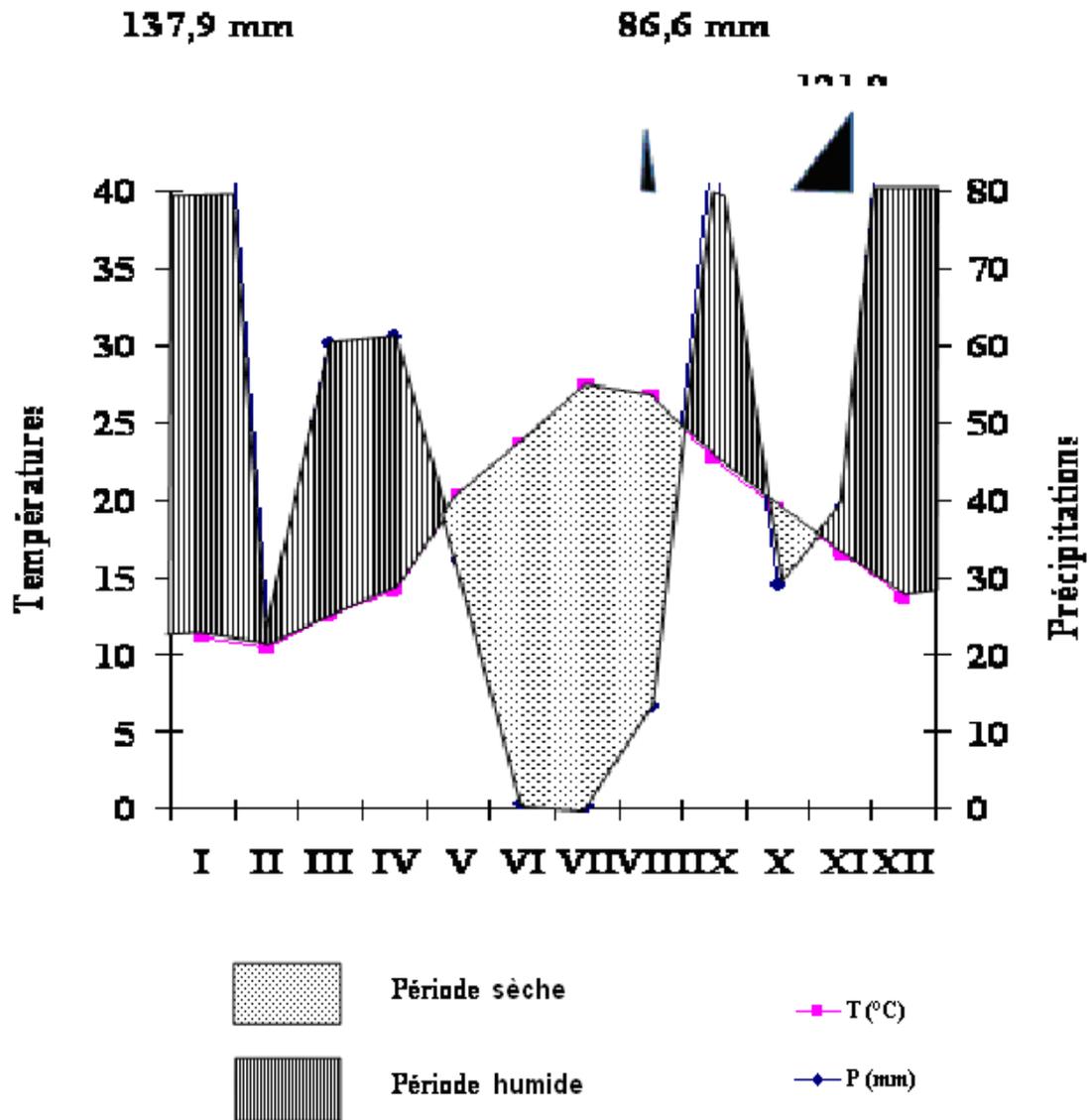


Figure N° 11 : Diagramme ombrothermique de la partie orientale de la Mitidja en 2009 (station Dar el Beida)

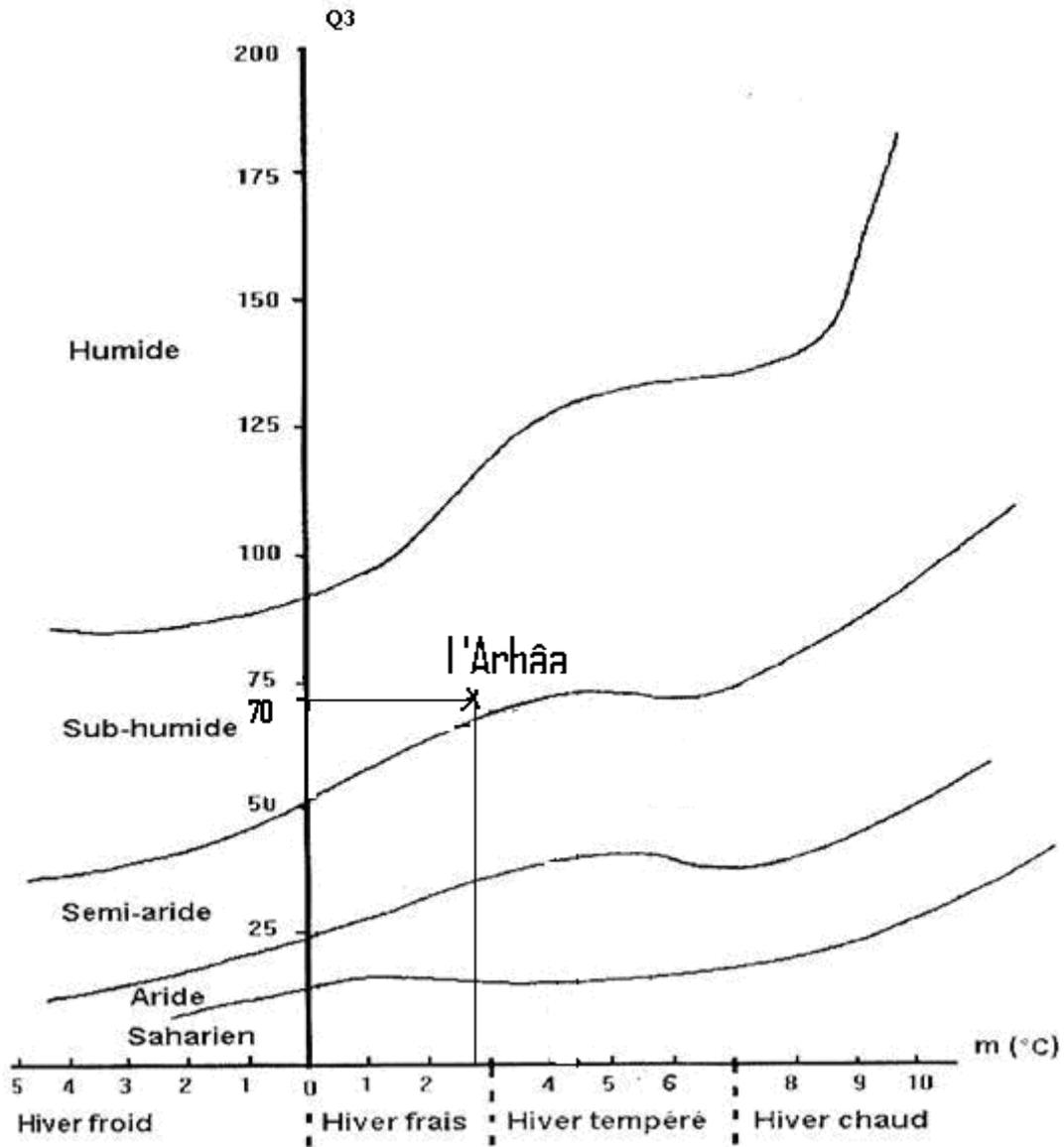


Figure N° 12 : Situation de la région de la partie orientale dans le Climagramme d'Emberger.

3. Site d'étude

Le site d'étude sur lequel a été effectué le travail se trouve dans une exploitation privée qui occupe une superficie de 14ha, une parcelle de pêcheur située dans la région de L'arbâa, située à 25 km de la ville d'Alger et à 34 km de la ville de Blida. Les limites de la commune de l'arbâa ont été fixées comme suit :

Au nord : La commune des Eucalyptus (wilaya d'Alger)

Nord-est : La commune de Meftah.

Sud-est : La commune de Sohane.

Sud et sud ouest : La commune de Oued Slama.

Ouest : La commune de Sidi Moussa.

Un relevé des coordonnées géographiques a été effectué et mémorisé pour le site retenu à l'aide d'un GPS (Global Positioning System).

La parcelle est localisée entre $36^{\circ} 35' 11.27''$ N et $3^{\circ} 09' 34.94''$ E (Fig. 13).

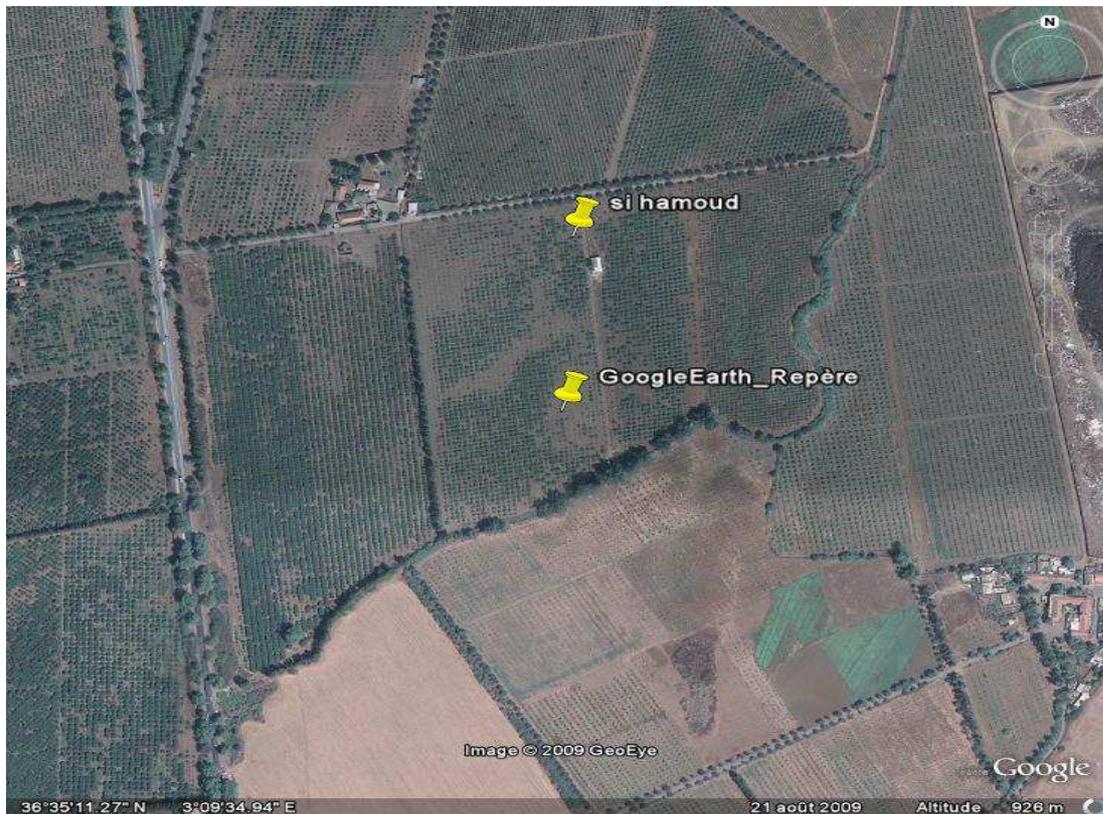


Figure N° 13 : Vue générale de la station de L'Arbâa

3.1. Plan parcellaire

Notre étude a débuté en juillet 2008 elle s'est achevée en octobre 2009, nos prospections se sont étalées sur une période de 16 mois, l'unité d'échantillonnage est de 628 arbres sur 18.900 m² constituant 3 parcelles;

- La première parcelle, d'une superficie de 5.400m², variété Springtime (précoce), comporte 183 arbres avec 144 arbres sains, 26 arbres atteints, 28 manquants et 13 arbres arrachés. ces arbres sont âgés de 13ans.
- La deuxième parcelle, d'une superficie de 7.200 m², variété Springtime (précoce), comporte 257 arbres avec 194 arbres sains, 44 arbres atteints, 31 manquants et 19 arbres arrachés.
- La troisième parcelle, d'une superficie de 6.300 m², variété Morton (nectarine), avec 188 arbres, dont 98 arbres sains, 77 arbres atteints, 64 manquants et 13 arbres arrachés, au niveau de cette même parcelle certains arbres sont jeunes, âgés de 5ans.

Il est à signaler que ces parcelles sont délimitées par les néfliers (Fig. 14).

Toutes les observations faites sur le terrain et les différents renseignements sont portés sur le tableau N°4 et sur les trois plans parcellaires (Tableau, 5,6 et 7).

Tableau 4 : Plan parcellaire au niveau des zones expérimentales dans la région de l'Arbâa durant les deux années 2008 et 2009.

Plan parcellaire	Parcelle N°1	Parcelle N°2	Parcelle N°3
Année de plantation	1998	1998	1998
Densité de plantation	5*5m	5*5m	5*5m
Espèce plantée	Pêcher	Pêcher	Pêcher
Variété plantée	Précoce (Springtime)	Précoce (Springtime)	Nectarine (Morton)
Porte greffe	Franc du pêcher	Franc du pêcher	Franc du pêcher
Arbre sain	♣	♣	♣
Arbre atteint	♠	♠	♠
Arbre manquant	X	X	X
Arbre arraché	♣	♣	♣
Arbre destiné à l'arrachage	♠ A	♠ A	♠ A

- ❖ On peut expliquer les vides laissés, « X » par les pêcher manquants à cause du dépérissement de certains sujets et qui n'ont pas été aussitôt remplacés par d'autres sujets sains.

R	♣	X	♠	X	X	♣	♠	♠	♣	♠	♣	X
Q	X	X	♠	X	X	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣
P	♠	♣	X	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣
O	♣	♣	X	♣	♣	♠ A	♣	♣	♣	♣	X	X
N	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠ A	♠	♠ A	♣	♣
M	X	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣
L	♠	♣	♣	X	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣
K	♠	♣	♣	♣	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣
J	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣
I	♣	X	♣	♣	♣	♠	♣	♠	♣	♣	♠	♣
H	♠ cage1	♠	X	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	X	X
G	♣	♠	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣
F	♣	♠	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♠ A	♣	♣	♣
E	♣	♠	♠	♣	♣	X	♠	♣	♣	♣	♣	♣
D	♣	X	♣	♠	X	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣
C			♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣
B			♣	♣	♠	♠	♣	♣	♠	♣	♠	♣
A			♠	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♠	X
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12

Tableau 5. Plan parcellaire de la première parcelle

L	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♠	X	♣		
K	♠	♣	♣	♣	♠A	♠A	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	X	♣	♣	X	♣	
J	♣	♣	♣	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	X	
I	♠A	♣	♠	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♠	X	♣	♣	X	♣	♣	♣	♣	
H	♣	♣	♣	X	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	
G	♠A	♣	X	♠A	♠	♣	♣	♣	X	♣	♣	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♠	X	X	♣	♣	
F	♠A	♠	♠	♣	♠A _{age3}	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♠	♠A	♠	X	♠	♣	♣	♠	♣	
E	♠	♠A	X	♣	♣	♣	X	♣	X	♣	X	♠	♠	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♠	
D	♠ _{age2}	X	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	X	♣	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♠	♠	♣
C	♠A	♠A	♣	X	♠	♣	♣	♣	♠	♠	X	♠	♣	X	♠	♠	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣
B	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣
A	♣	♣	X	X	♠	X	X	♠	♠	♠	X	♣	♠	♣	♣	X	♣	♣	♣	♠	♣	♠	♣	♣	♣
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	

Tableau 6- Plan parcellaire de la deuxième parcelle

U	♠A	♣	♣	♠A	♠A	♠A	♠	♣	♠	♠	♣	X
T	♣	♣	♣	♣	♠A	X	♠	♠A	♣	♠	♣	X
S	♣	♣	♣	♣	♠	♠	♣	♠A	♠A	♠A	X	X
R	♣	♣	♣	♠	♠	♠	♠	♠	X	♠A	X	X
Q	♣	♣	♣	♠	X	X	♠	♠	♠	♠A	X	X
P	X	♣	X	♠	♠	X	♠	♠	X	X	♠A	X
O	♣	♠	♠	♠	X	♠	♣	X	♠	♠A	X	X
N	♣	♣	♣	♠	♠	♠	♣	♣	X	X	X	X
M	♣	♣	♠	♠	♠	♠	♠	♣	X	♠	X	X
L	♠	♠cage5	♣	♠	♠	♠	♣	X	♠	♠	X	X
K	♣	X	♠	♣	♠	♠	X	X	♠	X	X	X
J	♣	X	♠	X	♠	♣	X	♠	♠	X	X	X
I	X	♠	♣	X	♣	♣	♣	♠	♠	♣	X	X
H	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♠	X	X
G	X	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♣	♠	X	♠	♠
F	♣	♠	♣	♠	♣	♣	♣	♣	♠	♠	♠	X
E	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♠	♣	♣	♣	♠	♠
D	♠	♠	♣	♣	♣	♠	♠	♠	X	X	♠	X
C	♣	♣	♣	♣	♣	♠	♣	X	♠	♠	♠	X
B	♣	♣	♣	♣	♣	♣	X	X	♣	♣	♣	X
A	♣	♣	♣	♣	X	♣	♣	X	♠	♣	X	♣
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12

Tableau 7- Plan parcellaire de la troisième parcelle



Figure N° 14 : Vue aérienne des parcelles par Google Earth

3.2. Variétés cultivées

Le support végétal ayant fait l'objet de l'étude est représenté par le verger de pêcher (*Prunus Persica*) âgés de 10 ans. Il existe deux groupes de variétés de pêcher qui diffèrent entre eux par l'aspect du fruit et la fermeté de la chair :

- Pêches, variété (Springtime) est un fruit à chair jaune, à peau duveteuse, à chair tendre et à noyau libre (non adhérent), vigueur moyenne, floraison précoce, bonne production, faibles exigences en froid hivernal.
- Nectarines, variété (Morton) fruit à peau lisse, à chair tendre et à noyau libre

Dans l'ensemble, le Nectarinier a les mêmes exigences que le pêcher. Cependant, quelques particularités rendent sa culture plus délicate :

La mise à fruits des nectarines est plus lente à venir que celle des pêches.

Les nectarines paraissent plus sensibles aux gelées printanières.

Les rendements des nectarines sont moins élevés que ceux des pêches.

Dans chacun de ces groupes, on trouve des fruits à chair blanche et des fruits à chair jaune.

Pêches, nectarines sont des fruits de table.

Le porte greffe utilisée est le Franc de pêcher qui est issue de semis de noyaux, à prélever de préférence sur des sujets sauvages afin de produire des plants plus réguliers.

3.3. Calendrier des opérations culturelles du pêcher

Des opérations culturales sont nécessaires pour créer des conditions favorables à la survie puis à la croissance et au rendement des arbres fruitiers. Les opérations culturales consistent à empêcher les arbres d'être étouffés par une végétation concurrente. D'autres traitements culturaux sont l'éclaircissage, qui vise à réaliser un certain espacement entre les arbres, et l'arrosage périodique des arbres. Les différentes opérations à effectuer sont mentionnées dans le tableau 8.

3.4. Matériels utilisés

3.4.1. Etude des génitalia

Pour l'étude des génitalia. Nous détachons d'abord l'abdomen de l'insecte à l'aide d'une paire de pinces. Nous faisons bouillir l'organe dans une solution d'hydroxyde de potassium à 10% (KOH). Pour rinçage nous utilisons l'eau distillée. Les génitalia sont détachés à l'aide d'épingles entomologiques. Le pénis détaché est installé dans un bain d'alcool à 70° puis dans l'alcool absolu à 100°. A la fin nous faisons un montage entre lame et lamelle dans une goutte de liquide de Faure.

3.4.2. Etude biométrique

En ce qui concerne les analyses biométriques des populations du capnode, les insectes (larves et adulte) prélevés au niveau des parcelles sont ramenés au laboratoire afin de réaliser les mensurations nécessaires en utilisant le pied à coulisse et une balance (Fig. 15).

3.4.3. Etude des fluctuations des populations

Des cages ont été confectionnées pour la capture de l'insecte, ces dernières sont constituées d'une armature en bois couverte d'une toile moustiquaire dont la hauteur est de 2.5m, la longueur est de 1,5m alors que la largeur est de 1,5m. Ces cages ont été fixées au quatre coté de l'arbre choisi, le nombre total des cages est de l'ordre de cinq (5) (Fig. 16). Le matériel biologique (larves et nymphes) récupéré est mis dans des boites après avoir décortiqué l'écorce du tronc de l'arbre arraché.

3.5. Méthodes utilisées

3.5.1. Etude des Génitalia

Les génitalia constituent un bon critère de détermination. Nous détachons d'abord l'abdomen de l'insecte à l'aide d'une paire de pinces. Nous faisons bouillir l'organe dans une solution d'hydroxyde de potassium à 10% (KOH) pendant 10 à 15mn pour dégraisser et éliminer les organes non sclérotinisés. La pièce est ensuite transférée dans un bain d'eau distillée pour rinçage. En même temps nous détachons les génitalia de l'intérieur de l'abdomen à l'aide d'épingles entomologiques. Le plus souvent nous détachons le pénis du reste des génitalia. Nous installons ensuite le pénis dans un bain d'alcool à 70° pendant 10 minutes, puis dans l'alcool absolu à 100° également durant 10 minutes. Après nous faisons un montage entre lame et lamelle dans une goutte de liquide de Faure en prenant soin d'étaler les différentes parties des génitalia pour en faciliter l'observation.

3.5.2. Etude biométrique

L'étude biométrique a porté sur la détermination de la structure des populations du capnode. (Fig. 15) Suite à la prospection des parcelles choisies, les arbres présentant des signes clairs d'attaques ont été arrachés puis des parties du tronc sont transférées au laboratoire, où ils ont été décortiqués afin de prélever les larves à différents stades larvaires ainsi que les nymphes et les adultes. Il est à noter que le lieu et les dates de prélèvement sont mentionnés sur le plan parcellaire.

Les mesures biométriques ont porté sur :

- La longueur maximale des larves à différents stades ;
- La longueur et la largeur de la capsule céphalique ;
- La longueur et la largeur des prenymphes ;
- La longueur et le poids des nymphes ;
- La longueur, la largeur et le poids des adultes.

Tableau 8 : Calendrier des opérations

Operations	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
Fin de la taille d'hiver + traitement d'hiver	*										*	*
Epandage de la fumure azoté (1ère tranche soit 2.5qx/ha d'ammonitrate		*										
Traitement pré florale contre la cloque, puceron, monilia et corynome		*	*									
Epandage de la fumure azoté (2ème tranche soit 1.25qx/ha d'ammonitrate à la nouaison + un engrais minéral composé NPK (Bayefolan).				*								
Début de récolte				*								
Début irrigation				*								
Traitement contre la cloque, pucerons, monilia et le corynome			*	*								
Disquage ou scarifiage					*	*	*					
Suite récolte (variétés précoces)					*							
Taille en vert + irrigation					*							
Suite de l'épandage de la deuxième tranche azoté					*							
Eclaircissage pour les variétés de saison					*							
Irrigation						*	*	*	*			
Récolte des pêches tardives (la nectarine)							*	*	*			
Epandage de la fumure d'entretien phospho potassique 5 qx/ha									*	*	*	

3.5.3. Etude des fluctuations des populations et estimation des dégats

L'échantillonnage est effectué au niveau des cinq cages préalablement installées dont la répartition est comme suit :

- La cage n°1 : Installée le 01/08/2008 au niveau de la parcelle N° 2 ;
- La cage n°2 : Installée le 22/08/2009 au niveau de la parcelle N° 2 ;
- La cage n°3 : Installée le 22/08/2008 au niveau de la parcelle N° 3 ;
- La cage n°4 : Installée le 19/09/2008 au niveau de la parcelle N° 3 ;
- La cage n°5 : Installée le 19/09/2008 au niveau de la parcelle N° 1.

Le choix des arbres porte sur des sujets présentant des signes de dépérissement au niveau de leur feuillage. Le matériel biologique (insecte adulte) récupéré est mis dans des boîtes qui portent des indications tel que : la date de prélèvement, le numéro de l'arbre et le numéro de la parcelle qui sont aussi relevés sur les plans parcellaires.

La méthode de prélèvement d'échantillons repose sur des techniques classiquement utilisées en verger à savoir le contrôle visuel. Du mois de juillet 2008 jusqu'au mois d'octobre 2009, un suivi régulier à raison de trois visites par mois au niveau des parcelles prospectées. Nous avons également procédé à l'estimation des dégats en dénombrant le nombre de plants présentant les symptômes d'attaque du capnode comme par exemple :

- Arbres nains
- Arbres présentant des branches sans feuilles
- Arbres complètement dénudés
- Arbres morts.

Pour estimer les dégats causés par ce ravageur, nous établissons un rapport entre les arbres ravagés et le nombre total d'arbres sur la parcelle. Cette étude est basée sur un balayage d'un grand nombre d'arbres de pêcher, dont la démarche consiste à effectuer un passage horizontale et verticale en parcourant les trois parcelles pour observer tous les arbres, un par un. Le dénombrement réalisé au niveau de la station tient compte du nombre d'individus adultes présents sur les feuilles et les troncs. Le comptage de ces adultes est conduit sur 628 arbres. La collecte de l'insecte est manuelle, elle est réalisée durant les matinées et pendant les heures les plus chaudes de la journée. Cependant, le dénombrement des populations larvaires et nymphales est réalisé périodiquement. Au niveau de la 1^{ère} parcelle 13 arbres dépéris ont été déracinés, une vingtaine au niveau de la 2^{ème} parcelle, alors que 22 autres arbres sont arrachés au niveau de la 3^{ème} parcelle (Tableau 9 ; fig. 16).



a



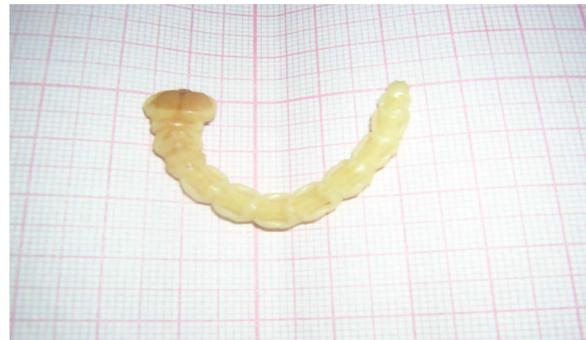
b



c



d



e



f



g

Figure N° 15 : Méthodologie utilisée pour l'étude biométrique (Originale, 2009)

A : Décortication du tronc, b : Larves et nymphes, c : mesurer la longueur de l'adulte, d : Poids de l'adulte, e : Larve L4, f : Longueur et largeur de la capsule céphalique, g : Longueur de la prénymphe.



a



b



c



d

Figure N° 16 : Arrachage d'arbres déperis

a : Cage, b : Arbre âgé mort, c et d : Arbre jeune mort

(Originale, 2009)

Tableau 9 : Le nombre d'arbres arrachés au niveau de la région de l'Arbâa durant les deux années d'échantillonnage (2008/2009).

Date	Parcelle.1	Parcelle.2	Parcelle.3
04-07-2008	0	0	0
18-07-2008	0	0	2
24-07-2008	0	3	2
01-08-2008	1	1	0
22-08-2008	3	1	0
29-08-2008	1	1	1
19-09-2008	0	1	3
26-09-2008	1	0	2
10-10-2008	2	1	0
24-10-2008	1	1	0
31-10-2008	1	1	1
14-11-2008	0	1	0
25-11-2008	0	0	1
12-12-2008	0	0	0
26-12-2008	0	1	0
09-01-2009	0	1	0
30-01-2009	0	0	0
20-02-2009	0	2	0
13-03-2009	0	0	0
20-03-2009	0	0	0
10-04-2009	0	1	0
23-04-2009	0	0	1
01-05-2009	0	0	0
15-05-2009	0	1	1
05-06-2009	0	0	0
16-06-2009	1	1	0
26-06-2009	0	0	0
30-06-2009	0	0	0
10-07-2009	0	0	2
17-07-2009	2	0	3
24-07-2009	0	1	0
07-08-2009	0	1	1
21-08-2009	0	0	0
04-09-2009	0	0	1
11-09-2009	0	0	1
02-10-2009	0	0	0
09-10-2009	0	0	0
Total	13	20	22

3.6. Analyses des résultats

L'analyse statistique comprend la collecte, l'analyse, l'interprétation des données ainsi que la présentation de ces données afin de les rendre lisibles. Pour cela des analyses statistiques descriptives sont intéressantes dans une partie des cas pris en considération, des analyses fréquentielles, des régressions linéaires et des comparaisons des moyennes par anova se sont avérées nécessaires

3.6.1. Régression linéaire

La régression linéaire simple reste l'analyse la plus couramment utilisée dans divers domaines biologiques et autres. L'objectif est d'opter pour un modèle afin de tirer une relation fonctionnelle conduisant à tirer une meilleure relation. L'analyse a concerné les dimensions des larves à la relation de leurs capsules céphaliques. L'analyse fréquentielle a fait l'objet d'étude des liens possibles entre les longueurs, largeurs des capsules céphaliques des larves et les poids des nymphes. Le coefficient de détermination R^2 calculé, évalue le degré d'association entre les deux variables considérées et permet de juger la qualité de l'ajustement des points par la droite de régression. En plus des R^2 , les probabilités sont calculées pour chaque cas pour évaluer les degrés de signification. L'étude des régressions a été réalisée sous Excel 2003.

3.6.2. Distribution fréquentielle

L'élément de base de la statistique est l'analyse fréquentielle des données recueillies. Elle représente la méthode pratique de la description d'une population ou d'un échantillon et d'en procéder avant tout à une distribution de fréquence. Ceci a pour objectif de caractériser les populations dans leur ensemble et de présenter les données sous forme synthétique et sans perdre l'essentiel de l'information contenue dans les valeurs de la variable à établir. Les données sont classées, puis regroupées en classes en relation avec la signification de la probabilité en relation avec le χ^2 . En statistique, on postule souvent que les valeurs des données sont calculées à partir d'une population ayant une distribution normale. Cette analyse a concerné la distribution du nombre de larves et leur biométrie. Les analyses ont été réalisées à l'aide du logiciel Statistica 6.2.

3.6.3. Anova

L'analyse de la variance (terme souvent abrégé par le terme anglais Anova : Analysis of Variance) est un test statistique permettant de vérifier que plusieurs échantillons sont issus d'une même population. Ce test s'applique lorsque l'on mesure une ou plusieurs variables explicatives, appelées alors facteurs de variabilité. On parle d'analyse à un facteur, lorsque l'analyse porte sur un modèle décrit par un facteur de variabilité, d'analyse à deux facteurs ou d'analyse multifactorielle.

Le but de notre analyse est de tester la signification entre les longueurs et les poids calculés. Des analyses à un facteur ont été effectuées pour tester des facteurs contrôlés ayant des modalités sur les longueurs d'une variable quantitative. Ce dernier outil d'analyse exécute une extension de l'analyse de variance par un seul facteur afin d'inclure plusieurs échantillons pour chaque groupe de données. Les tests anova ont été procédés à l'aide du logiciel Statistica 6.2.

Chapitre III

Chapitre III : RESULTATS

1. Reconnaissance des sexes et génitalia.

La reconnaissance des sexes se fait sur la base de l'extrémité postérieure de l'abdomen. Celle du mâle apparaît en fait échancré et ayant une dépression médiane, tandis que celui de la femelle apparaît sous la forme parabolique.

La structure des génitalia mâles et femelles de *Capnodis tenebrionis* est différente selon le sexe.

L'appareil génital de la femelle et génitalia se composent de plusieurs pièces : à l'extrémité nous trouvons deux valves qui entourent l'organe de ponte au milieu le canal de la bourse copulatrice. L'apophyse postérieure se compose de deux tubes sclérotinisés.

L'appareil génital du mâles et génitalia se composent de testicules, du canal éjaculateur ou déferent puis du pénis ou aedagus ou le phallus, cette ensemble est entouré de deux pièces sclérotinisées appelées crochets ou harpagones ou paramere (Fig. 17).

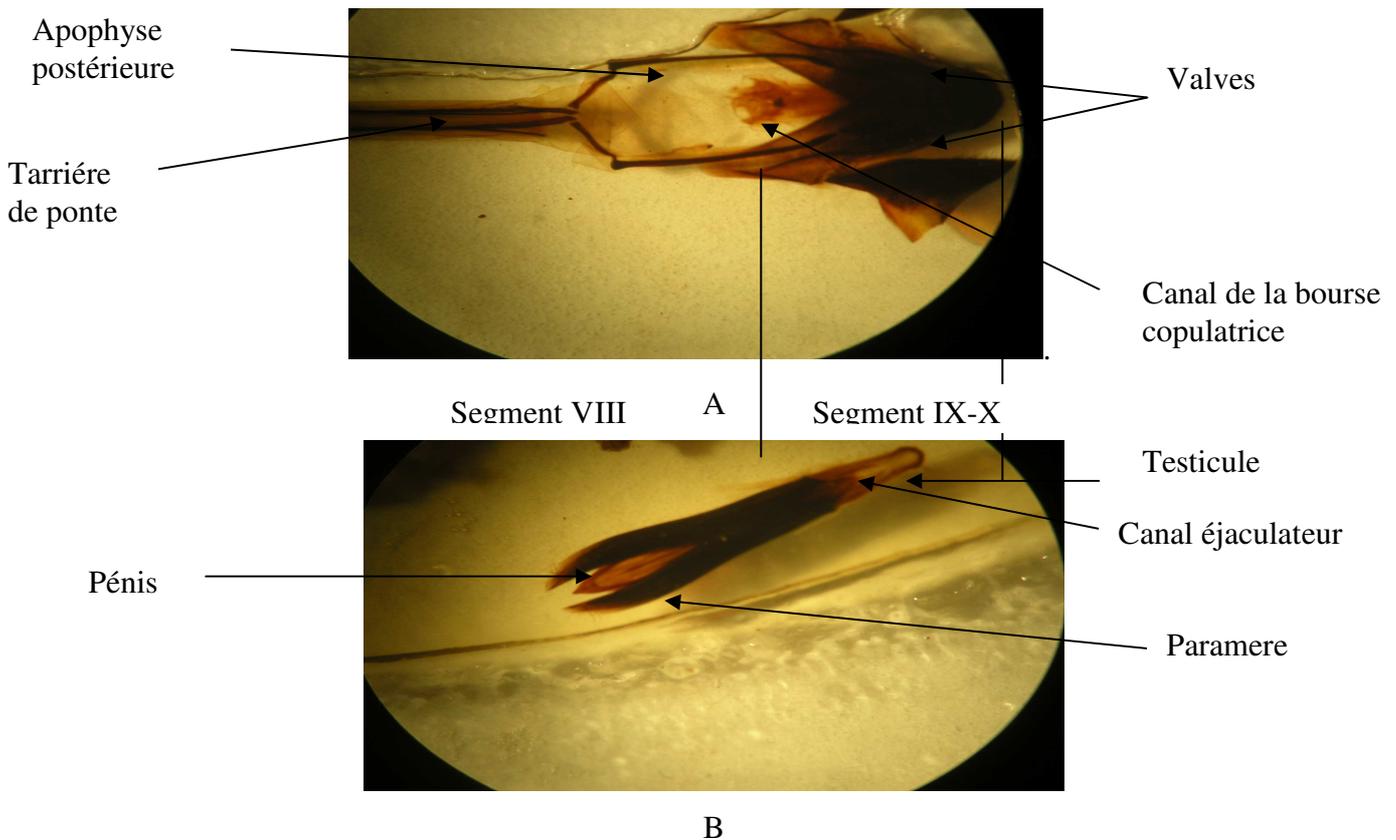


Figure N° 17 : Appareil génital et Génitalia de *Capnodis tenebrionis* (Originale, 2009)

A : Appareil génitale et génitalia de la femelle, B : Appareil génitale et génitalia du mâle

2. Biométrie des stades larvaires

L'analyse fréquentielle (figure 18), met en évidence les 4 classes des stades larvaires de *Capnodis tenebrionis* selon leurs tailles. Les données recueillies des longueurs sont représentés dans le tableau N° 7 : avec une probabilité hautement significative ($p = 0,00233$).

Tableau 10 : Analyse fréquentielle des longueurs des larves

Variable : Longueur, Distribution : Normale (Feuille)
Chi-Deux = 9,27028, dl = 1, p = 0,00233

Borne sup.	observé (effectifs)	cumul observé	% âge observé	% cumul observé	théorique (effectifs)	cumul théorique	% âge théorique	% cumul théorique	Observé théorique
<=1,85	50	50	25.00	25.00	46.77	46.77	23.38	23.38	3.22
3,90	50	100	25.00	50.00	69.28	116.06	34.64	58.03	-19.28
5,95	66	166	33.00	83.00	58.15	174.21	29.07	87.10	7.84
Sup 5,95	34	200	17.00	100.00	25.78	200.00	12.89	100.00	8.21

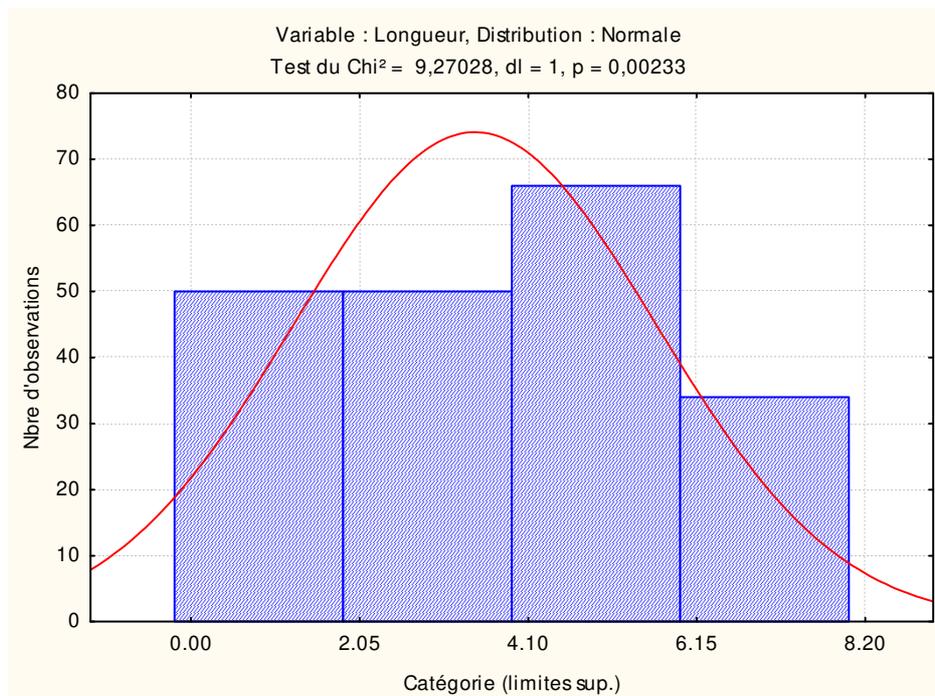


Figure N° 18 : Analyse fréquentielle des longueurs des larves

La figure 18 met en évidence les mensurations des quatre classes, représentant les stades larvaires de *Capnodis tenebrionis*. Le premier stade regroupe les larves dont les tailles sont inférieures à 1,85 cm avec un nombre d'observation de 50.

La deuxième classe représente 50 individus de l'effectif global, à ce stade de développement des larves acquièrent des longueurs comprises entre 1,85 cm à 3,9 cm. La classe de 3,9 à 5,95 cm, caractérisant le troisième stade est représentée par 66 individus. Les mesures des larves du quatrième stade varient de 5,95 cm à supérieures à 5,95 cm.

Afin de mieux caractériser les stades larvaires, nous nous sommes proposé de représenter dans la figure 19 l'analyse fréquentielle des valeurs limites des largeurs maximales des capsules céphaliques ainsi que leurs longueurs des différents stades de développement (Fig. 20)

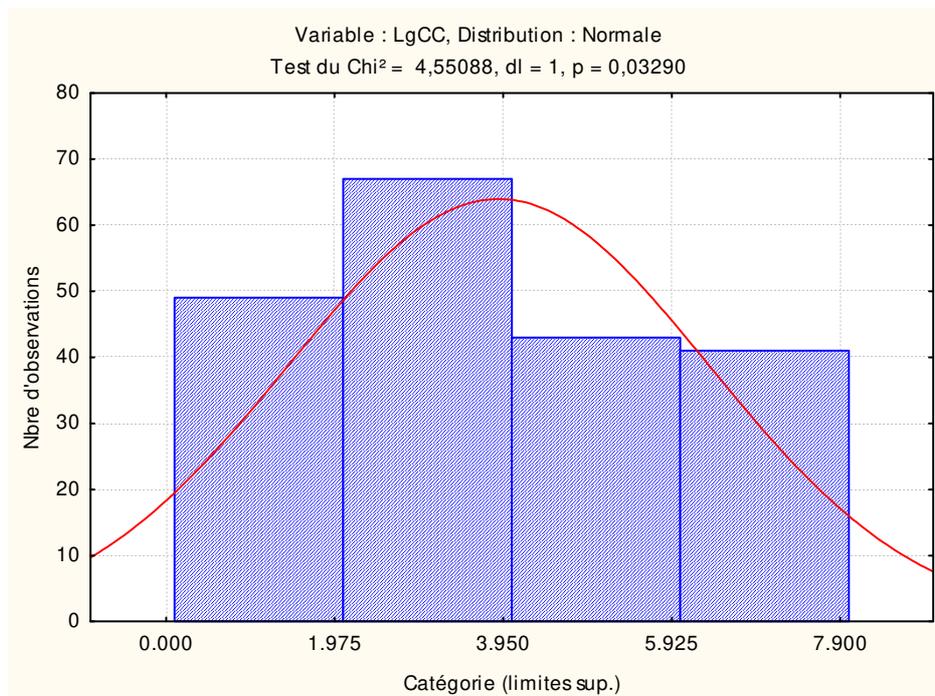


Figure N° 19 : Analyse fréquentielle des largeurs des capsules céphaliques

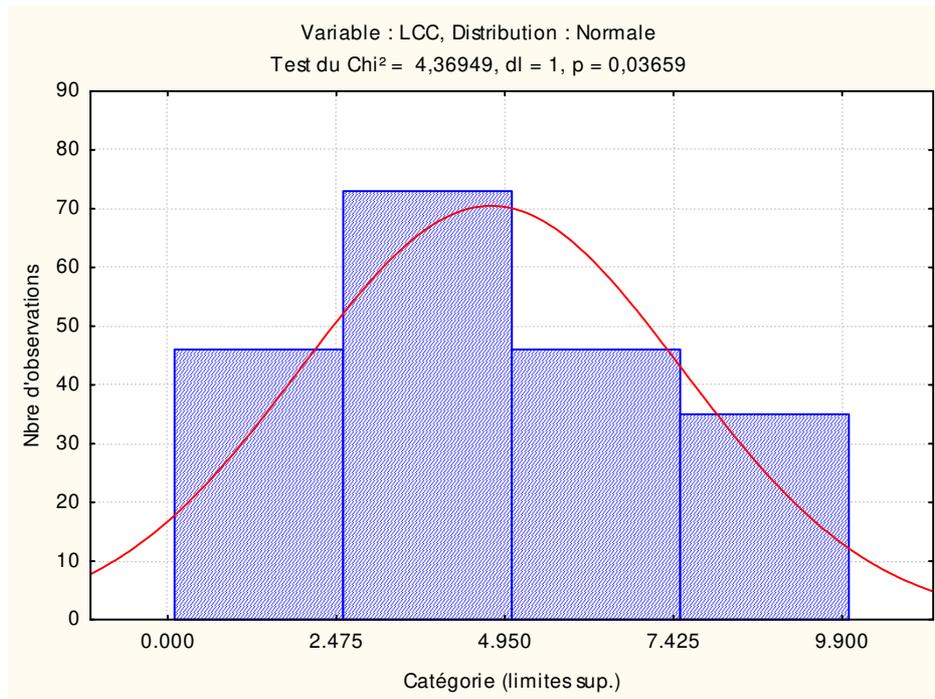


Figure N° 20 : Analyse fréquentielle des longueurs des capsules céphaliques

L'analyse fréquentielle des stades larvaires a mis en évidence des longueurs maximales des capsules céphaliques réparties en quatre groupes avec une probabilité significative au seuil de 3% ($p = 0,0329$), ainsi que des longueurs maximales des capsules céphaliques sont réparties en quatre groupes avec une probabilité significative au seuil de 3% ($p = 0,036$)

La synthèse des résultats biométriques relatives aux stades larvaires est regroupée dans le tableau 8.

Tableau 11 : Caractéristiques biométriques (en mm) des stades larvaires de *Capnodis tenebrionis*.

Stades larvaires	Longueurs des larves (mm)	Longueurs des capsules céphaliques (mm)	Largeurs des capsules céphaliques (mm)
L1	$\leq 18,5$	$\leq 2,57$	$\leq 2,075$
L2	18,5 – 39	2,57 – 5,05	2,075 – 4,05
L3	39 – 59,5	5,05 – 7,52	4,05 – 6,025
L4	Supérieur à 59,5	Supérieur à 7,52	Supérieur à 6,025
Probabilité	0,0023	0,036	0,032
Ch2	9,27	4,36	4,55

L'analyse des résultats obtenus pour l'étude biométrique (Tab.11) montre que les tailles de la larve du 1^{er} stade sont inférieures ou égale à 18,5mm, avec une longueur de la capsule céphalique inférieure à 2,57mm, et une largeur inférieure à 2,07 mm.

Pour le 2^{ème} stade elle est comprise entre 18,5 et 39 mm avec une longueur de la capsule céphalique comprise entre 2,57 et 5,05 mm et une largeur comprise entre 2,07 et 4,05 mm. Le troisième stade varie de 39 à 59,5 mm avec une longueur de la capsule céphalique qui varie entre 5,05 et 7,52 mm et une largeur qui varie entre 4,05 et 6,02 mm et pour le quatrième stade elle est supérieure à 5,95 mm avec une longueur de la capsule céphalique supérieure à 7,52 mm et une largeur supérieure à 6,02 mm.

a. Mensuration des capsules céphaliques et des longueurs des différents stades de *Capnodis tenebrionis*

L'analyse des résultats obtenus dans les tableaux 12 et 13 montre que les larves du premier stade se caractérisent par une largeur moyenne de la capsule céphalique égale à 0,62mm et une longueur moyenne de 0,68mm avec un écart type respectif de 0,84 et 0,95mm. La longueur des larves du stade L1 est comprise entre 2 et 15mm avec une moyenne de 6,4mm et un écart type de 3,6mm.

Concernant les mensurations des stades intermédiaires L2 et L3, la moyenne des largeurs des capsules céphaliques est respectivement de 3,21 et 5,31mm avec des écarts-types respectifs de 0,58 et 0,47mm. Au deuxième stade, les larves mesurent entre 20 et 30 mm de long avec une moyenne de 23,3mm et un écart type de 3,3 mm. Au troisième stade les mensurations des longueurs larvaires obtenues sont comprises entre 40 et 59 mm avec une moyenne de 47,8mm et un écart type de 7,1 mm. La moyenne des largeurs des capsules céphaliques 7,38mm avec un écart type de 0,58mm caractérise le quatrième stade larvaire dont la longueur varie de 60 à 70mm avec un écart type de 4,2mm.

A travers ces résultats, il ressort que les mensurations des largeurs des capsules céphaliques et des longueurs des larves permettent de différencier les stades larvaires.

Tableau 12- Mensurations des capsules céphaliques de *Capnodis tenebrionis*

Stades larvaires	Effectifs	Largeurs (mm)			Longueurs (mm)		
		Moyenne	Ecart-type	Valeurs extrêmes	Moyenne	Ecart-type	Valeurs extrêmes
1 ^{er} stade	50	0,62	0,84	0,1-2	0,68	0,95	0,1-2,5
2 ^{ème} stade	50	3,21	0,58	2-4	4,24	0,65	2,6-5
3 ^{ème} stade	66	5,31	0,47	4,4-6	6,65	0,51	6-7,5
4 ^{ème} stade	34	7,38	0,58	6,5-8	8,63	0,42	8-9
Prenymphes mâles	16	7,35	0,25	7-7,8	8,16	0,20	8-8,5
Prenymphes femelle	38	7,32	0,3	7-7,9	8,27	0,24	8-8,6

Tableau 13- Mensuration des longueurs en (mm) des différents stades de *Capnodis tenebrionis*

Stade	Effectifs	Moyenne (mm)	Ecart type	Valeurs extrêmes
1 ^{er} stade	50	6,4	3,6	2 - 15
2 ^{ème} stade	50	23,3	3,3	20- 30
3 ^{ème} stade	66	47,8	7,1	40 - 59
4 ^{ème} stade	34	66,3	4,2	60 - 70
Prenymphes mâles	16	23,8	1,9	20 - 26
Prenymphes femelle	38	33,4	3,1	30 – 41
Nymphes mâles	21	21	1,4	20 – 23
Nymphes femelles	29	24,7	0,5	24 – 25
Adultes mâles	31	17,19	2,02	13-21
Adultes femelles	19	22,88	2,24	20-27

Tableau 14- Mensurations des poids en (g) des Nymphes et des Adultes

	Effectifs	Moyenne (g)	Ecart type	Valeurs extrêmes
Nymphes mâles	21	0,15	0,03	0,12-0,21
Nymphes femelles	29	0,23	0,01	0,2- 0,26
Adultes mâles	31	0,28	0,06	0,12-0,36
Adultes femelles	19	0,6	0,15	0,4-0,95

Les résultats des mensurations des poids des nymphes et des adultes sont regroupés dans le tableau 14.

En ce qui concerne les prenymphes, la longueur moyenne des prenymphes mâles, est de 23,8 mm, celle des femelles s'élève à 33,4 mm en moyenne, les écart-types notés sont de 2 mm pour les mâles et de 2,4 mm pour les femelles. C'est-à-dire que les valeurs mesurées ne présentent pas de grandes différences

Les corrélations entre les longueurs et les largeurs des prenymphes mâles et femelles sont représentées par les figures 21 et 22.

La longueur moyenne des nymphes mâles est de 21 mm, celle des femelles s'élève à 24,7 mm en moyenne, les écart-types sont de 1,4 pour les mâles et de 0,5 pour les femelles.

Nous avons également mesuré le poids des nymphes et des adultes ainsi, le poids moyen des mâles est de 0,15g, celle des femelles s'élève à 0,23g en moyenne, les écart-types sont de 0,03 pour les mâles et de 0,01g pour les femelles.

La longueur moyenne des adultes mâles est de 17,19 mm, celle des femelles s'élève à 22,88 mm en moyenne, les écart-types sont de 2,02 pour les mâles et de 2,24 pour les femelles.

Le poids moyen des mâles est de 0,28g, celle des femelles s'élève à 0,6g en moyenne, les écart-types sont de 0,06 pour les mâles et de 0,15g pour les femelles.

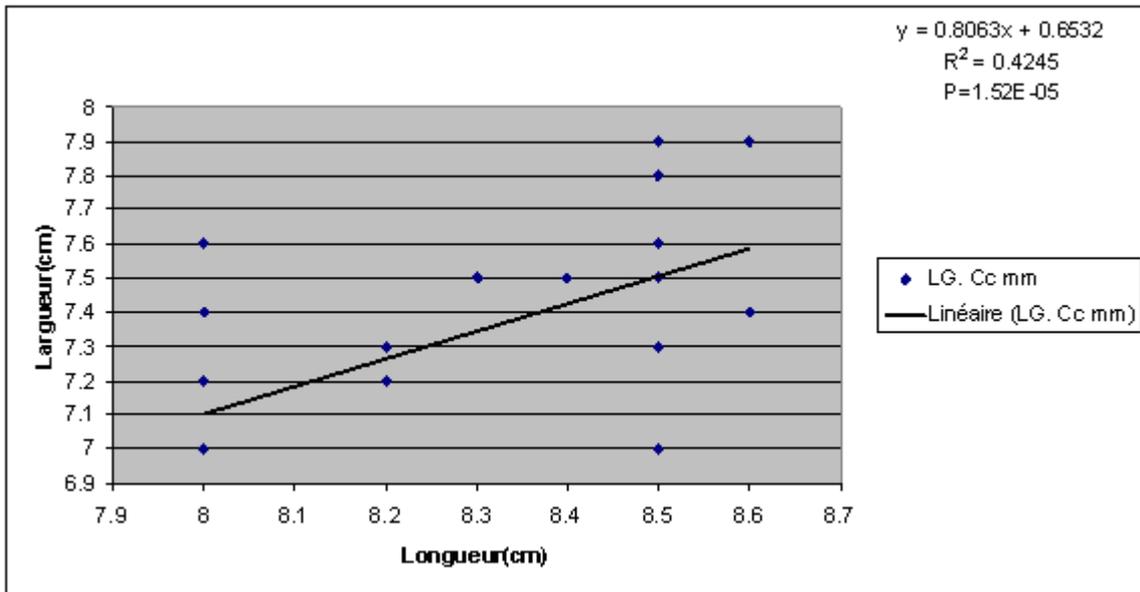


Figure N° 21 : Relation entre la longueur et la largeur des prenymphes femelles

L'analyse de la régression linéaire, montre une relation entre les longueurs et les largeurs des prenymphes femelles avec une probabilité très hautement significative ($p = 1,52^E-05$) et un coefficient de détermination $R^2 = 0,42$.

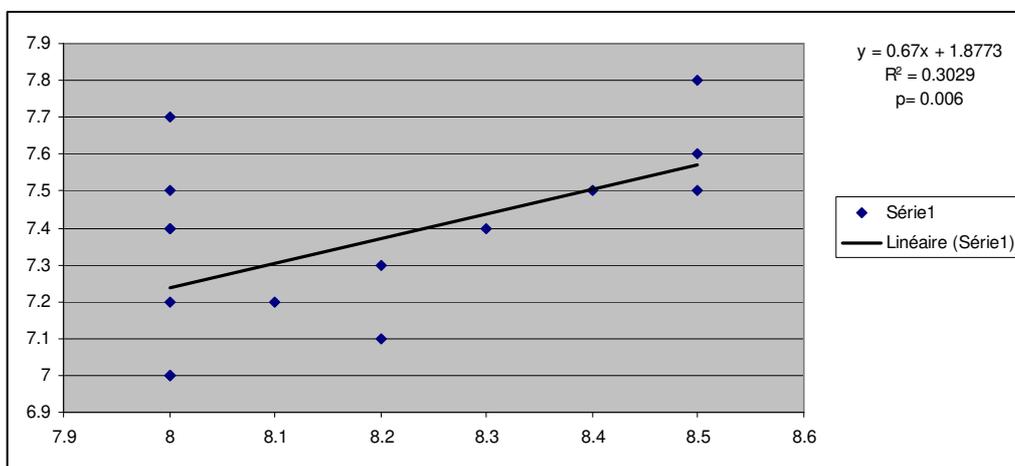


Figure N° 22 : Relation entre la longueur et la largeur des prenymphes mâles

De même, l'analyse de la régression linéaire, montre une relation entre les longueurs et les largeurs des prenymphes males, avec une probabilité très hautement significative ($p = 0,006$) et un coefficient de détermination $R^2 = 0,30$.

2.1.-Comparaison des poids des nymphes

Les résultats de l'analyse globale de la variance montrent une différence très hautement significative ($p = 0,0001$)

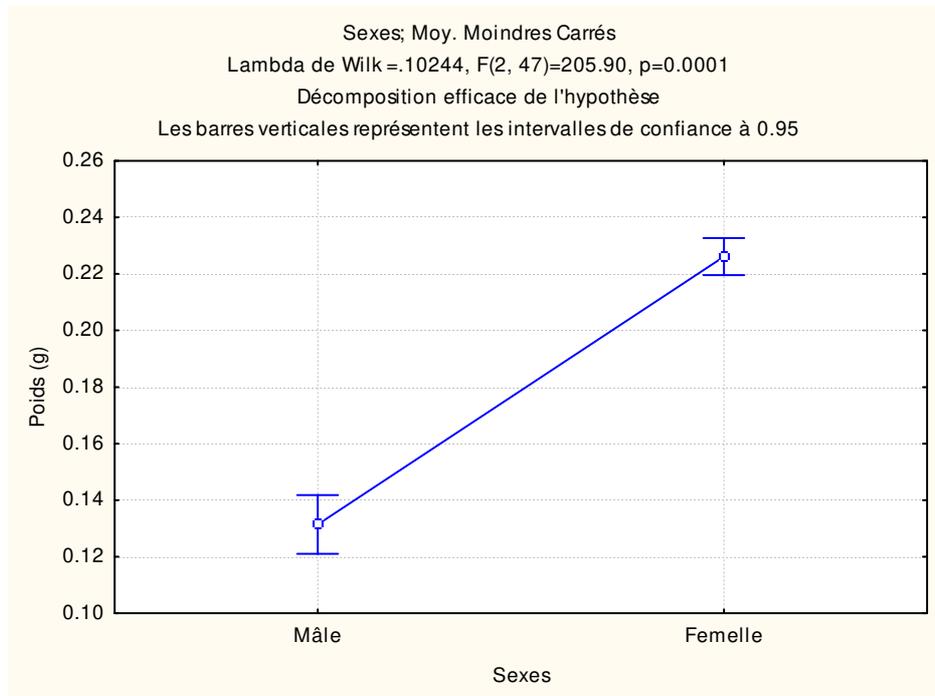


Figure N° 23 : Comparaison des poids des nymphes

L'examen de la figure 23, relative à la comparaison des poids des nymphes. Les valeurs calculées pour les mâles restent comprise entre 0,12 g et 0,14 g, par contre les femelles comprises entre 0,22 g et 0,23 g. La probabilité calculée est très hautement significative ($P = 0,0001$).

2.2.-Comparaison des longueurs des nymphes

Les résultats de l'analyse globale de la variance montrent une différence très hautement significative ($p = 0,0001$)

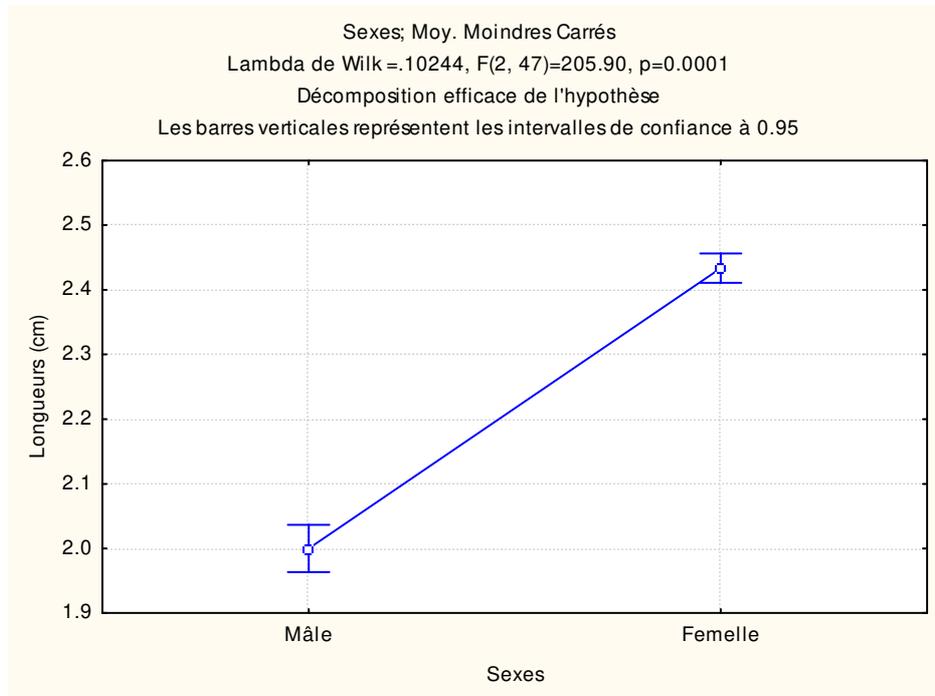


Figure N° 24 : Comparaison des longueurs des nymphes

L'examen de la figure 24, relative à la comparaison des longueurs des nymphes. Les valeurs calculées pour les mâles restent comprise entre 1,98 cm et 2,05cm, par contre les femelles comprises entre 2,4cm et 2,45cm. La probabilité calculée est très hautement significative ($P = 0,0001$).

2.3.-Comparaison des longueurs des adultes

Une analyse statistique complémentaire (Anova) a été conduite dans le but de tirer plus de renseignements sur les longueurs et le poids de l'insecte.

Les résultats de l'analyse globale de la variance reportés dans le tableau 15, montrent une différence très hautement significative ($p = 0,0001$)

Tableau 15 : Comparaison des longueurs par Anova

Effet	Test	Valeurs	F	Effet dl	Erreur dl	P
Ord. Origine	Wilk	0,009289	1635,285	3	46	0,0001***
Sexes	Wilk	0,246500	46,871	3	46	0,0001***

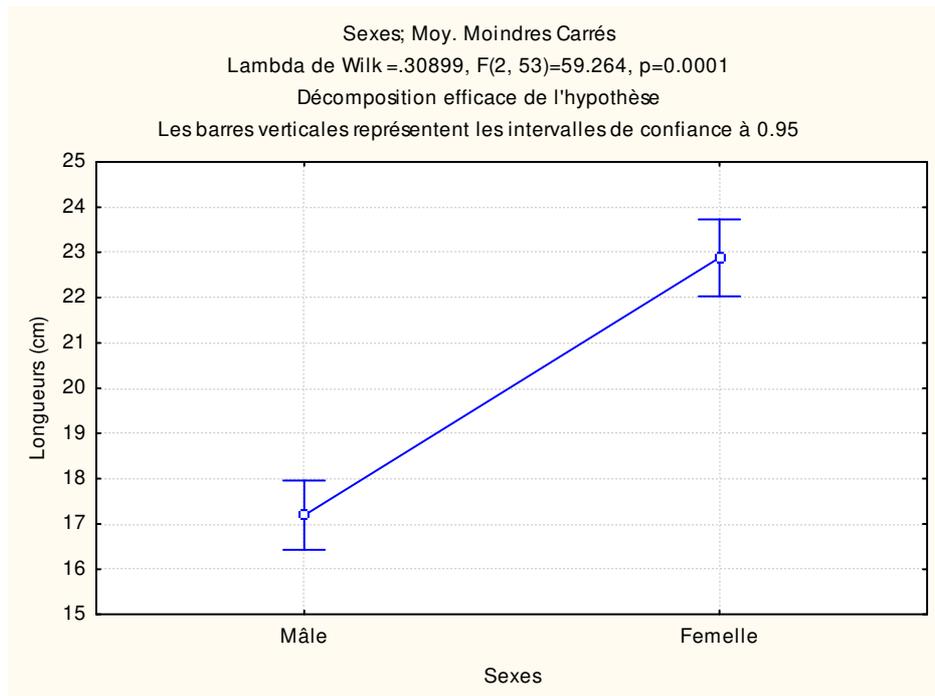


Figure N° 25 : Comparaison des longueurs des adultes

L'examen de la figure 25, relative à la comparaison des longueurs. Les valeurs calculées pour les mâles restent comprise entre 16,5 mm et 18 mm, par contre les femelles comprises entre 22 mm et 23,9 mm. La probabilité calculée est très hautement significative ($P= 0,0001$).

2.4.-Comparaison des largeurs des adultes

Les résultats de l'analyse globale de la variance montrent une différence très hautement significative ($p = 0,0001$)

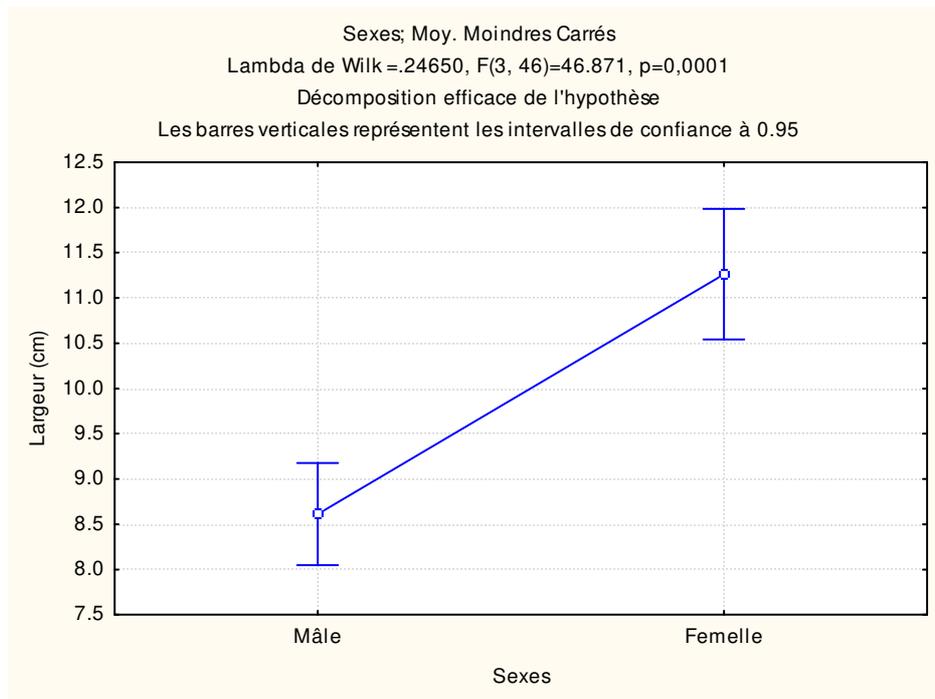


Figure N° 26 : Comparaison des largeurs des adultes

L'examen de la figure 26, relative à la comparaison des largeurs. Les valeurs calculées pour les mâles restent comprise entre 8,1 mm et 9,2 mm, par contre les femelles comprises entre 10,6 mm et 12 mm. La probabilité calculée est très hautement significative ($P = 0,0001$).

2.5.-Comparaison des poids des adultes

Les résultats de l'analyse globale de la variance montrent une différence très hautement significative ($p=0,0001$)

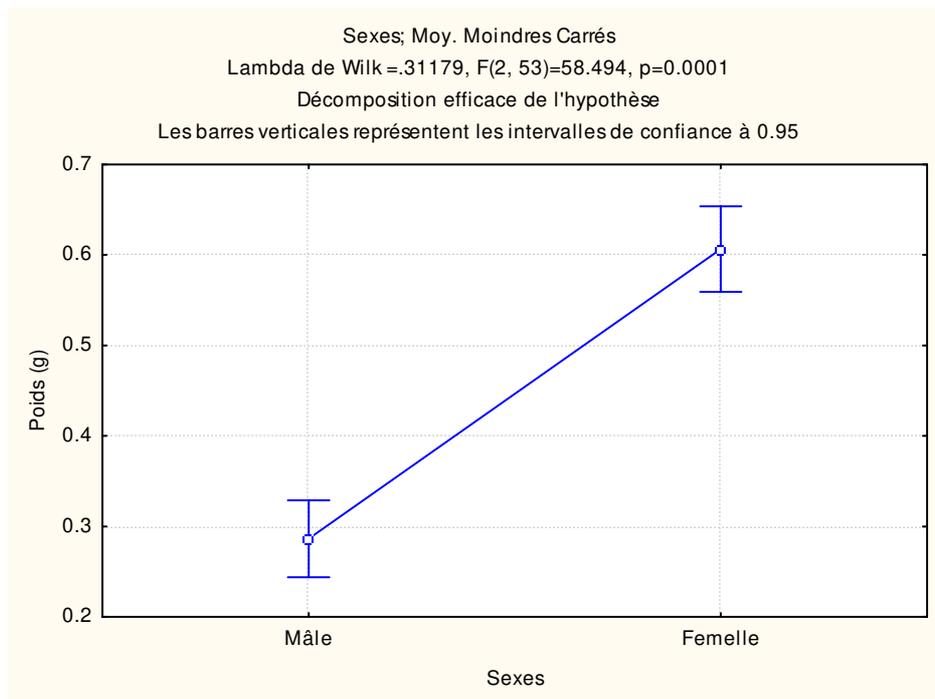


Figure N° 27 : Comparaison des poids des adultes

L'examen de la figure 27, relative à la comparaison des poids. Les valeurs calculées pour les mâles restent comprise entre 0,26 g et 0,34 g, par contre les femelles comprises entre 0,58 g et 0,68 g. La probabilité calculée est très hautement significative ($P= 0,0001$).

3. Fluctuation des populations imaginales au niveau de la station durant les années 2008 et 2009

Dans la station, dès le début de nos échantillons soit au début du mois de juillet 2008, nous avons dénombré 28 adultes à la température de 26,3°C au niveau de la station. Cette densité augmente durant les mois d'août et septembre pour atteindre le maximum au mois d'octobre température maximale est de 25,9°C, 48 adultes par station à la fin de ce mois de la première année d'observation sont enregistrés.

Par la suite les densités diminuent progressivement et le minimum enregistré se situe en hiver, température moyenne de 10,5°C correspondant au mois de février avec une moyenne de 6 adultes.

Les résultats obtenus sur les quantifications des effectifs des adultes sont regroupés dans le tableau 16 ; Fig. 28 et 29.

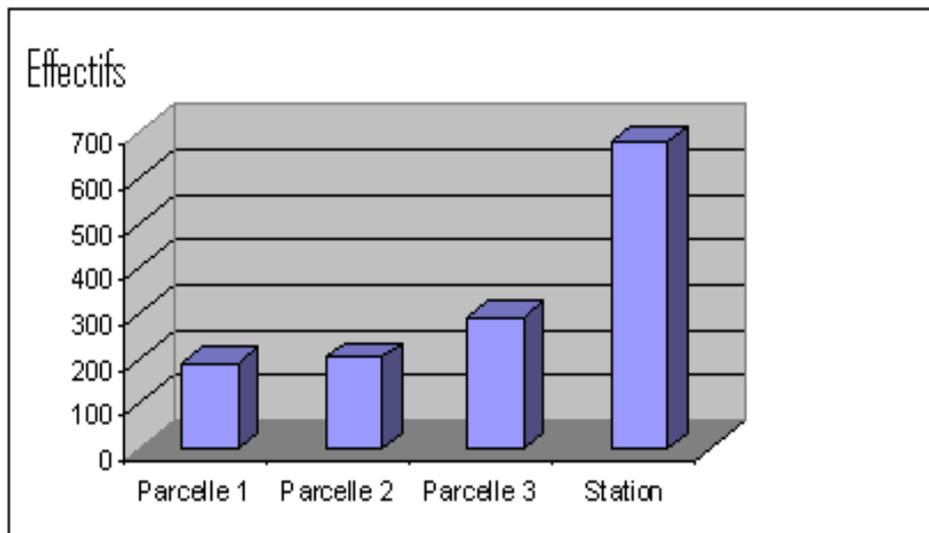


Figure N° 28 : Fluctuation des populations imaginales au niveau de la station

Tableau 16 : Effectifs dénombrés au niveau des parcelles durant les années 2008 et 2009.

Mois	p1	p2	p3	station
Juillet 2008	8	7	13	28
Août 2008	10	10	19	39
Septembre 2008	11	12	22	45
Octobre 2008	12	13	23	48
Novembre 2008	7	8	8	23
Décembre 2008	6	7	7	20
Janvier 2009	4	5	5	14
Février 2009	2	2	2	6
Mars 2009	3	4	10	17
Avril 2009	10	12	18	40
Mai 2009	14	16	22	52
Juin 2009	16	18	25	59
Juillet 2009	18	20	28	66
Août 2009	20	21	29	70
Septembre 2009	22	22	30	74
Octobre 2009	24	23	31	78
Moyenne	11.69	12.50	18.25	42.44
Ecart type	6.80	6.82	9.57	22.91

A partir du mois d'avril, à une température moyenne de 14,2°C, les premières émergences sont notées et se poursuivent au mois de mai puis juillet avec 66 adultes sur les parcelles, la température varie de 20,3 à 27,45°C en juillet . Les mois d'Août et septembre enregistrent des effectifs plus importants de 74 adultes. Comme pour la première année d'échantillonnage, c'est au mois d'octobre que les émergences les plus importantes sont notées à une température maximale est de 26,3 °C. En effet, 78 adultes sur les parcelles sont dénombrés le 09 octobre (Tab. 16)

3.1. Fluctuation des populations imaginales au niveau des parcelles P1, P2 et P3 durant les années 2008 et 2009

En 2008, durant le mois de juillet nous avons enregistré au niveau de la première parcelle 8 individus, 7 au niveau de la deuxième parcelle et 13 au niveau de la troisième parcelle. De juillet jusqu'à octobre, l'effectif du Capnode le plus élevé est noté au mois d'octobre avec 12 individus au niveau de la première parcelle et 13 au niveau de la deuxième parcelle, nous avons dénombré 23 adultes au niveau de la troisième parcelle, l'apparition optimale du Capnode a lieu lorsque la température est 25,9°C et ou les précipitations sont faibles

Du mois de novembre 2008 jusqu'au mois de février 2009, nous remarquons une diminution des effectifs avec seulement 2 adultes en février au niveau des parcelles P1, P2 et P3, les températures enregistrés durant cette période étaient faible.

En 2009, du mois de mars jusqu'au mois d'octobre comme pour la première année d'échantillonnage nous remarquons une augmentation des effectifs du Capnode, ainsi le maximum est observé au mois d'octobre avec 24 individus noté au niveau de la première parcelle et 23 individus capturé au niveau de la deuxième parcelle et 31 adultes observé au niveau de la troisième parcelle, avec une moyenne de 11,69 dans la première parcelle, 12,50 au niveau de la deuxième parcelle et 18,25 au niveau de la troisième parcelle, les écart types sont respectivement de 6,80, 6,82 et 9,57 ceci montre une augmentation progressive des effectifs, donc la aussi l'apparition optimale du Capnode à lieu lorsque la température est 26,3 °C et ou les précipitations sont très faibles. Nous remarquons que la moyenne calculé au niveau de la première parcelle est presque la même que celle calculée au niveau de la deuxième parcelle par contre cette dernière est plus élevée au niveau de la troisième parcelle cela peut s'expliquer par la présence d'arbres jeunes, dont l'âge ne dépasse pas trois ans, et qui n'ont pas résisté aux attaques du Capnode, ou alors la cause est due à la variété néctarine (Morton) supposée plus sensible que la variété précoce (Springtime).

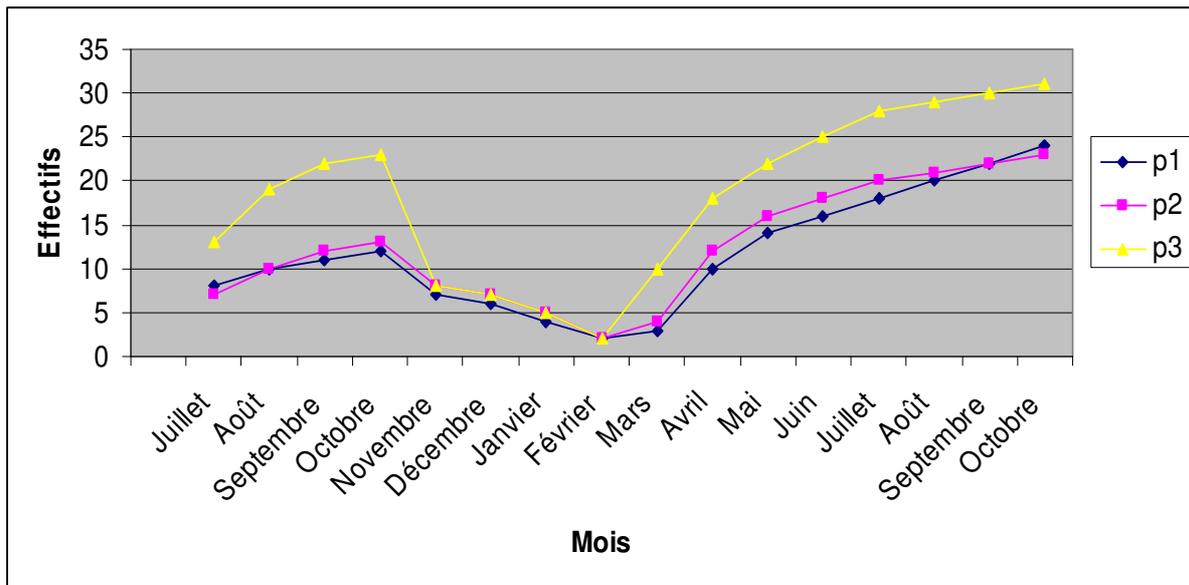


Figure N° 29 : Fluctuation de la population imaginaire sur les parcelles

Il est important également de signaler que l'effectifs dénombrés, en juillet 2009 est presque le double par rapport à celui dénombré en juillet 2008, il passe de 8 à 18 au niveau de la première parcelle, de 7 à 20 au niveau de la deuxième parcelle et de 13 à 28 au niveau de la troisième parcelle, donc en 2009 nous avons enregistré un plus grand nombre d'individus, 84 insectes capturés, contre 41 capturés en 2008, ceci est observé entre juillet et octobre.

4. Fluctuation des populations larvaires au niveau des parcelles.

Après avoir décortiqué les parties des troncs des arbres morts, nous avons prélevé toutes les larves tout stade confondu. Parmi les arbres déracinés certains étaient vides, nous n'avons trouvé aucune larve, cela peut s'expliquer peut être par la sortie des adultes de leurs loges nymphales ou alors la mortalité de ces arbres est due à une autre cause que le Capnode.

Nous avons procédé au dénombrement des populations larvaires et nymphales en fonction du temps, les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 14 ; (Fig. 31, 32 et 33).

Au niveau des parcelles, les larves sont présentes pendant toute l'année, sauf le mois de janvier au niveau de la première parcelle.

Comme les conditions climatiques allant de juin à octobre 2008 sont favorables avec des températures qui sont en moyenne de l'ordre de 21,9 à 20,3°C, nous supposons que la ponte a eu lieu environ en juin 2008 avec une température maximale de 28,3°C, ce qui explique la présence des larves du premier stade en juillet, août et octobre au niveau de la première parcelle, plus le mois d'avril au niveau de la deuxième parcelle et le mois de novembre au niveau de la troisième parcelle.

Au niveau de la première et deuxième parcelle, du mois de novembre 2008 jusqu'au mois d'avril 2009 absence de larves du premier stade et de décembre 2008 jusqu'à mars 2009 pas de larves du premier stade au niveau de la troisième parcelle. Parce que les températures enregistrées durant cette période étaient basses donc la ponte n'a pas eu lieu.

En 2009, de mai à octobre, les conditions climatiques étaient favorables, là encore, nous supposons que la ponte a eu lieu, elle s'est produite à partir de 27°C au début du mois de mai et s'échelonne de fin mai au début d'octobre avec des températures qui sont en moyenne de l'ordre de 27,3 à 26,3°C par conséquent nous avons trouvé les larves du premier stade.

Les larves évoluent ce qui explique la présence des larves du 2^{ème} et 3^{ème} stade au niveau des trois parcelles. Les larves du 4^{ème} stade, de beaucoup le plus long (10 mois au minimum) sont observées au niveau de la 1^{ère} parcelle, en juillet, août et octobre 2008 et à partir du mois d'avril, jusqu'au mois d'août 2009, également au niveau de la 2^{ème} parcelle de juillet, août et octobre 2008 et de janvier jusqu'au mois d'août et octobre 2009 présence de larve du 4^{ème} stade. Par contre au niveau de la 3^{ème} parcelle les larves du 4^{ème} stade sont vues durant les 16 mois d'expérimentation. Les larves du 4^{ème} stade trouvées en automne ce sont des larves qui sont issues des pontes précoces (mai).

Nous avons trouvé par ailleurs des prénymphe en août 2008 et juin, août 2009 et des nymphes en août 2008 et juin, juillet et août 2009 au niveau des trois parcelles. Des adultes dans leur loge nymphale sont vues le 25 juillet 2008 et le 16 juin 2009. (Fig. 34).

5.- Cycle biologique de *Capnodis tenebrionis*

Les observations périodiques effectuées au terrain au cours de l'année 2008 et 2009, nous ont permis de caractériser les divers états biologiques du *Capnodis tenebrionis* dans son biotope au cours du temps. Le cycle biologique de l'insecte en relation avec la plante hôte est reporté dans la figure 30.

L'accouplement des adultes a lieu en juin 2008 à une température de 21,9°C, la ponte et l'éclosion des œufs du capnode est assez rapide, les premières larves s'activent, cheminent dans le sol et pénètrent rapidement dans le tronc ou les racines, leurs croissances est assez lentes, la larve du premier stade est présente à la fin du mois de juin, celle du deuxième stade en juillet, plus une trentaine de jours pour avoir la larve du troisième stade puis le quatrième stade, qui est le plus long, jusqu'au mois de juillet 2009. En effet, la totalité du stade larvaire est de 14 mois, à ce délai on ajoute quinze jours pour la prénymphe, (fin juillet), à partir de la fin août apparition de la nymphe ; or les adultes on les retrouve vers la fin septembre, ces derniers restent souvent une semaine ou deux dans leurs logettes nymphales avant de s'échapper. Les adultes de la nouvelle génération vont passer l'hiver dans des abris d'hivernage et vont réapparaître au printemps 2010 ainsi le cycle reprend.

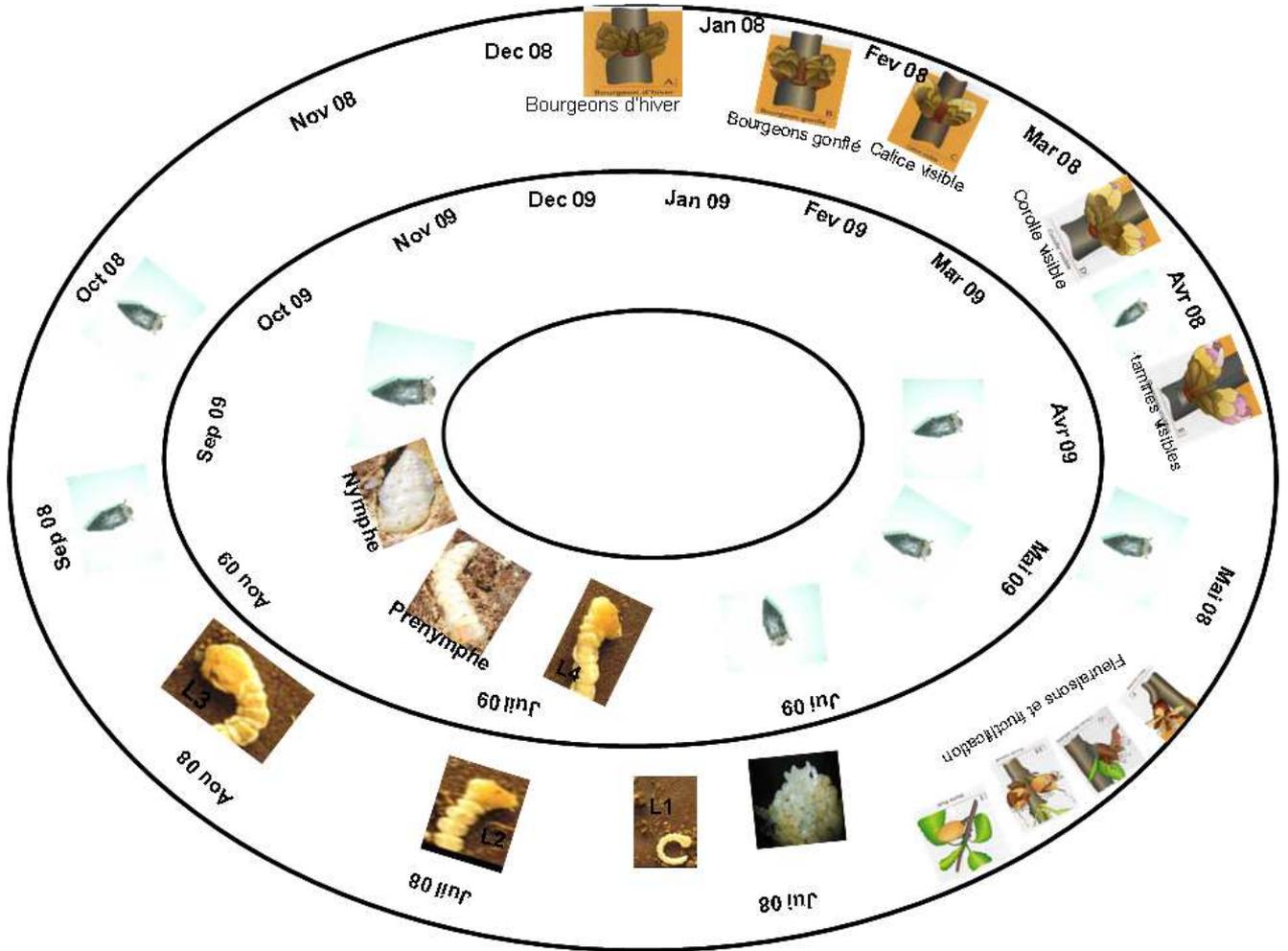


Fig. 30 Cycle biologique de *Capnodis tenebrionis*

Tableau 17 : Dénombrement des stades larvaires, prenymphes et nymphes au niveau des parcelles.

Parcelles	Parcelle1						Parcelle2						Parcelle3					
	DATE	L1	L2	L3	L4	PREN	NYM	L1	L2	L3	L4	PREN	NYM	L1	L2	L3	L4	PRENY
Juillet 2008	1	1	1	1	0	0	2	2	1	1	0	0	2	2	2	2	0	0
Aout 2008	2	1	0	1	2	2	2	1	0	1	2	2	4	2	2	1	1	2
Septembre 2008	0	0	1	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	2	2	2	0	0
Octobre 2008	2	1	1	1	0	0	2	1	1	2	0	0	4	1	2	2	0	0
Novembre 2008	0	1	1	0	0	0	0	1	2	0	0	0	2	1	2	2	0	0
Décembre 2008	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	2	1	1	0	0
Janvier 2009	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	1	1	2	0	0
Février 2009	0	0	1	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	1	2	1	0	0
Mars 2009	0	1	1	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	2	1	1	0	0
Avril 2009	0	0	0	1	0	0	0	1	1	1	0	0	1	2	1	1	0	0
Mai 2009	2	1	1	1	0	0	2	1	1	2	0	0	2	1	1	2	0	0
Juin 2009	0	0	0	1	2	3	0	1	0	1	2	2	0	1	2	2	2	2
Juillet 2009	1	0	1	1	0	2	2	1	1	2	0	1	2	1	1	2	0	1
Aout 2009	1	1	0	1	3	2	2	1	0	1	3	1	4	2	1	1	2	1
Septembre 2009	0	1	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	2	2	2	0	0
Octobre 2009	1	1	1	0	0	0	2	1	1	1	0	0	4	2	2	1	0	0

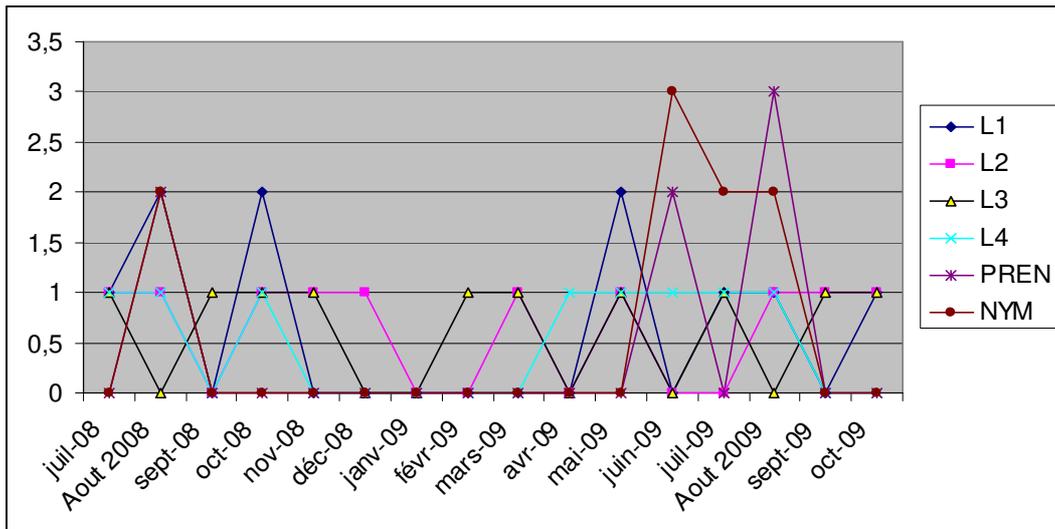


Figure N° 31 : Fluctuation des stades larvaires au niveau de la première parcelle

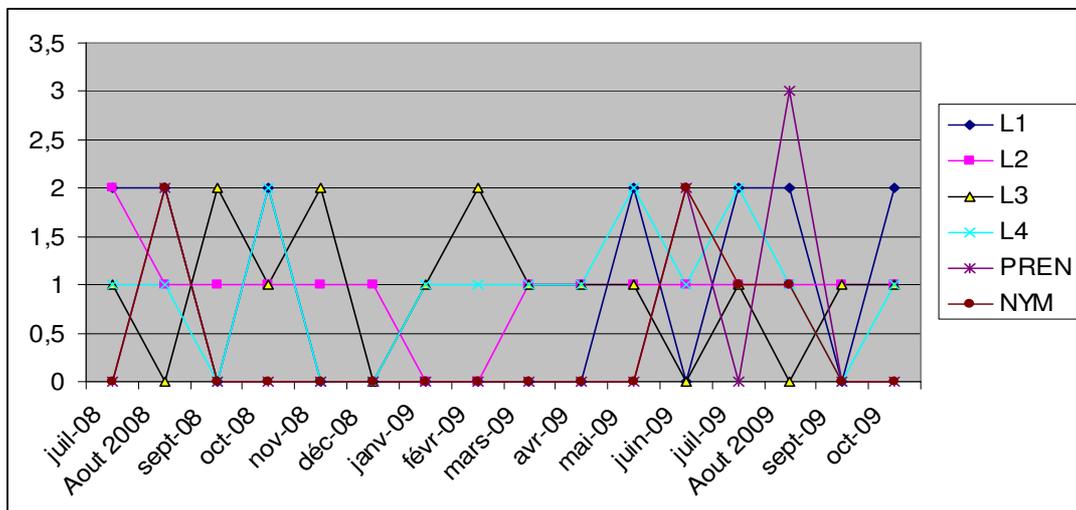


Figure N° 32 : Fluctuation des stades larvaires au niveau de la deuxième parcelle

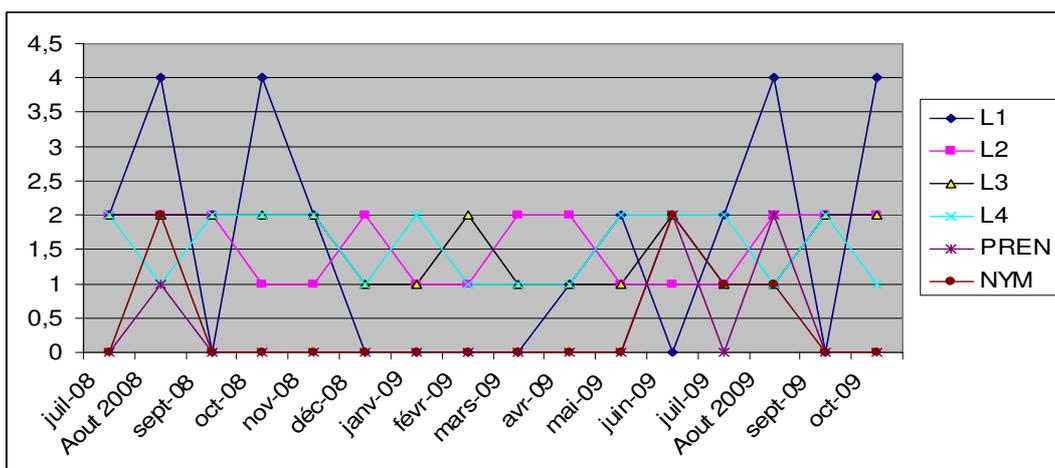


Figure N° 33 : Fluctuation des stades larvaires au niveau de la troisième parcelle



A



B



C



D



E

Figure N° 34 : Les différents états du Capnode (Originale, 2009)

A : Larve du 4^{ème} stade, B : Prenymphe, C : Nymphe, D : Adulte de la nouvelle génération,

E : Adulte dans la loge nymphale

6- Estimation des dégâts au niveau des parcelles

Durant la période allant de juillet 2008 à octobre 2009, les effectifs les plus importants sont notés au niveau de la troisième parcelle avec 292 insectes capturés, soit 43%, mais les effectifs restent plus ou moins stables entre la première parcelle et la deuxième parcelle, avec respectivement 187 et 200 insectes, le pourcentage d'attaque est de 28% et 29% (Fig. 35).

Nous avons également, au niveau de la première parcelle les dégâts estimés à 13 arbres enlevés, soit 10 en 2008 et 3 en 2009, plus 4 arbres morts destinés à l'arrachage. Les dégâts cumulés sur deux ans sont de 9,28%. La deuxième parcelle, les dégâts sont estimés à 20 arbres arrachés, soit 12 en 2008 et 8 en 2009, plus 10 arbres morts destinés à l'arrachage. Les dégâts cumulés sur deux ans sont de 11,66 %. La troisième parcelle, les dégâts sont estimés à 22 arbres arrachés, soit 12 en 2008 et 10 en 2009, plus 11 arbres morts destinés à l'arrachage. Les dégâts cumulés sur deux ans sont de 17,55 % (Fig. 36).

Nous remarquons que les dégâts relevés au niveau de la troisième parcelle sont considérables (Fig. 37) et ceci pourrait être expliqué par le choix de la variété du pêcher, qui est la nectarine, (Morton) supposé être sensible aux attaques du Capnode et aussi par la plantation des arbres jeunes (âgé de 4ans), en remplacement des pêchers morts.

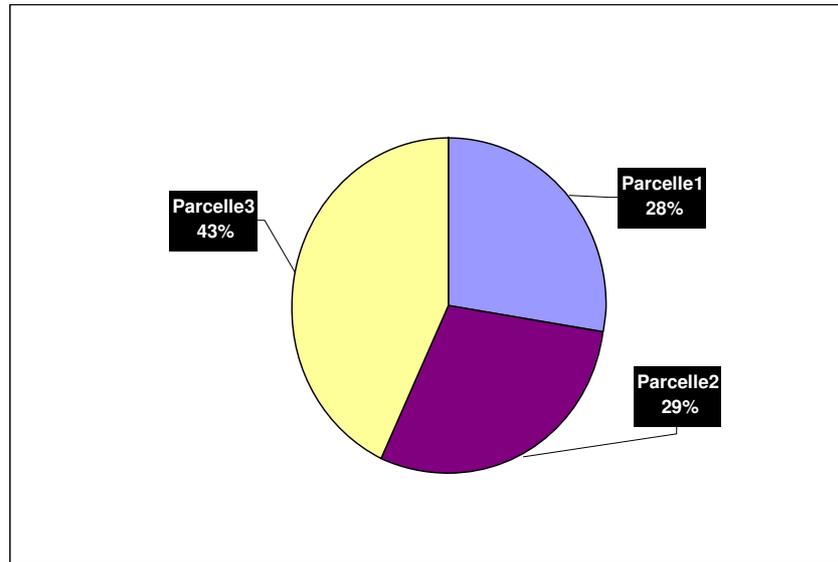


Figure N° 35 : Pourcentage d'attaque des adultes au niveau des parcelles

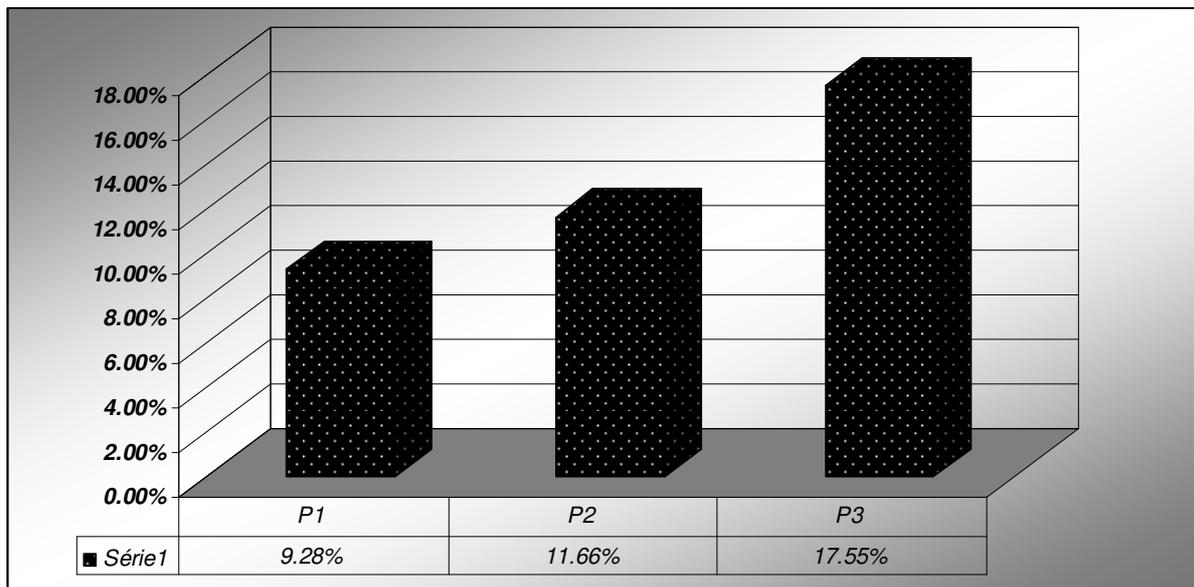


Figure N° 36 : Estimation des dégâts au niveau des parcelles



a



b



c



d

Figure N° 37 : Les symptômes

(Originale, 2009)

a : Infestation du Capnode au niveau de la troisième parcelle, b : arbre jeune attaquer, c : arbre attaqué partiellement, d : La gommose

Chapitre IV

Chapitre IV- Discussion des résultats

L'identification du capnode se fait selon les dimensions corporelles des larves que celles-ci varient en fonction de l'âge de l'insecte ou des stades. En effet, les mensurations des largeurs des capsules céphaliques et des longueurs des larves permettent de différencier les stades larvaires, ainsi la larve du premier stade se caractérise par une largeur moyenne de la capsule céphalique égale à 0,62 mm et sa longueur avec une moyenne de 0,64 cm et 3,21 mm, pour la larve du 2^{ème} stade avec une longueur en moyenne de 2,33 cm, celle du 3^{ème} stade est égale à 5,31 mm avec une longueur de 4,78 et pour la larve du 4^{ème} stade, elle est de 7,38 mm avec une longueur en moyenne de 6,63 cm. Balachowsky et Mesnil, (1935) signalent que les individus ont des tailles très différentes dès lors que la largeur de la tête oscille entre 0,5 mm pour la jeune larve et 4,5 mm pour la larve du dernier stade. En 1951 Martin (in Balachowsky (1962) a identifié les stades larvaires en calculant la largeur inter antennaire moyenne pour les différents stades (stade I= 0,34mm, stade II = 0,61 mm, stade III= 1,37 mm et stade IV= 2,92 mm). Le dernier stade varie entre 2 à 4 mm, mais selon Peyre (1946) ; Balachowsky (1962) et Villatte *et al* ; (1974) affirment que la longueur du dernier stade larvaire varie de 60 à 70 mm et même plus jusqu'à 100 mm (Losurdo, 2006).

La largeur de la capsule céphalique des prenymphe mâles est en moyenne de 7,35 mm, avec une longueur en moyenne de 23,8 mm, celle des femelles est de 7,32 mm avec une longueur en moyenne de 33,4 mm.

La longueur moyenne des nymphes mâles est de 21 mm avec un poids moyen de 0,15 g, celle des femelles s'élève à 24,7 mm avec un poids moyen de 0,23 g.

En ce qui concerne les adultes, la longueur moyenne des mâles est de 17,19 mm et une largeur de 8,61 mm avec un poids égale à 0,28 g, celle des femelles, la longueur moyenne est de 22,88 mm, largeurs de 11,84 mm avec un poids de 0,6 g.

A ce sujet, Bonsignore *et al* (2008) note les valeurs suivantes : les femelles sont plus grosses et plus lourdes que les mâles (longueur moyenne des femelles est égale à $(24,26 \pm 0,5)$ mm ; largeur prothorax $(9,73 \pm 0,24)$ mm, poids de $(0,812 \pm 0,045)$ g. pour les mâles, la longueur de $(22,68 \pm 0,39)$ mm ; largeur prothorax de $(9,04 \pm 0,18)$ mm, poids de $(0,606 \pm 0,026)$ g ; données non publiées d'une population en hibernation recueillis en 2005.

Le dimorphisme sexuel chez le capnode se reconnaît grâce au dernier segment abdominal du mâle qui est échancré et pourvu donc d'une dépression médiane tandis que chez la femelle il est parabolique (Balachowsky, 1962 ; Bonsignore et *al* ; 2008). La structure des génitalia est un bon critère de détermination de l'espèce, par ailleurs, les résultats des montages sur les mâles et femelles de *Capnodis tenebrionis* réalisés au cours de cette étude sont identiques à ceux obtenus par Garrido, (1984).

Dupuis, (2005). Pense que les génitalia femelles sont presque totalement ignorés, des études sont réalisées en l'absence d'une terminologie spécifique et posent parfois des problèmes délicats de synonymie.

De juillet à octobre 2008, le capnode est présent au niveau des parcelles, et il est particulièrement actif au printemps et en été. Sa présence effective et en densité importante 48 adultes dénombrés au mois d'octobre lorsque la température moyenne est 26°C, par contre elle est moindre 23 et 6 adultes dénombrés respectivement durant les mois de novembre 2008 et de février 2009 ou la température oscille entre 14,1 et 10,5°C, car le capnode rentre dans les abris d'hivernage à cette période. De mars à octobre 2009, la courbe est croissante, la population est à son pic maximum au mois d'octobre 74 adultes dénombrés lorsque la température moyenne est 26,3°C.

D'après Balachowsky (1962), l'activité du capnode est nulle en dessous de 15°C, très faible entre 15°C et 20°C et elle s'arrête autour de 40 à 42°C. C'est seulement à partir de 25°C et durant les heures chaudes et ensoleillées que l'activité est à son maximum. Dans le même ordre d'idées, Garrido (1984) signale que les adultes sont présents pendant les mois chauds, au printemps, lorsque la température atteint 20-22°C. Les adultes commencent à se nourrir activement pour atteindre leur maturité sexuelle. Bonsignore et Bellamy (2007) ont également montré que l'alimentation et le vol de l'insecte sont importants lorsque la température est environ de 30°C d'une part, et d'autre part quand la vitesse du vent est inférieure à 4m/s. l'activité de l'insecte est d'autant plus importante que les températures sont clémentes, elle est optimale à 26°C et diminue progressivement au fur et à mesure que les températures sont basses ou très élevées (Bonsignore et Bellamy, 2007).

D'après Balachowsky (1962) dans la Mitidja, la sortie des adultes commence au début d'avril. Selon Gairaud et Besson (1950) les sorties des adultes ont lieu du 22 juillet au 8 août dans la Mitidja. Par contre, au Maroc, Tajnari (1984), signale que les sorties des adultes s'échelonnent entre la mi juillet à la première décade de septembre ; le pic a lieu entre la mi-

juillet et la mi-août. Selon le même auteur, l'émergence n'est pas définitive mais progressive et elle est liée aux conditions climatiques.

Les adultes apparaissent en mai d'après Coutin en 2001, ils sont issus des éclosions de l'année précédente et ayant passé une hibernation. Malagon, (1989) signale que l'émergence des adultes se produit de la fin juillet à la mi septembre et d'après De lillo et *al* ; le Capnode est actif en mars, avril et à la fin de l'automne (même novembre), il est actif à des températures d'au moins de 15 à 20°C.

Selon le même auteur, le capnode préfère la partie de la plante face au soleil pour les jours froids et dans l'ombre pendant les chaudes journées.

D'après Ladjali (2010), dans la région de Médéa, la distribution selon l'orientation révèle que ce sont celles du sud et de l'est qui sont les plus affectionnées par le capnode en raison de leur meilleure exposition au soleil, en comparaison avec le nord et l'ouest.

Le développement larvaire du capnode est lent, il s'effectue vraisemblablement en deux ans. Chrestian (1955) a montré que la durée totale de la vie larvaire est très variable et s'échelonne sur 11 à 23 mois. Le même auteur pense qu'il ya deux races biologiques, l'une évoluant en une année et l'autre en deux années.

Selon Bonnemaïson (1964) l'accouplement a lieu à des températures allant entre 19,5 et 37°C. De lillo et *al* ; (2007) signale que l'accouplement a lieu à une température minimale de 25°C, la femelle s'accouple une ou plusieurs fois. L'accouplement se produit également à une température de 25-26°C, maximum supérieure à 30°C, couvrant une période allant de mai à la fin septembre (Malagon, 1989).

D'après Balachowsky et Mesnil (1935), l'éclosion des œufs est assez rapide, et la durée de l'incubation varie selon les conditions climatiques. Cette durée est de 12 à 13 jours en moyenne à une température variant de 28°C à 30°C (Careme et *al* ; 1993).

D'après les observations menées sur le terrain durant les 16 mois d'expérimentation, il apparait que les larves sont présentes pendant toute l'année. Comme les conditions climatiques allant de juin à octobre 2008 sont favorables, nous supposons que la ponte a lieu environ en juin 2008 à une température de 28,3°C, par contre en 2009, la ponte a eu lieu à partir de 27°C au début du mois de mai et s'échelonne de fin mai au début d'octobre, ce qui explique la présence des larves du 1^{er} stade. Les larves issues des pontes précoces peuvent avoir terminé leur croissance larvaire au début de l'automne, mais la nymphose ne se produit qu'au printemps suivant.

Des prénymphe et des nymphes ont été observées en aout, juin et juillet des deux années d'expérimentation, nous avons également observé des adultes dans leurs loges nymphales le 25 juillet 2008 et le 16 juin 2009.

Les adultes apparus restent souvent une semaine ou deux dans la logette nymphale avant de s'échapper.

D'après Peyre (1946) et Balachowsky (1962), la période de ponte s'étale sur deux mois, de juillet à septembre, mais la ponte est maximale en début d'aout (Garrido, 1984) contrairement a ce que Ladjali (2010) a trouvé, la ponte a eu lieu en septembre. D'après De lillo et al ; (2007), en Italie, précisément dans les Pouilles, durant la période 1996-1998, la ponte a eu lieu environ trois mois entre la deuxième moitié de juin au début du mois de septembre quelque œufs peuvent encore être établies avant et après cette période.

Nos résultats rejoignent ceux de Chrestian à Sefrou où il signale avoir observé des nymphes le 15 juin en 1950, le 22 juin en 1951 et le 20 juin en 1952, donc le cycle parait très constant. Le même auteur signale que la sortie des adultes de la nouvelle génération a été observée le 25 juillet en 1950, le 1 aout 1951 et le 27 juillet en 1952.

Les femelles qui apparaissent tardivement ne pondent qu'au printemps de l'année suivante, elles se nymphosent en juin, juillet et aout.

En Espagne les prénymphe et les nymphes se trouvent à la base des troncs des arbres de juillet à septembre (Garrido, 1984).

Le cycle complet de *Capnodis tenebrionis* est annuel ou bisannuel en Algérie (Gairaud et Besson, 1950) et au Maroc (Chrestian, 1952), suivant que la ponte est faite précocement ou tardivement. *Capnodis tenebrionis* présente une seule génération tous les deux ans, D'après Malagon, 1989 dans la région méditerranéenne, le cycle biologique du Capnode est achevée en 15 à 16 mois (deux saisons de croissance) dans le cas des œufs pondus en début de saison, entre la mi mai et la fin juillet.

Nos résultats ont montrés que le cycle biologique du capnode s'achève en 16 mois et ceci pour les femelles qui pondent en juin ; donc un œuf pondu en juin 2008 donne un adulte en septembre 2009 et il ne sera actif qu'au printemps 2010.

Conclusion générale

IV- Conclusion générale

En Algérie, *Capnodis tenebrionis* est présent presque sur toutes les espèces à noyau. Depuis l'année 2004, les attaques du Capnode ont réapparu dans diverses régions de l'Algérie. L'objectif de cette étude a été de traiter la bio écologie du Capnode sur le pêcher dans la région de l'Arbâa.

La biométrie des stades larvaires a été réalisée par une analyse fréquentiel qui a mis en évidence les 4 classes des stades larvaires du Capnode. Le premier stade regroupe les larves dont les tailles sont inférieures à 18,5mm, la deuxième classe des longueurs comprise entre 18,5 et 39mm. La troisième classe caractérisée par des longueurs comprises entre 39 et 59,5 mm les mesures des larves du quatrième stade supérieur à 59,5 mm.

Une autre analyse (statistiques descriptive) vient confirmer les résultats obtenus, ainsi la longueur des larves du premier stade est comprise entre 2 et 15 mm avec un écart type de 3,6 mm, les larves du deuxième stade mesurent entre 20 et 30 mm, écart type égale à 3,3mm. Le troisième stade les mensurations de la longueur larvaire obtenue sont comprises entre 40 et 59mm avec un écart type de 7,1mm. La longueur du quatrième stade varie de 60 à 70 mm avec un écart type de 4,2mm.

Afin de mieux caractériser les stades larvaires l'analyse fréquentielle a mis en évidence des largeurs maximales des capsules céphaliques réparties en quatre groupes avec une probabilité significative au seuil de 3% probabilité 0,032, ainsi que des longueurs maximales des capsules céphaliques et qui sont réparties en quatre groupes avec une probabilité significative au seuil de 3% probabilité 0,036.

L'analyse descriptive obtenue montre que les larves du premier stade se caractérisent par une largeur moyenne de la capsule céphalique égale à 0,62 mm et une longueur moyenne de 0,68 mm avec un écart type respectif de 0,84 et 0,95 mm. La longueur des larves du stade L1 est comprise entre 2 et 1,5 mm avec une moyenne de 6,4 mm et un écart type de 3,6 mm.

Concernant les mensurations des stades intermédiaires L2 et L3, la moyenne des largeurs des capsules céphaliques est respectivement de 3,21 et 5,31 mm avec des écarts-types respectifs de 0,58 et 0,47 mm. Au deuxième stade, les larves mesurent entre 20 et 30 mm de long avec une moyenne de 23,3 mm et un écart type de 3,3 mm. Au troisième stade les mensurations des longueurs larvaires obtenues sont comprises entre 40 et 59 mm avec une moyenne de 47,8 mm et un écart type de 7,1 mm.

La moyenne des largeurs des capsules céphaliques 7,38 mm avec un écart type de 0,58 mm caractérise le quatrième stade larvaire dont la longueur varie de 60 à 70mm avec un écart type de 4,2mm.

A travers ces résultats, il ressort que ces mensurations permettent de différencier les stades larvaires.

La longueur des prenymphes mâles comprise entre 20 et 26 mm, écart type égale à 19 mm celle des femelles comprises entre 30 et 41mm avec un écart type de 3,1mm.

Les valeurs obtenues par la comparaison des longueurs des nymphes mâles sont comprises entre 19,8 mm et 20,5 mm, par contre les femelles comprises entre 24 mm et 24,5 mm avec une probabilité hautement significative.

En ce qui concerne le poids des nymphes mâles les valeurs calculées sont comprises entre 0,12 g et 0,14 g, celle des femelles, sont de 0,22 g à 0,23 g avec une probabilité hautement significative.

L'analyse descriptive des longueurs moyennes des nymphes mâles est de 21 mm, celle des femelles s'élève en moyenne à 24,7 mm, les écart-types sont de 1,4 pour les mâles et de 0,5 pour les femelles. Le poids moyen des mâles est de 0,15 g, celui des femelles il est en moyenne à 0,23 g, les écart-types sont de 0,03 pour les mâles et de 0,01 g pour les femelles.

Quant à la longueur des mâles, les valeurs calculées restent comprise entre 16,5 mm et 18 mm, celle des femelles sont de 22 à 23,9 mm, la probabilité est très hautement significative $P= 0,0001$. La largeur des mâles comprises entre 8,1 mm et 9,2 mm, celle des femelles varie de 10,6 mm à 12 mm avec une probabilité très hautement significative $P = 0,0001$.

Le poids des adultes mâles, les valeurs calculées restent comprise entre 0,26 g et 0,34 g, par contre, les femelles leurs poids est compris entre 0,58 g et 0,68 g avec une probabilité très hautement significative.

Par l'analyse descriptive nous avons obtenus des résultats presque similaires, ainsi la longueur des mâles est de 13 à 21 mm avec un écart type de 2,02 mm, celle des femelles comprise entre 20 et 27 mm avec un écart type de 2,24 mm. Pour le poids des mâles il est compris entre 0,12 et 0,36 g avec un écart type de 0,06 g, celui des femelles est de 0,4 g à 0,95 g avec un écart type de 0,15 g.

Les femelles sont plus grosses et plus lourdes que les mâles, ce ci est dus probablement à la présence des œufs dans leurs ovaires, pour cela il est plus commode de faire des interventions directes chimiques contre les adultes, spécialement les femelles qui sont prêtent à pondre.

Le dénombrement des effectifs imaginale au niveau de la station de l'Arbâa durant la première année d'échantillonnage allant du mois de juillet à octobre 2008, sont les plus abondants, une moyenne de 40 adultes, au delà le nombre va en décroissant assez rapidement, du mois de novembre 2008 au mois de février 2009, la moyenne calculée est de 15,75 adultes le minimum est observé au mois de février avec une moyenne de 2 adultes au niveau de la station .Les adultes observés ce sont les hivernants qui sortent de leurs abris d'hivernage pendant les heures les plus chaudes de la journée.

Les premières adultes apparaissent vers la fin mars, l'apparition des adultes n'est pas simultanée mais échelonné, de la fin mars au mois d'octobre la moyenne des adultes observés est de 24,13.

Comme les conditions climatique sont favorable au cours de la période allant de mai à octobre 2009, la ponte à surement eu lieu. La larve néonate est très active des son éclosion elle cherche à s'enfoncer dans le sol et a gagner sa plante hôte.

Les larves évoluent ce qui explique la présence des larves du 2ème et 3ème stade au niveau des trois parcelles. Les larves du 4ème stade, de beaucoup le plus long (10 mois au minimum) sont observés en juillet, août et octobre 2008 et à partir du mois de janvier jusqu'au mois d'août et octobre 2009. Les larves du 4ème stade trouver en automne ce sont des larves qui sont issues des pontes précoces (mai).

L'entrée en nymphose des larves du dernier stade s'est produite aux mois de juin, juillet et aout 2008 et 2009. Des adultes de la nouvelle génération vue le mois de juillet et aout 2008 dans leur logette nymphale puis l'adulte apparait mais il reste souvent une semaine ou deux dans la logette nymphale avant de s'échapper

Nous avons pu déterminer le cycle biologique du capnode qui se résume comme suit : l'accouplement des adultes à lieu en juin 2008 à une température de 21,9°C, l'éclosion des œufs du capnode est assez rapide, les premières larves s'activent, cheminent dans le sol et pénètrent rapidement dans le tronc ou les racines, leurs croissances est assez lentes, la larve du premier stade est présente à la fin du mois de juin, celle du deuxième stade en juillet, plus une trentaines de jours pour avoir la larve du troisième stade puis le quatrième stade, qui est le plus long, jusqu'au mois de juillet 2009.

En effet, la totalité du stade larvaire est de 14 mois, à ce délai on ajoute quinze jours pour la prénymphe, (fin juillet), à partir de la fin août apparition de la nymphe ; or les adultes on les retrouvent vers la fin septembre, ces derniers restent souvent une semaine ou deux dans leurs logettes nymphales avant de s'échapper. Les adultes de la nouvelle génération vont passer l'hiver dans des abris d'hivernage et vont réapparaître au printemps 2010 ainsi le cycle reprend.

En perspectives, pour le développement de la culture du pêcher, il est nécessaire de trouver une forme de lutte appropriée contre le capnode, qui devient un ravageur potentiellement très dangereux. Les périodes propices, en l'occurrence la période intermédiaire entre les œufs à couvrir et la pénétration des larves néonates dans les racines. Cette période peut être intéressante et en même temps et aussi avant que les adultes commencent leur retraite dans les refuges d'hivernage.

En ce qui concerne la maîtrise des stades larvaires, le contrôle des larves quand elles sont parmi l'aubier et l'écorce, c'est-à-dire une fois que la pénétration des larves sur les tiges ou les racines, est impossible et inefficace, par contre le moment dans lequel il serait plus efficace lorsque la population imaginaire est maximale de la mi juin à la mi octobre.

Il est nécessaire que les arboriculteurs de la même zone traitent leurs vergers parce que l'insecte peut émigrer à partir d'un verger non traité.

Par ailleurs, l'effort doit être mené d'avantage pour tirer plus d'informations sur les fluctuations spatio-temporelles des populations du Capnode afin de mettre au point des méthodes de surveillance et des stratégies qui permettent d'assurer une protection des arbres fruitiers à noyau. L'apparition de ce Capnode ces dernières années, mérite une attention plus particulière sur son évolution et sa cartographie géographique d'une manière générale dans le pays. Un programme méditerranéen d'intervention et de recherches sur le Capnode serait plus intéressant pour mieux cerner le problème, il serait judicieux d'étudier la possibilité d'un traitement global, soutenu par l'état, de toute la zone du pêcher, c'est le seul moyen d'éradiquer pour une période cet insecte ravageur.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- 1- Anonyme ; 1984- Enquête sur le Capnode des arbres fruitiers à noyaux. Bilan annuel, campagne 1984-1985.S.R.P.V.
- 2- Alvarez C.S ; Marannino P ; De Lillo E. et Guesada- Moraga E. 2006- Evaluation des *Metarhizium anisoplia* (Metsch) Sorok de cibler les larves et les adultes de *Capnodis tenebrionis* (L.) (Coléoptère : Buprestidae) dans le sol et les applications de bande en fibre. Dip. De Bio. Chimica Agro. Forestale Ambientale, Univ. Degli Stud. Di Bari, Via Amendola 165/ A 70126 Bari, Italie.
- 3- Balachowsky A. et Mesnil L., 1935- Les insectes nuisibles aux plantes cultivées, leurs mœurs, leurs distribution. Ed. Masson et Cie., T.1, Vol. 1, PP. 4-17.
- 4- Balachowsky A-S., 1962- Traité d'Entomologie appliquée à l'agriculture, Coléoptères. Ed. Masson et Cie, Paris, 564p.
- 5- Basler A., Detry J.P., Kerkab M., Moussaoui H. et Walali D.E.M., 1995. Le secteur des rosacées fruitières au Maroc. Ed. Actes, Rabat (Maroc), 412p.
- 6- Benazoun A ; 2001- Ravageurs et maladies de l'amandier. Bull. Mens. D'information et de liaison du PNTTA. N° 87. pp. 1-4.
- 7- Ben Yehuda S et Mendel Z; 1997- Control of wood- boring beetles (*Capnodis* spp and *Scolytis* spp) in deciduous orchards in Israel, Alon- Hanoteca 51 (4), pp. 170-172.
- 8- Ben Yehuda S; Assael F et Mendel Z; 2000- Improved chemical control of *Capnodis. Tenebrionis* and *C. carbonaria* in stone fruit plantation in Israel. *Phytoparasitica*, 28 (1): 27-41.
- 9- Besson J ; 1951- Sur la biologie de *Capnodis tenebrionis* dans la région toulousaine. Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse 86, pp. 97-101.

- 10- Bleton et Fieuzet L., 1942- Note sur la biologie du bupreste noir des arbres fruitiers au Maroc. *Capnodis tenebrionis* L. Bull. Soc. Hist. Nat. De l'afr. Du Nord., N°= 2., PP.40-43.
- 11- Bretaudeau J. 1979- Atlas d'arboriculture fruitière. Vol. 3 Ed. J-B. Bailliere collection des techniques horticoles spécialisées
- 12- Bretaudeau J ; FAURE Y. 1992- Atlas d'arboriculture fruitière, vol.1, troisième édition, revue et corrigée. Ed : Lavoisier, 289p.
- 13- Bonnemaïson L., 1962- Les ennemis animaux des plantes cultivées et des forets. Société. Ed. Publ. (Sep), Paris, T. 2, 503p.
- 14- Bonsignore C.P ; Van Achterberg C. ; Vacante V. 2008- First record of Braconidae comme parasitoides des *Capnodis tenebrionis* (Linnaeus) (Coleoptera : Buprestidae), avec des notes sur l'écologie du *Spathius erythrocephalus* Wesmael (Hymenoptera : Braconidae). Zoologische Mededelingen, 82.
- 15- Bonsignore C.P et Bellamy C; 2007- Daily activity and flight behaviour of adults of *Capnodis tenebrionis* (Coleoptera: Buprestidae). Eur. Jour. Entomol. 104 : 425-431p.
- 16- Canovas J.A ; Dicenta A. Soler N. - Sensibilité de porte-greffes d'amandes de semis Capnode. Rev. ACTA Horticulturae Vue le 06/10/2009
- 17- Careme C ; Sghaier T ; Tanjaoui A ; 1993- Consolidation de la défense des cultures. Pub. Agr ; N° 25. INPV. Maroc.
- 18- Chouaki S ; Bessedik F ; Chebouti A ; Maamri F ; Oumata S ; Kheldoun S ; HAmama M ; Douzene M ; Bellah F ; Kheldoun A ; 2006- Deuxième rapport national sur l'état des ressources phylogénétiques INRA. FAO. Org. Des nations Unis pour l'alimentation et l'Agriculture pp. 91.

- 19- Chrestian P., 1952- Le problème du capnode au Maroc (*Capnodis tenebrionis* L.) fruits, 7(1) : pp.2-8.
- 20- Chrestian P., 1955- Le capnode noir des rosacées. Serv. Def. Veg., N°= 63. pp. 2-15.
- 21- Colasurdo G; Vallillo E; Berchicci D; Romualdi G et Del Lillo E; 1997- Prime esperienze di controllo degli adulti di *Capnodis tenebrionis* in Molise. Inf. Fitopatol ; 10 : 53-57.
- 22- Comtois M; 2007- Le groupe d'expert en protection des pépinières ornementales, réseau d'avertissement phytosanitaires- avertissement N°05-pépinière ornementale Ed. Michel LACROIX et Cindy OUELLET, RAP.
- 23- Coutin R ; 2001- Faune entomologique du cerisier. Fiche pédagogique, n° 120, 19-22 pp.
- 24- David'Yan G. E; 2009- Ravageurs *Capnodis tenebrionis* (L.) peach flat headed Root borer. Interactive. Agriculture. Ecological. Atlas. Of Russia and Neighboring Contries.
- 25- De Lillo E ; Guarino A ; Colasurdo G ; Piscopo A et Cardone G ; 2007- Il Buprestide nero *Capnodis tenebrionis* (L.) su alcune pronioidee nell'Italia meridionale Biologia, Sintomi, Danni e Metodi di difesa pp. 8
- 26- Feron M., 1949- Recherche sur la ponte de *Capnodis tenebrionis* L. (Coleoptera, buprestidae). Rev. Path. Vég. Ent. Agr. Fr., N°= 28, PP. 66-72.
- 27- Feron M ; 1950- Techniques utilices dans la lutte contre le Capnode. C R Ac Agric 36, pp. 638-641.
- 28- Ferrero F ; 1987- Trois buprestes ennemis de l'abricotier en Roussillon. Phytoma, 384 : 43.

- 29- Gautier M ; 1976- Les méthodes modernes de taille et de formation des arbres fruitiers. Revue Arbo-fruit, N°273, pp 19-22.
- 30- Gautier M ; 1987- La culture fruitière, vol.1 : l'arbre fruitier. Ed. J.B. Baillière, 492 P.
- 31- Gautier M ; 1982a.- Le pêcher et sa culture 1ère partie : exigences du climat et de sol. Revue Arbo-fruit, N° 340, pp 49-53.
- 32- Gautier M ; 1988. La culture fruitière, vol.2 : les productions fruitières Ed. J.B. Baillière, 452 P.
- 33- Gairaud R. et Besson J., 1950 a – Contribution à l'étude de la biologie du bupreste du pêcher (*Capnodis tenebrionis* L.) dans la Mitidja (Algérie). Rev. Path. Vég. Agr. Fr. Paris., N° = 29 PP. 119-136.
- 34- Garcia-Del-Pino, F; Morton, A. 2005- Efficacy of entomopathogenic nematodes against neonate larvae of *Capnodis tenebrionis* (L.) (Coleoptera: Buprestidae) in laboratory trials. Bio Control 50, 307-316.
- 35- Garrido V; 1984- bioecologia de *Capnodis tenebrionis* L. (Coleop : Buprestidae) y orientaciones para su control Bol. Serv. Plagas, 10 : pp. 205-221.
- 36- Garrido V., 1986- Plagas en frutales de Hueso con especial estudio del « GUSANO CABEZUDO » *Capnodis tenebrionis* L. coleoptera, buprestidae). Fruticultura profesional, dept. Prot. Vég. Crida 04. MONCADA (Valencia). PP. 27-43.
- 37- Garrido A ; Malagon J. Del Busto, J. 1990- toxicidad de plaguicidas por contacto e ingestion sobre adultos de *Capnodis tenebrionis* (L.), (Coleop. : Buprestidae). Bol. San. Veg. Plagas, 16: pp. 165-172.

- 38- Gindin G; Kuznetsova T; Protasov A; Ben Yehuda S et Mendel Z; 2009- Artificiel diet for two flat-headed borers. *C. sp* (Coléoptère: Buprestidae). *Eur. Jour. Entomol*, 106 : 573-581.
- 39- Grasse P., 1949- *Traité de zoologie (Anatomie- systématiques- Biologie)*. Ed. Masson. Cie. Tome IX ; 1069 p.
- 40- Guessous A., 1948- Le capnodage dans la région de Fés. *Terre Marocaine (Casablanca)*, N°= 219 ; PP.42-44.
- 41- Guessous A., 1949 a- L'amandier amer constitue t'il un porte greffe resistant au Capnode. *Terre Marocaine (Casablanca)*, N° 231 ; PP. 50-51.
- 42- Guessous A., 1950- Recherche sur la ponte du Capnode noir des arbres fruitiers. (*Capnodis tenebrionis* L.) *Rev. Path. Vég. Ent. Agro. France, Paris*, N°= 29 ; pp 137-151
- 43- Gouguenheim M.R., Perrier D., Rungs CH., 1950- Remarques sur les larves de deux Buprestides du système radicalaire des rosacées fruitières. *Capnodis tenebrionis* L. et *Aurigera unicolor* OL. *Rev. Agr. Fr. paris* N° 29 pp. 152-157.
- 44- Hilaire C. et Giauque P., 1994. « Pêche » les variétés et leur conduite. Ed. Ctifl, Paris. 274p.
- 45- Hilaire C. et Giauque P ; 2003. *Le pêcher* Ed. Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes, Paris, 271 P.
- 46- Hmimina M., Sekkat A., Lahfa L. Histane M., 1988- Cycle biologique de *Capnodis tenebrionis* L. (Coléoptère, buprestidae) dans la région de MEKNES. *Actes. Inst. Agr-vet. Vol. 8. PP. 41-49.*
- 47- Hulle M ; Turpeau E ; Leclant F ; Rahn M-J ; 1998- les pucerons des arbres fruitiers : cycle biologiques et activité et activités de vol, livre, Ed. ACTA/INRA pp.80

- 48- INPV. 2004- Communication orale par Monsieur AOUINA de l'INPV.
- 49- Ladjali A ; 2010- Contribution à l'étude bioécologique du Capnode des arbres fruitiers, *Capnodis tenebrionis* L (Coleoptera : Buprestidae) dans la région de Médéa. Mém. Magister, 66p.
- 50- Lichou J ; Mandrin J. F. et Chauvin- Buthaud B ; 2009- le Capnode un ravageur méditerranéen en recrudescence, Art. In Arbo. Fruit. N° 637 pp. 30-32.
- 51- Losurdo N; 2006- Actualita e prospettive nelle lotta al Buprestide nero delle Rosacee, *Capnodis tenebrionis* (L) (Coleoptera: Buprestidae). These. Universita degli Stedi della Basilicata. Anno: 2005-2006. 69 p.
- 52- Malagon J., Garrido V., Del Busto T., 1988- Oviposition de *Capnodis tenebrionis* L. (Coléoptera, buprestidae) en ambiente controlado. Bol. San. Veg. Plagas. , N°= 14., PP. 99-105.
- 53- Malagon, J. 1989- Bioecologia de *Capnodis tenebrionis* L. (Col. Buprestidae e influencia de ciertos factores abioticos sobre sus estados inmaduros, en el momento de la eclosion del huevo y su penetracion en huespedes de interes agricola. Ph. D. Thesis, Universidad Politécnica de Valencia, Spain.
- 54- Malagon, J ; 1990- Relacion entre el contenido de glicosidos cianogenicos y la resistencia a *Capnodis tenebrionis* L ; en frutales de hueso. Bol. San. Veg. Plagas 16, 499-503.
- 55- Mamouni A ; 2006- le pêcher une culture de diversification Bull. men. D'information et de liaison du PNTTA. N° 138, pp.4
- 56- Marannino P et De Lillo E; 2007- *Capnodis tenebrionis* (L. 1758) (Coleoptera : Buprestidae) : Morphology and behaviour of the neonate larvae, and soil humidity effects on the egg eclosion. Ann. Soc. Entomol. Fr. 43 (02) 145-154.

57- Marannino P ; Tarasco E et De Lillo E ; 2003- Biological notes on larval hatching in *Capnodis tenebrionis* (L.) (Coleoptera: Buprestidae) and evaluation of entomopathogenic nematodes in controlling neonate larvae, Redia 86, pp. 101-105.

58- Marannino P; Santiago-Alvarez C; De Lillo E et Quesadamoraga E; 2006- Anew bioassay method reveals pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* against early stages of *Capnodis tenebrionis* (Col: Buprestidae). Jour. Invert. Pathol. 93: 210-213.

59- Marannino P; Santiago-Alvarez C; De Lillo E et Quesadamoraga E; 2008- Evaluation of *Metarhizium anisoplia* (Metsch) Sorok. To target larvae and adults of *Capnodis tenebrionis* L (Coleoptera: Buprestidae) in soil and fiber band applications. Jour. Invert. Pathol, 97 : 237-244.

60- Martin, H; 1951- Contribution à l'étude du Capnode noir des arbres fruitiers (*Capnodis tenebrionis* L.) dans la région d'Alger. Rev. Pathol. Veg. Entomol. Agricole 30, 97-113.

61- Martinez De Altube M ; Strauch O ; Fernandez De Castro G et Martinez Pena A ; 2007- Control of the flat-headed root borer *Capnodis tenebrionis* (Linne) (Col : Buprestidae) with the entomopathogenic nematode *Steinernema carpocapsae* (Weiser) (Nematoda : Steinernematidae) in a chitosan formulation in apricot orchards. Rev. Bio Control 53: 531-539.

62- Mendel, Z ; Assael, F ; Ben Yehuda, S ; 2003- Host selection and root colonization of cyanogenic stone fruit species by *Capnodis spp.* (Coleoptera: Buprestidae). Ann. Entomol. Soc. Ann. 96:127-134.

63- Morton A; Garcia- Del- Pino F; 2008a- Field efficacy of the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* against the Mediterranean flatheaded rootborer *Capnodis tenebrionis*. Journal of Applied Entomology, 132, pp. 632-637.

- 64- Morton A; Garcia- Del- Pino F; 2008b- Virulence of entomopathogenic nematodes to different stages of the flatheaded rootborer, *Capnodis tenebrionis* (L.) (Coleoptera: Buprestidae). Nematology, in press.
- 65- Morton A; 2009- Les nematodos entomopatogenos (Rhabditidae: Steinernematidae y heterorhabditidae) para el control del gusano Cabezudo, *Capnodis tenebrionis* (Coleoptera: Buprestidae). Tesis Doctoral. Unidad de Zoologia Departamento de Biologia Animal, Biologia Vegetal y Ecologia Universitat Autonoma de Barcelona. Pp. 153.
- 66- Mulas M; 1994- Almond genetic resources and resistance to *Capnodis tenebrionis*. Acta. Hort; 373: 41-48.
- 67- Mutin G ; 1977- La Mitidja, décolonisation et espace géographique. Ed. Office Publ. Univ ; Alger, 607p.
- 68- Perrier R ; 1932- Le coléoptère- la faune de la France Edité par l'auteur ; 33p.
- 69- Pochon A. et LHENAFF R ; 1976- Le sol. Ed. Larousse, Paris, 255p.
- 70- Rivney E., 1944- Physiological and ecological studies on *Capnodis* In Palestine.i. Studies on the eggs. Bull. Ent. Res. London. Vol. 35. PP.235-242.
- 71- Rivney E; 1946- Physiological and ecological studies on the species of *Capnodis* in Palestine (Col ; Buprestidae). I. Studies on the eggs. Bull. Entomol. Res. 33(3), pp. 235-242.
- 72- Salah A ; et El Hamalawii M ; 2004- la dynamique de la population de la mouche méditerranéenne des fruits, *Ceratitis capitata* Wied. Diptera. Univ. Najah An. J. Res. (N.SC.), vol. 18(2).
- 73- Sanna-Passino G et Delrio G ; 2001- Eficacia de plaguicidas sobre larvae de *Capnodis tenebrionis* (L). Bull. San. Veg ; Plagas, 27 : 59-64.

74- Sekkat A. et Hmimina M., 1989- Que faire contre le Capnode noir des arbres fruitiers. Séminaire sur le Capnode. D.P.A. Rabat- Salé. 16 mai 1989, 4P.

75- Sergio G ; Pablo G B et Del Carmen Crespo M ; 2008- Gusano cabezudo (*Capnodis tenebrionis*). Boletín. Fitosanitario ; n°3, 2008. Imprimerie. Graficas. Celarayn, s. a.

76- Skiredj A., Waladi D.M.L. et El Attir H., 2007. Nouveau : Généralités sur l'irrigation fertilisante au Maroc et projet d'équipement d'une parcelle d'agrumes en irrigation fertilisante. WWW. Légume- fruit-maroc.com, 2007.

77- Tajnari H., 1984- Bioécologie du capnode noir. *Capnodis tenebrionis* L. Dans la région de Marrakech et essai d'efficacité de cinq insecticides. Rapp. Insp. Rég. De la Prot. Vég. Marrakech., 23P.

78- Thery A., 1928- Etude sur les buprestides de l'Afrique du nord. Soc. Sci. Nat. Maroc., Mémoire xIx. PP.160-162.

79- Venet M., 1951- Recherches biologiques et thérapeutiques sur le capnode noir des rosacées fruitières. Serv. Def. Vég. Sefrou (Maroc), N°= 2., PP.1-28.

80- Youcef S ; 1989- étude du comportement nutritionnel et de l'appareil digestif des larves de *Capnodis tenebrionis* L. (Coleoptera, Buprestidae). Spécifique des arbres fruitiers à noyaux. Thèse Ing. D'état en Sci. Agro. Blida. Pp. 55.

Annexes

Annexes

Annexe. 1- Températures moyennes mensuelles des maxima et des minima, enregistrées au cours de l'année 2008 et 2009 à Dar El Beida

Années	Températures	Mois											
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
2008	M °C.	18	18,9	19,8	23,2	24,1	28,3	32,2	32,2	29,6	25,9	19,5	16,3
	m. °C.	4,7	6,3	6,8	8,8	13,5	15,5	20,4	19,4	18,6	14,6	8,6	5,6
	(M + m)/2	11,4	12,6	13,3	16	18,8	21,9	26,3	25,8	24,1	20,3	14,1	11,0
2009	M °C.	15.9	17.1	19.3	20.4	27.3	30.9	34	32.3	28.2	26.3	23.5	19.8
	m. °C.	6.4	3.9	5.8	8	13.3	16.2	20.9	21.1	17.3	12.7	9.6	7.5
	(M + m)/2	11.15	10.5	12.55	14.2	20.3	23.55	27.45	26.7	22.75	19.5	16.55	13.65

(O.N.M., 2008, et 2009)

T° : Température en °C.

T°. min : Température mensuelles des températures minimales en °C.

T°. max : Température mensuelle des températures maximales en °C.

T°.moy : Température mensuelle des températures en °C.

Annexe. 2- Variations mensuelles des précipitations enregistrées au cours de l'année 2008 et 2009 à Dar El Beida

Années	Mois												
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Total
2008	19,6	3,6	56,4	18,8	74,2	2,6	9,2	0	22,4	69,3	122,7	101,9	500,7
2009	137.92	23.37	60.2	61.22	32.26	0.76	0.51	13.46	86.61	29.21	39.11	121.92	606.55

(O.N.M., 2008, et 2009)

Annexe. 3- Variations mensuelles du taux d'humidité enregistrées au cours de l'année 2008 et 2009 à Dar El Beida

Années	Mois											
	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
2008	81.40	73.2	71.8	66.10	74.6	68.2	66.1	67.1	67.4	73.3	71.3	74.6
2009	75	66.4	71.4	70.5	62.1	58.6	59.5	69.7	73.4	71	68.6	72.7

Annexe. 4 – Valeurs mensuelles de la vitesse des vents les plus forts notées à Dar El Beida en 2008 et 2009

		Mois											
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
2008	V max. (m/s)	18	20	30	26	26	26	26	24	25	22	25	23
2009	V max. (m/s)	27	28	25	25	26	26	24	27	27	24	20	25

(O.N.M., 2008 et 2009)

V. (max.) : Vitesse maximale du vent

(m/s) : en mètres par seconde.

Résumés

Bio écologie de Capnode du pêcher : *Capnodis tenebrionis* sur pêcher dans la région de l'Arbâa (Mitidja).

Résumé

L'objectif de cette étude a été de traiter la bio écologie du Capnode sur le pêcher dans la région de l'Arbâa.

La biométrie des stades larvaires a été réalisée par une analyse fréquentielle qui a mis en évidence les 4 classes des stades larvaires du Capnode. Le premier stade regroupe les larves dont les tailles sont inférieures à 18,5mm, la deuxième classe des longueurs comprise entre 18,5 et 39mm. La troisième classe caractérisée par des longueurs comprises entre 39 et 59,5 mm les mesures des larves du quatrième stade supérieur à 59,5 mm.

Le dénombrement des effectifs imaginaires au niveau de la station de l'Arbâa durant la première année d'échantillonnage allant du mois de juillet à octobre 2008, sont les plus abondants, une moyenne de 40 adultes, au delà le nombre va en décroissant assez rapidement, du mois de novembre 2008 au mois de février 2009, la moyenne calculée est de 15,75 adultes le minimum est observé au mois de février avec une moyenne de 2 adultes au niveau de la station. Les adultes observés ce sont les hivernants qui sortent de leurs abris d'hivernage pendant les heures les plus chaudes de la journée.

Les premiers adultes apparaissent vers la fin mars, l'apparition des adultes n'est pas simultanée mais échelonné. De la fin mars jusqu' au mois d'octobre, la moyenne des adultes observés est de 24,13.

Nous avons pu déterminer le cycle biologique du capnode qui se résume comme suit : l'accouplement des adultes a eu lieu en juin 2008 à une température de 21,9°C, l'éclosion des œufs du capnode est assez rapide, les premières larves s'activent, cheminent dans le sol et pénètrent rapidement dans le tronc ou les racines, leurs croissances est assez lente. La larve du premier stade est présente à la fin du mois de juin, celle du deuxième stade en juillet, plus une trentaine de jours pour avoir la larve du troisième stade puis le quatrième stade, qui est le plus long, jusqu'au mois de juillet 2009. En effet, la totalité du stade larvaire est de 14 mois, à ce délai on ajoute quinze jours pour la prénymphe, (fin juillet), à partir de la fin août apparition de la nymphe ; or les adultes on les retrouve vers la fin septembre, ces derniers restent souvent une semaine ou deux dans leurs logettes nymphales avant de s'échapper. Les adultes de la nouvelle génération vont passer l'hiver dans des abris d'hivernage et vont réapparaître au printemps 2010 ainsi le cycle reprend.

Mots clés : *Capnodis tenebrionis*- Larves- Pêcher- Biométrie- Fluctuation- L'Arbâa- Mitidja

**Bio ecology Capnode of fish: *Capnodis tenebrionis* on fish in the region of l'Arbâa
(Mitidja)**

Abstract

The objective of this study was to address the bio ecology *Capnodis* the fish in the region Arbaa. Biometrics larval stages was performed by a frequency analysis showed that the 4 classes of larval stages of *Capnodis*. The first stage includes the larvae whose sizes are less than 1.85cm, the second class of lengths between 1.85 and 3.9 cm. The third class characterized by lengths of between 3.9 and 5.95 cm measurements of fourth-stage larvae higher at 5.95 cm.

The headcount imaginal at the station during the first year Arbaa sampling from July to October 2008, are the most abundant, averaging 40 adults, beyond the number is decreasing rather quickly , November 2008 to February 2009, the calculated average is 15.75 adult minimum is observed in February with an average of 2 adults at the station. Observed that adults are emerging from their overwintering shelters during the winter during the hottest hours of the day.

The first adults appear in late March, the emergence of adults is not simultaneous but staggered from late March to October the average adult observed is 24.13.

We were able to determine the life cycle of *Capnodis* which is summarized as follows: mating adults in June 2008 at a temperature of 21.9 ° C, hatching of eggs *Capnodis* is fast enough, the first larvae s 'activate, move through the soil and penetrate quickly into the trunk or roots, their growth is relatively slow, the duration of the larval stages in the Mitidja fact that the first stage larva is present at the end of June, the the second stage in July, more than thirty days for the larvae of the third stage and fourth stage, which is the longest, until July 2009. Indeed, the entire larval stage is 14 months, this time adding two weeks to prénympose the end of July and thirty days to pupation, which is in August and finally the emergence of adults in September, they often stay a week or two in their cubicles pupal before escaping. Adults of the new generation will overwinter in shelters wintering and will reappear in spring 2010 and the cycle resumes.

Key words: *Capnodis tenebrionis*- Larvae- Fishing- Biometrics- Fluctuation- L'Arbâa- Mitidja

دراسة بيوايكولوجية للـ 'Capnode الذي يصيب شجرة الخوخ « Capnodis tenebrionis » دراس ميدانية بمنطقة الأربعاء" المتيجة"

ملخص

هدف هذه الدراسة هو المعالجة البيو إيكولوجية لشجرة الخوخ بمنطقة الأربعاء . أظهرت التحليل الترددية بوضوح الفئات الأربع لمراحل يرقات الكبنود (Capnode) مما يسمح لنا بانجاز القياسات الحيوية biométrie لمختلف المراحل اليرقية Larvaires . الفئة الأولى تضم اليرقات التي يقل طولها عن 1.85 سم. الفئة الثانية يتراوح طول يرقتها بين 1.85 - 3.9 سم. بينما تتميز الفئة الثالثة بأطوال ما بين 3.3 - 5.95 سم و الفئة الرابعة يزيد طول يرقتها عن 5.95 سم. خلال السنة الأولى من جمع العينات تعتبر الفترة الممتدة من جويلية إلى أكتوبر 2008 الأكثر وفرة من حيث التعداد حيث التقطنا ما يعادل 40 حشرة كبيرة بعد هذه الفترة يتجه التعداد نحو التنازل بشكل متسارع حيث أحصينا ما يعادل 15.75 حشرة كبيرة من شهر نوفمبر 2008 إلى فيفري 2009 الحد الأدنى سجل خلال شهر فيفري 2009 أين سجلنا حشرتين على مستوى المحطة. كبار الحشرات التي تمت ملاحظتها هي تلك التي تعرف بالشتوية (Hivernant) و التي تغادر مخابئها خلال الأوقات الأكثر حرارة في اليوم. الحشرات الكبيرة تظهر ابتداء من نهاية شهر مارس و هذا الظهور لا يتم دفعة واحدة و إنما بشكل متباعد إلى غاية شهر أكتوبر و قد أحصينا ما يعادل 24.13 حشرة كبيرة خلال الفترة الممتدة من نهاية مارس إلى غاية شهر أكتوبر. نقد قمنا بتحديد الدورة البيولوجية لحشرة الكابنود (Capnode) و التي نجزها على النحو التالي. بدأت عملية التكاثر عند كبار حشرات الكابنود في جوان 2008 تحت درجة حرارة تعادل 21.9 تفقس البيض يتم بسرعة بينما تتحرك اليرقات و تشق طريقها في الأرض لتخترق الجذع أو الجذور حيث يكون نموها جد بطيء. يرقات المرحلة الأولى ظهرت في شهر جوان 2008 المرحلة الثانية تظهر في شهر جويلية 2008 بعد 30 يوم تظهر يرقات المرحلة الثالثة و تعتبر المرحلة الرابعة هي الأطول على الإطلاق حيث تظهر يرقتها في جويلية 2009 و عليه فان مجموع مراحل اليرقات تتم في خلال 14 شهر و نظيف إلى هذه المدة 15 يوم لظهور الحوريات الأولى (نهاية جويلية) بينما تظهر الحوريات في شهر نهاية أوت و في نهاية سبتمبر يكتمل تشكل الحشرة الكبيرة. تبقى الحشرة الكبيرة بعد تشكلها مختبئة في "الغرف الحورية" لمدة تتراوح من أسبوع إلى أسبوعين الجيل الجديد من الحشرات الكبيرة يقضي فصل الشتاء في المخابئ الشتوية و يعود للظهور في ربيع السنة الموالية و هكذا تعاد الدورة.

الكلمات المفتاح : - اليرقات- شجرة الخوخ- القياس الحيوي - التقلبات- الأربعاء- المتيجة.