

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة العليا للفلاحة - الحراش - الجزائر
Ecole Nationale Supérieure Agronomique
EL-HARRACH ~ ALGER

THESE

En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat en Sciences Agronomiques

SUJET

Influence de la région et de la plante hôte sur quelques paramètres écologiques de *Lepidosaphes beckii* Newman, 1869 (Hom : Diaspididae) en Mitidja.

Présenté Par :

ZAABTA Insaf

Devant le jury :

Président :	M ^{me} .DOUMANDJI B.	Professeure (E.N.S.A. El HARRACH).
Promoteur :	M.BICHE M.	Professeur (E.N.S.A. El HARRACH).
Examineurs :	M. DJAZOULI Z.E.	Professeur (Univ. Blida)
	M ^{me} KHERBOUCHE O.	Professeure (USTHB – Alger)
	M.CHEBLI A	MC-A (E.N.S.A. El HARRACH).
	M ^{me} GUENDEZ-KERMIA R.	MC-A (ESSAIA. El HARRACH).

Année universitaire : 2022 / 2023

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

La mémoire de mon très cher père Zaabta Messaoud que Dieu lui accorde sa sainte miséricorde et l'accueille dans son vaste paradis

Ma chère mère Omrane Fatma pour tous ses sacrifices et son amour qu'elle m'a apporté toute au long de ma vie.

A toutes mes sœurs et mon frère Mohammed.

Mes cher(e)s ami(e)s Ali, Lalia, Abir et Rekia.

Mes chers amis et collègues de L'ENSA (El Harrach) et CRSTRA (Laghouat).

Tous ceux qui ont contribué à ma formation sans exception, de l'école primaire jusqu'à l'Université.

Insaf

Remerciements

Je tiens, en premier lieu à remercier Dieu le tout puissant qui m'a donné le courage, la volonté, la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

J'exprime ma profonde gratitude à mon promoteur **M. BICHE M.**, Professeur à l'École Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach, pour son intérêt, ses conseils, sa disponibilité et sa confiance qui ont été une grande source d'appui, de motivation et d'encouragement pour mener à bien ce travail. Ce travail n'aurait pas abouti sans vos efforts bienveillants. Merci

Je tiens également à remercier **M^{me} DOUMANDJI B** Professeure au département de Zoologie Agricole et forestière de l'ENSA, pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury de ma thèse.

Je profite de témoigner mes remerciements au Professeure **M. DJAZOULI Z.E.**, Professeure **M^{me} KHERBOUCHE O.**, et **M^{me} GUENDEZ-KERMIA R.** Maître de Conférences A et **M. CHEBLI A.** Maître de Conférences A qui ont bien voulu me faire l'honneur d'examiner ce travail.

Merci au Docteur **M^{lle} BOUKHOBZA Lalia** pour son aide, sa présence auprès de moi tout au long de la préparation de cette thèse et ses précieux conseils durant la réalisation de ce travail.

Je remercie vivement également **M. DJERIBIA Brahim**, **M. SLIMANI Farhat** et **M. Hamza**, les propriétaires des vergers dans lesquels j'ai effectué mon expérimentation.

Enfin, je ne saurais oublier de remercier toutes mes amies et amis et toute personne ayant participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification des principaux producteurs d'agrumes et leurs parts en 2016/2017.....	8
Tableau 2 : Résumé des données d'archives réalisées sur les espèces de cochenilles d'agrumes enregistrées en Algérie sur <i>Citrus</i> sp.....	24
Tableau 3 : Données climatiques moyennes mensuelles de la région d'étude durant les années 2017-2018.....	51
Tableau 4 : Test ANOVA de la variation des abondances de chaque stade du cycle de vie de <i>Lepidosaphes beckii</i> entre les années et les mois (2017 - 2018) (Sidi Moussa).....	55
Tableau 5 : Test ANOVA de la variation des abondances de chaque stade du cycle de vie de <i>Lepidosaphes beckii</i> entre les années et les mois (2017 - 2018) (Rouiba).....	56
	59
Tableau 7 : Décalage temporel de la population globale de <i>Lepidosaphes beckii</i> sur l'oranger et le clémentinier à Rouïba et à Sidi Moussa de mars 2017 à décembre 2018.....	79
Tableau 8 : Corrélation de Pearson entre les différents stades évolutifs de <i>L.beckii</i> à Sidi Moussa.....	82
Tableau 9 : Inventaire qualificatif des parasites de <i>Lepidosaphes.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba.....	90

Liste des Figures

Figure 1 : Origine géographique et diffusion des agrumes dans le monde	6
Figure 2 : Evolution de la production agrumicole algérienne de 1961 à 2018.....	12
Figure 3 : Evolution des rendements des agrumes de 1961 à 2018	12
Figure 4 : Evolution des superficies des agrumes en Algérie de 1961 à 2018	12
Figure 5 : <i>Planococcu scitri</i>	21
Figure 6 : Femelle de <i>Saissetia oleae</i>	22
Figure 7 : <i>Lepidosaphes beckii</i>	23
Figure 8 : Corps de la femelle de <i>Lepidosaphes beckii</i>	26
Figure 9 : Morphologie d'une femelle de <i>L.beckii</i>	28
Figure 10 : Morphologie du mâle de <i>L.beckii</i>	28
Figure 11 : Cycle de développement des cochenilles diaspines.....	32
Figure 12 : Dégâts de <i>L. beckii</i> sur les différentes parties de l'oranger.....	34
Figure 13 : Schéma de <i>Aphytis lepidosaphes</i>	39
Figure 14 : Œufs d' <i>Aphytis lepidosaphes</i> sur <i>L.beckii</i>	42
Figure 15 et 16 : Larves d' <i>Aphytis lepidosaphes</i> sur <i>L.beckii</i>	42
Figure 17 : Nymphes d' <i>Aphytis lepidosaphes</i> sur <i>L.beckii</i>	43
Figure 18 : Adulte d' <i>A. lepidosaphes</i>	43
Figure 19 : Puparium troué de <i>L.beckii</i>	43
Figure 20 : Diagramme pluviométrique de Bagnouls et Gausson relatif à la région de la Mitidja (période 2000-2010).....	49
Figure 21 : Vue de la parcelle d'étude à Rouïba	50
Figure 22 : Vue de la parcelle d'étude à Sidi Moussa.....	53
Figure 23 : Abondance globale de <i>L. beckii</i> dans les deux régions Sidi Moussa et Rouïba durant l'année 2017 et 2018.....	54
Figure 24 : Abondance comparative entre les larves et les adultes de <i>L. beckii</i> sur l'oranger dans La région de Rouïba durant l'année 2017 et 2018.....	54
Figure 25 : Abondance comparative entre les larves et les adultes de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	57
Figure 26 : Abondance saisonnière globale de <i>L.beckii</i> selon la plante hôte durant l'année 2017 et 2018.....	57
Figure 27 : Abondance saisonnière des larves et des adultes de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouïba durant l'année 2017 et 2018.....	58
Figure 28 : Abondance saisonnière des larves et des adultes de <i>L.becki</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	60
Figure 29 : Abondance globale de <i>L.beckii</i> selon l'organe végétal sur l'oranger dans la région de Rouïba durant l'année 2017 et 2018.....	60
Figure 30 : Abondance globale de <i>L.beckii</i> selon l'organe végétal sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	61
Figure 31 : Abondance comparative des stades larvaires et les adultes de <i>L.beckii</i> selon l'organe végétal sur l'oranger dans la région de Rouïba durant l'année 2017 et 2018	61
Figure 32 : Abondance comparative des stades larvaires et les adultes de <i>L.beckii</i> selon l'organe végétal sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	61

Figure 33 : Fluctuation globale des populations de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017.....	62
Figure 34 : Fluctuation globale des populations de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2018.....	63
Figure 35 : Fluctuation des populations larvaires de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017.....	63
Figure 36 : Fluctuation des populations larvaires de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2018.....	64
Figure 37 : Fluctuation des larves du 1 ^{er} stade de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	65
Figure 38 : Fluctuation des larves du 2 ^{ème} stade de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	66
Figure 39 : Fluctuation des stades prénympaux de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	66
Figure 40 : Fluctuation des adultes de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017.....	67
Figure 41 : Fluctuation des adultes de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2018.....	67
Figure 42 : Fluctuation des femelles adultes de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	68
Figure 43 : Fluctuation des mâles adultes de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	69
Figure 44 : Fluctuation du vol des males de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	70
Figure 45 : Variation temporelle globale de la population de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	71
Figure 46 : Fluctuation des populations larvaires de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	71
Figure 47 : Fluctuation des larves du 1 ^{er} stade de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	72
Figure 48 : Fluctuation des larves du 2 ^{ème} stade de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	73
Figure 49 : Fluctuation des stades prénympaux de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	73
Figure 50 : Fluctuation des adultes de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017.....	74
Figure 51 : Fluctuation des adultes de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2018.....	74
Figure 52 : Fluctuation des femelles adultes de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	75
Figure 53 : Fluctuation des mâles adultes de <i>L.beckii</i> sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	76
Figure 54 : Fluctuation du vol des males de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.....	76
Figure 55 : Diagramme de corrélation de Pearson entre les différents stades évolutifs.....	82
Figure 56 : La fécondité moyenne de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba durant l'année 2017 et 2018.....	83
Figure 57 : La fécondité moyenne de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	84
Figure 58 : Analyse comparative de la fécondité moyenne saisonnière de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018.....	84
Figure 59 : Analyse comparative de la fécondité moyenne saisonnière de <i>L.beckii</i> sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.....	85
Figure 60 : Fécondité de <i>L.beckii</i> selon l'organe végétal dans les régions de Rouiba et Sidi Moussa durant l'année 2017 et 2018.....	85
Figure 61 : Fluctuation des œufs de <i>A. lepidosaphes</i> sur <i>L.beckii</i> sur l'oranger à Rouiba.....	92
Figure 62 : Fluctuation des jeunes larves d' <i>A. lepidosaphes</i> dans les populations de <i>L.beckii</i> sur l'oranger à Rouiba.....	92
Figure 63 : Fluctuation des larves âgées de <i>A. lepidosaphes</i> dans les populations de <i>L.beckii</i> sur l'oranger à Rouiba.....	93
Figure 64 : Fluctuation des nymphes de l' <i>A. lepidosaphes</i> dans les populations de <i>L.beckii</i> sur l'oranger à Rouiba.....	93

Figure 65 : Fluctuation des adultes de <i>A. lepidosaphes</i> dans les populations de <i>L.beckii</i> sur l'oranger à Rouiba.....	94
Figure 66 : Incidence parasitaire globale des populations de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	95
Figure 67 : incidence parasitaires globale sur les différents stades de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	96
Figure 68 : Fluctuation du parasitisme des larves du 2 ^{ème} stade de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	96
Figure 69 : Fluctuation du parasitisme chez les stades nymphaux de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	97
Figure 70 : Fluctuation du parasitisme chez les femelles de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	97
Figure 71 : Fluctuation du parasitisme chez les mâles de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	97
Figure 72 : Parasitisme saisonnière globale chez <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	98
Figure 73 : Parasitisme saisonnier chez les stades larvaires de <i>L.beckii</i> sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	99
Figure 74 : Parasitisme saisonnier chez les adultes de <i>L.beckii</i> sur oranger dans la région de Rouiba.....	99
Figure 75 : Parasitisme chez les différents stades de <i>L.beckii</i> selon la face des feuilles sur l'oranger dans la région de Rouiba.....	100

Liste des cartes

Carte 1 : Répartition de <i>L. beckii</i> dans le monde (Quilici et Cirad, 2003).....	33
Carte 2 : Carte de localisation de la plaine de la Mitidja orientale (Mutin, 1977) modifiée.....	45

Dédicaces	
Remerciements	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des cartes	
Liste des annexes	

TABLE DES MATIERES

	Pages
Introduction générale	1

Chapitre I

Présentation des agrumes

1 - Historique et taxonomie.....	5
2 – Aire de répartition.....	6
3 – Contexte économique.....	7
3.1 – Au niveau mondial.....	7
3.2 – Au niveau national.....	9
3.3 - Points forts et points faibles de la filière.....	13
4 – Description.....	14
4.1 – Cycle de développement.....	14
5 - Exigences des agrumes.....	16
5.1 – Exigences édaphiques.....	16
5.2 – Exigences climatiques.....	16
6 – Problèmes phytosanitaires.....	17
6.1 – Les principales maladies des agrumes.....	17
6.1.1 – Les maladies bactériennes.....	17
6.1.2 – Les maladies à virus ou viroses.....	17
6.1.3 – Les maladies cryptogamiques.....	18
6.2 - Les principaux insectes ravageurs d’agrumes.....	18

Chapitre II

Présentation de *Lepidosaphes beckii* et de son parasite externe, *Aphytis lepidosaphes*

1 - Les cochenilles.....	19
1.1 - Les Pseudococcidae (Cochenilles farineuses).....	20
1.2 - Les Lécánines (cochenilles à carapace).....	21
1.3 - Les Diaspididae (cochenilles à bouclier)	22
1.4 - Inventaire bibliographique sur les cochenilles des agrumes en Algérie.....	23
1.5 – Présentation de <i>Lepidosaphes beckii</i>	25
1.5.1 – Synonymies.....	25
1.5.2 - Position systématique	25
1.5.3 – Caractéristiques morphologiques.....	26
1.5.4 - Biologie et habitats.....	29
1.5.5 - Origine et répartition.....	33
1.5.6 – Dégâts et importance économique.....	33

1.6 – Moyens de lutte.....	34
1.6.1 - Lutte physique.....	35
1.6.2 - Lutte chimique.....	35
1.6.3 - Lutte biologique.....	35
1.6.3.1 - Les prédateurs.....	36
1.6.3.2 - Les parasitoïdes hyménoptères.....	36
1.7 - <i>Aphytis lepidosaphes</i>	37
1.7.1 - Caractères morphologiques.....	37
1.7.2 - Origine et répartition.....	41
1.7.3 - Cycle biologique.....	41
1.7.3.1 – Ponte.....	41
1.7.3.2 - Développement larvaire.....	42
1.7.3.3 - Développement nymphal.....	42
1.7.3.4 - Emergence des adultes.....	43

Chapitre III

Présentation de la région d'étude et méthodologie de travail

1- Présentation de la zone d'étude.....	44
1.1 - Situation géographique.....	44
1.2 - Situation agrumicole.....	45
1.3 – Facteurs climatiques.....	46
1.3.1 – Températures.....	46
1.3.2 – Pluviométrie.....	46
1.3.3 – Vents.....	47
1.4 - Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен.....	47
1.5 - Facteurs édaphiques.....	47
2 – Protocole expérimental.....	48
2.1 – Sites d'étude.....	48
2.1.1 - Présentation du site de Rouiba.....	48
2.1.2 - Présentation du site d'étude de Sidi Moussa.....	49
2.2 – Climat de la station d'étude.....	50
2.3 - Matériel et méthodes.....	52
2.3.1 - Sur le terrain.....	52
2.3.2 - En laboratoire.....	52
2.3.3 – Analyses statistiques des données.....	53

Chapitre IV

Résultats et Discussion

1 – Importance comparative des populations selon la région et la plante hôte.....	54
1.1 - Importance comparative globale.....	54
1.1.1 - Abondance comparative de la population globale.....	54
1.1.2 - Abondance comparative des populations larvaires et adultes.....	54
1.1.3 – Expression statistique.....	55
1.2 – Importance saisonnière comparative.....	57
1.2.1 – Abondance globale saisonnière comparative de la population.....	57
1.2.2 – Abondance saisonnière globale comparative des populations larvaire et adulte.....	58
1.2.3 – Abondance saisonnière comparative des populations larvaire et adulte dans	

la région de Sidi Moussa.....	59
1.3 - Importance spatiale comparative.....	60
1.3.1 – Abondance spatiale globale de la population.....	60
1.3.2 – Abondance spatiale comparative des populations larvaire et adulte.....	61
2 - Ecologie de la cochenille dans deux régions.....	63
2.1 - Cas de la région de Rouiba.....	63
2.1.1 – Fluctuation globale de la population.....	63
2.1.2 – Fluctuation globale de la population larvaire.....	64
2.1.3 – Fluctuation des différents stades larvaires.....	65
2.1.4 – Fluctuation globales de population adulte.....	68
2.2 - Cas de la région de Sidi Moussa.....	71
2.2.1 – Fluctuation globale de la population.....	71
2.2.2 – Fluctuation globale des populations larvaires.....	72
2.2.3 – Fluctuation globale des populations adultes.....	75
2.3 – Effet de la plante hôte, la région et le temps.....	78
3 – Interrelation entre les stades du cycle biologique (Sidi Moussa).....	81
4 - Etude de la fécondité.....	84
4.1 - Fécondité globale.....	84
4.1.1 – Cas de Rouiba.....	84
4.1.2 – Cas de Sidi Moussa.....	84
4.2 - Fécondité saisonnière.....	85
4.2.1 – Cas de Rouiba.....	85
4.2.1 – Cas de Sidi Moussa.....	86
4.3 – Fécondité selon les organes de la plante.....	86
Discussion.....	87
5 - Etude du parasitisme.....	91
5.1 - Inventaire des parasitoïdes de cochenilles recensés à Rouiba.....	91
6 - Ecologie du parasitisme.....	92
6.1 - Biologie d' <i>Aphytis lepidosaphes</i>	92
6.1.1 – Résultats et Discussions.....	92
6.1.1.1 - Evolution des œufs.....	92
6.1.1.2 - Evolution des formes larvaires.....	93
6.1.1.3. - Evolution des nymphes.....	94
6.1.1.4 - Evolution des adultes.....	95
6.2 - Etude de l'incidence parasitaire chez <i>Lepidosaphes beckii</i>	95
6.2.1 - Incidence parasitaire globale.....	95
6.2.2 - Incidence parasitaire globale sur les différents stades.....	96
6.2.3 – Fluctuation du parasitisme.....	97
6.2.3.1 - Fluctuation du parasitisme sur les larves du 2 ^{ème} stade.....	97
6.2.3.2 - Fluctuation du parasitisme sur les stades nymphaux.....	98
6.2.3.3 - Fluctuation du parasitisme chez les femelles.....	98
6.2.3.4 - Fluctuation du parasitisme chez les mâles.....	99
6.2.4 – Parasitisme saisonnier.....	99
6.2.4.1 - Parasitisme saisonnier global.....	99
6.2.4.2 - Parasitisme saisonnier chez les stades larvaires.....	100
6.2.4.3 - Parasitisme saisonnier chez les stades adultes.....	100
6.2.5 – Parasitisme en fonction de la face des feuilles.....	101
Discussion.....	101

Conclusions générales.....	103
Perspectives.....	106
Références bibliographiques.....	108
Annexe	
Publications	
Résumé	

Introduction générale

Entre toutes les activités arboricoles, les agrumes, en raison de leur attrait, de leur bon goût et de leur valeur nutritive, ont gagné en popularité auprès des peuples du monde entier. Les arbres de certaines variétés d'agrumes sont attrayants en eux-mêmes et ont été utilisés dans l'aménagement paysager ornemental. Les feuilles de variétés particulières sont utilisées comme épice, en particulier avec les plats de poulet et, dans certaines cultures, l'écorce est utilisée en médecine (Omr *et al.*, 2014). Ils ont une grande importance dans le développement économique et social des pays producteurs. Ils constituent les produits d'exportation et de transformation en divers dérivés tels que les jus, confitures, essences, comme ils peuvent être une source d'emploi (Loussert, 1989). Ils présentent 30% du commerce mondial des principaux fruits frais, dans une aire s'étendant du cap de Bonne-Espérance au Bassin Méditerranéen, de l'Argentine à la Californie, de l'Australie au Japon (Praloran, 1971).

La culture des agrumes est certainement une de celle qui réclame le plus d'attention, de travail et de connaissance. Certes, les résultats tant techniques qu'économiques justifient cette exigence mais l'agrumiculteur est sans cesse sollicité par de nouveaux problèmes. Parmi ceux-ci la protection phytosanitaire de son verger reste durant toute l'année un souci majeur, une production saine, régulière et indemne de tout vestige parasitaire est non seulement une assurance de qualité et d'écoulement local mais également et surtout une garantie pour la conquête de marchés extérieurs.

L'Algérie par sa situation géographique, son climat et la qualité de sa production peut à juste titre prétendre occuper sur les places européennes une position de choix pour l'ensemble de sa production agrumicole. L'état s'efforce de relancer l'agrumiculture nationale, les efforts pour sauvegarder cette filière se ressentent à travers les nombreux programmes établis par l'I.T.A.F et mis en place depuis l'avènement du plan national du développement agricole. Selon cet institut, la production nationale agrumicole avait dépassé les 14 millions de quintaux en 2018, contre 7 millions de quintaux en 2010, dont plus de 11 millions de quintaux d'oranges et 2,5 millions de quintaux de clémentines, et près de 800.000 quintaux de citrons. Sur un total de 32 wilayas productives d'agrumes, la wilaya de Blida vient en tête avec 4,1 millions de quintaux, suivie de Mostaganem avec 1,2 millions de quintaux, puis Tipasa avec 1,1 million de quintaux, la wilaya de Chlef étant considérée parmi les cinq wilayas pionnières dans ce domaine, le reste de la production agrumicole était réparti sur les 28 autres wilayas. en 2019. La production d'agrumes a atteint les 15 millions de quintaux (M.A.D.R, 2019).

Les *Citrus* sont surtout sujets aux attaques d'insectes et leur pullulation réduit d'une manière considérable les récoltes. Parmi ces ravageurs, nous retrouvons les pucerons, la cécidite et les cochenilles, dont les cochenilles diaspinées causent des dégâts qui sont souvent et particulièrement difficiles à quantifier (Kosztarab, 1990). Ces insectes opophages affaiblissent l'arbre à cause de leurs piqûres, de leur prélèvement continu de sève et à la suite de la réduction de la surface photosynthétique des feuilles suite à l'installation de la fumagine.

En Algérie, quatre ravageurs sur les agrumes se sont installés, appartenant à la famille des Diaspididae où ils causent des dégâts inquantifiables et importants. Nous citons par ordre de virulence, *Parlatoria ziziphi* (Lucas, 1853) spécifique aux *Citrus* et déclaré organisme de quarantaine aux USA et au Chili. Le Pou de Californie *Aonidiella aurantii* (Maskell, 1879) mais infestant le citronnier et l'oranger. Le Pou rouge de Californie *Chrysomphalus dictyospermi* (Morgan, 1889). Et enfin, *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) considérée comme l'une des cochenilles la plus fréquemment rencontrée sur agrumes en Algérie (Biche, 2012) fait partie et l'objet de notre étude. Leur installation et prolifération sont dues probablement et principalement aux conditions environnementales favorables notamment climatiques et à la disponibilité de plante hôte, qui sont de véritables facteurs écologiques (Schvester, 1959).

Afin de faire face à ces contraintes, plusieurs moyens de lutte basés sur l'utilisation des produits chimiques sont proposés. Bien qu'ils s'avèrent être une alternative très louable en limitant les populations de ces ravageurs, ils ont par contre une incidence certaine sur l'équilibre écologique de l'écosystème. Les insectes sont devenus donc un facteur économique non négligeable. Les parasites et les prédateurs sont d'une aide inestimable pour l'homme en contrôlant biologiquement les populations des ravageurs. Les coléoptères et les hyménoptères en concurrence sont les plus utilisés en lutte biologique. Dans la connaissance de la diversité des peuplements des coccinelles coccidiphages et des parasites de cochenilles en milieux agrumicoles restent très mal connue sous les conditions algériennes. L'étude de ces parasites nous permet d'avoir la possibilité de lutter contre ces ravageurs dans le but d'améliorer les rendements et d'assurer une place parmi les pays producteurs des agrumes.

La plante hôte est considérée comme un véritable facteur écologique qui intervient essentiellement dans la modification de certains paramètres biologiques de l'insecte (Biche et Sellami, 1999). Son influence sur la cochenille se révèle par une mortalité plus ou moins

élevée, un allongement de la durée du développement et par des modifications de sa fécondité cela est en fonction de la variété de la plante hôte et de son état physiologique (Biche, 1987). D'après Meziane et Dahman (1989), la localisation des cochenilles sur le végétal semble obéir à un phénomène chimique. Selon la composition physico-chimique de la plante, il peut se créer soit une répulsion, soit une attraction qui explique la spécificité, le polyphagisme ou l'immunité. Néanmoins, entre la plante hôte et l'insecte, les apports de nature nutritionnelle sont fondamentaux (Chaboussou, 1975).

D'ailleurs, la détermination et la répartition des diaspines restent matière à beaucoup d'autres recherches afin d'apporter une contribution au développement et à la préservation des cultures. Ainsi, l'essor actuel de l'agriculture notamment de l'arboriculture fruitière et de l'agrumiculture, pose de nombreux problèmes non seulement techniques et économiques mais aussi commerciaux, dû aux infestations causées par plusieurs insectes et champignons et plus particulièrement par les cochenilles diaspines (Biche, 2012).

Dans le monde, de nombreuses recherches ont été entreprises sur la bioécologie de des cochenilles diaspines ravageurs des agrumes (Balachowsky et Mesnil, 1935 ; Habib *et al.*, 1971 ; Comstock, 1965, Benassy et Balachowsky, 1972 ; Chapot et Delucchi ; 1974 ; Abbassi, 1980 ; Rosen, 1979).

En Algérie, de nombreuses études ont été faites sur la biosystématique des cochenilles diaspines et la bioécologie de quelques diaspines ravageurs des agrumes, (Balachowsky et Mesnil, 1935; Khoudour, 1988; Ouzzani, 1984; Zellat, 1989; Kihel, 1992; Lasnami, 1993; Zekri, 1993; Nebri, 1994, Saighi, 1998, Biche et Sellami, 1999; Haddar, 2002, Meziane, 2007; Belguendouz, 2006; Biche *et al.*, 2012; Belguendouz *et al.*, 2013 ; Chafaa *et al.*, 2013; Belguendouz, 2014 ; Aroua, 2015; Sadallah, 2015; Biche *et al.*, 2016; Chekkal, 2016; Guedada, 2016; Beloued, 2017; Tabet, 2017, Djeddai, 2017; Belkhiri, 2019; Chafaa *et al.*, 2019; Aroua *et al.*, 2019; Boukhobza *et al.*, 2020; Aroua, 2020; Boudjemaa *et al.*, 2020; Zaabta *et al.*, 2020; et Biche *et al.*, 2022. Rares sont les travaux qui traitent l'effet et l'influence de la plante hôte et de la région sur l'écologie de ces ravageurs importants des agrumes.

C'est dans ce contexte que le travail dont nous illustrons ici les résultats, est le premier à fournir d'abord une information quantifiée complète sur les traits écologique, l'influence des

facteurs environnementales et les variations d'abondance temporelle de la cochenille moule des agrumes, *L. beckii* et son parasitoïde hyménoptère *Aphytis lepidosaphes* sur deux plantes hôtes, le clémentinier et l'oranger.

La recherche présentée ici, vise la connaissance de la dynamique des populations de la cochenille diaspines *L. beckii* dans deux régions d'études en relation avec certains facteurs écologiques tels que la plante hôte et les conditions climatiques ainsi qu'avec le parasitoïde externe *A. lepidosaphes*. L'étude de ce dernier, dont nous illustrons ici les résultats, est la première à fournir une information quantifiée complète sur les variations d'abondance temporelle de ce parasite. Ces connaissances pourraient enrichir notre vision pour mettre en place une stratégie et une approche de **Gestion Intégrée des cochenilles (IPM = Integrated Pest Management)**, notamment contre la cochenille virgule dans les vergers agrumicoles, dans le but d'améliorer les rendements et de protéger les productions agrumicoles surtout avant la maturité des fruits afin de les rendre propre à la consommation et acceptable à la commercialisation.

Dans ce présent travail, nous commencerons notre étude par la présentation des agrumes et une synthèse bibliographique de la cochenille *L. beckii*, et son parasitoïde hyménoptère *Aphytis lepidosaphes*. Dans le second chapitre, nous présenterons les régions d'études Rouiba et Sidi Moussa et la méthodologie de travail sur le terrain et au laboratoire. Les résultats et les discussions concernant l'effet de la plante hôte et de la région, l'écologie de la cochenille, l'incidence des parasite, et la biologie du parasite *A. lepidosaphes* sont présentés dans le troisième chapitre. Nous terminerons ce travail par une conclusion générale et les perspectives.

Chapitre I

Présentation des agrumes

Le mot agrume vient de l'italien *agrume*, qui dérive lui-même du mot latin *acrumen*, qui signifie « acide ». En effet, les agrumes ont pour la plupart une pulpe acidulée, ou même franchement acide. Ils sont appelés aussi les hespéridé, sont des arbres produisant des fruits caractérisés par une surface de peau (zeste) riches en glandes à huiles essentielles, et une pulpes organisée en quartiers comprenant des pépins et de nombreux poils succulents gorgés de jus (Jacquemond *et al.*, 2013).

1 - Historique et taxonomie

Les agrumes font partie des Rutaceae, l'une des 21 familles qui composent l'ordre des Geraniales. Les Rutaceae comprennent 1600 espèces et 150 genres regroupés en 7 sous familles et 12 tribus. Le terme « agrumes vrais », selon Swingle et Reece (1967), regroupe six genres sexuellement compatibles de la famille des Rutaceae, sous famille des Aurantioideae, tribu des Citreae. La majorité des espèces cultivées appartiennent au genre *Citrus* (Fig. 1). Deux autres genres contiennent également des espèces consommées. Le genre *Fortunella* rassemble deux à sept espèces selon les auteurs (Rahman et Nito 1994 ; Swingle 1915). Leurs fruits sont connus sous le nom de kumquats. Le genre *Microcitrus* rassemble sept espèces, *M.australis*, *M.australasica*, *M. inodora*, *M. garrowayii*, *M. maideniana*, *M.warburgiana* et *M.papuana* (Swingle et Reece 1967 ; Winters 1976). Les deux dernières espèces sont originaires de Papouasie-Nouvelle-Guinée alors que les autres sont natives d'Australie. Longtemps consommées après cueillettes par les Aborigènes, les fruits de *Microcitrus australasica*, également appelés lime digitée d'Australie, sont cultivés et commercialisés depuis quelques années. Le genre *Poncirus*, renferme une unique espèce, *Poncirus trifoliata* (L.) Raf., caractérisée par des feuilles caduques et trifoliées. Elle est utilisée comme porte-greffe du fait de ses nombreuses résistances aux contraintes biotiques et elle est caractérisée par des fruits non comestibles. *Eremocitrus glauca*, également appelée lime du désert australien, est la seule espèce du genre *Eremocitrus*. C'est une espèce endémique des régions semi-arides du Queensland, de Nouvelles-Galles-du-Sud et d'Australie-Méridionale en Australie. Enfin, le genre *Clymenia*, longtemps considéré comme monospécifique, comporte deux espèces : *C.polyandra* et *C. platypoda* (Stone 1985). Ce genre diffère des *Citrus* par son feuillage et la taille réduite de ses arbres.

Les agrumes sont originaires des pays du sud-est asiatique où leur culture se confond avec l'histoire des civilisations anciennes de la Chine qui les cultivèrent d'abord pour leurs parfums puis pour leurs fruits (Loussert, 1987). Selon El-Faiz (1995), Abd-el-Rahmane, 1^{er} calife Omeyyade, qui construisit la mosquée de Cordoue en Espagne, envoya des émissaires en Syrie pour lui rapporter des semences des plantes rares parmi lesquelles figuraient le cédratier, le bigaradier et le citronnier qu'il désirait introduire en Andalousie. Le rôle de la pépinière agrumicole (nommée alors Tarmidanat) est pour la première fois clairement identifiée par Ibn-Hajjaz en 1074 : «Il s'agit des lieux où se font des plantations de départ en vue de transférer ensuite les sujets à leur emplacement définitif». Au début du XX^e siècle, l'agrumiculture évolua peu, en raison des difficultés économiques liées aux deux guerres mondiales. Au milieu des années 1940, l'agrumiculture mondiale prit un véritable essor grâce à l'utilisation du bigaradier comme porte-greffe. Ce choix permit d'une part de contrôler les pertes causées par *Phytophthora*, d'autre part les difficultés causées par la *Tristeza* (Fawcett et Bitancourt, 1943). Dans le bassin méditerranéen, le Liban est un des plus anciens pays à avoir pratiqué la culture des agrumes.



Figure 1 : Origine géographique et diffusion des agrumes dans le monde (Jacquemond *et al.*, 2013)

2 – Aire de répartition

La culture des agrumes a pris naissance aussi bien en Inde qu'en Chine. Pendant le premier millénaire avant J-C, le premier centre agrumicole est le centre sino-indien. C'est à partir de ce centre que la diffusion semble s'être opérée vers l'Est (Japon), le Sud (Malaisie) et l'Ouest

(vallée de l'indou) ainsi que vers le Nord-est. La zone méditerranéenne constitue un autre centre qui a permis l'introduction des agrumes vers les deux Amériques et l'Afrique de l'Est, de l'Ouest et de Sud. La diffusion des agrumes dans le reste du monde s'est opérée par trois voies : Les Arabes ont assuré leur diffusion sur la côte Est de l'Afrique jusqu'au Mozambique. Christophe Colomb les importera à Haïti, à son second voyage en 1493. Les Anglo-Hollandais les introduisent au 1954 en Afrique du sud. L'extension des agrumes dans le nouveau monde s'est faite à partir des Caraïbes, et c'est bien plus tard que l'Australie reçoit ses premiers agrumes du Brésil (Praloran, 1971). Selon Cassin (1984), l'aire de culture des agrumes peut se diviser en trois principales zones climatiques :

- ✓ Zone intertropicale située de l'équateur aux latitudes 220-230 nord et sud (alternance de saison humide et sèche).
- ✓ Zone semi-tropicale située entre les latitudes 220-230 et 280-290 nord et sud
- ✓ Zone située entre les latitudes 300-400 nord et sud.

3 – Contexte économique

3.1 – Au niveau mondial

Les agrumes sont répandus à travers le monde, bien que leur production soit principalement concentrée dans certaines zones géographiques. Ce secteur évolue dans un contexte de marchés mondialisés fortement concurrentiels, aussi, il représente un segment porteur de grande valeur ajoutée.

Du point de vue économique, les agrumes représentaient la première production fruitière mondiale, avec 124 millions de tonnes en 2009 (FAOSTAT, 2010) où la Chine est le pays dont la superficie agrumicole est la plus importante et représente à elle seule 24% de la surface mondiale (UNCTAD*, 2013). Bien que les agrumes soient produits dans plus de 140 pays, la Chine, le Brésil, les Etats-Unis et le bassin méditerranéen produisent plus de 64% de la production mondiale (Tab.1). En 2012, la production mondiale a dépassé les 131 millions de tonnes (FAOSTAT, 2014). Les oranges représentent de loin la plus grosse production d'agrumes avec un pourcentage de 52%. Les petits agrumes occupent le deuxième rang avec une production de 20,6 millions de tonnes, représentant 21% de la production totale d'agrumes. Suivent ensuite les limes et les citrons avec 11%, les autres agrumes (10%) et pour finir les

pomelos (6%). Ces derniers occupent la dernière place avec une production de 6,1 millions de tonnes.

Tableau 1 : Classification des principaux producteurs d'agrumes et leurs parts en 2016/2017 (FAO, 2020)

Pays	Production (Tonnes)	Part de la production mondiale (%)
Chine	29 500 000	34
Brésil	19 217 000	22
Union Européenne	10 766 101	13
Mexique	6 775 000	7,9
Etats Unis	4 601 311	5,4
Egypte	3 000 000	3,5
Maroc	2 315 040	2,7
Turquie	1 399 000	1,6

Grâce à leur grande capacité d'adaptation à des conditions pédoclimatiques très différentes, les agrumes sont cultivés dans des zones tempérées chaudes jusqu'aux zones tropicales (entre les 40° de latitudes nord et sud) (Luro *et al.*, 2013). En 2012, la superficie cultivée était de l'ordre de 8,7 millions d'hectares (FAO, 2014), résultant d'une forte augmentation des plantations au cours des dernières décennies.

Bien que la production d'agrumes soit répandue dans le monde, sa majeure partie est concentrée en Chine, dans les pays méditerranéens, au Brésil et aux USA (FAO, 2012 ; Gifruits, 2012) où la production est dominée par les orangers. La production du bassin méditerranéen est destinée principalement au marché du frais. En revanche la plus grande partie de la production des régions tropicales est destinée à la transformation. Le Brésil et les États-Unis (Floride et Californie) sont les principaux producteurs d'orange douce. Ils sont les deux pays "leaders" dans le secteur des agrumes transformés. Les États-Unis est le producteur "leader" en pomélos. La chine, l'Espagne et le Japon produisent 65% des tangerines cultivées dans le monde. Les citrons sont principalement produits en Argentine, en Espagne en Italie et aux États-Unis. Les limes représentent une culture traditionnelle au sud d'Asie et au moyen orient (Khan et Kender, 2007) et constitue une production importante de certains pays latino-américains comme le Mexique.

La transformation des agrumes représente environ un tiers de la production totale, et est dominée par le jus d'orange. La principale caractéristique du marché mondial du jus d'orange est la concentration et la spécialisation géographique de la production. En effet, deux acteurs principaux, l'Etat de Floride aux Etats-Unis et l'Etat de San Paulo au Brésil se partagent ce marché. La production du jus d'orange cumulée entre ces deux acteurs représentait en 2009 environ 85% du marché mondial (Council, 2010).

Le marché des agrumes frais concerne surtout les oranges. En 2012, la consommation mondiale des fruits frais était supérieure à 50 millions de tonnes. Toutefois, ce marché se caractérise par une forte diversification avec les petits agrumes, les citrons, les limes et les pomelos. La production d'oranges est surtout concentrée en Amérique du sud et en Californie alors que la production de mandarines et de petits fruits est localisée en Chine, au Japon et dans le bassin méditerranéen. Il est à signaler que le niveau de qualité le plus haut est obtenu dans le bassin méditerranéen qui représente l'une des principales zones de production des agrumes frais diversifiés (Council, 2010). La part la plus importante de la production dans le bassin méditerranéen en 2012 est fournie par l'Espagne avec 24,3% de la production totale de cette zone. Après l'Espagne viennent l'Egypte, la Turquie, l'Italie et le Maroc avec respectivement 17,6%, 15,7%, 12,8% et 8,3% de la production méditerranéenne (FAO, 2014). La région méditerranéenne apporte la plus forte contribution (55%) (FAO, 2004) au marché international des petits agrumes (clémentines et mandarines) qui est en pleine expansion en particulier en Europe, elle exporte 2,24 millions de tonnes de tangerines/mandarines/Satsumas sur un total des exportations de 3,13 millions de tonnes de ces types d'agrumes dans le monde durant la période 2004-2005 (FAO, 2006). La production d'oranges de 2010 est estimée à 64 millions de tonnes dont 35,7 millions de tonnes qui serviront au marché frais. La production d'agrumes dans les pays du bassin méditerranéen a atteint un total de 17,1 millions de tonnes durant la campagne 2011-2012 (Gifruits, 2012). Les échanges internationaux d'agrumes sont essentiellement euro-méditerranéens. C'est dire l'importance de cette zone et du rôle central des échanges dans les enjeux de l'agrumiculture méditerranéenne (Ladaniya, 2008).

3.2 – Au niveau national

En Algérie, la culture des agrumes revêt une importance stratégique, c'est une source d'approvisionnement en fruits frais, elle génère des emplois (140j/HA/AN), sans compter ceux qui sont créés dans l'environnement de ce secteur (transformation –commercialisation).

La filière agrumicole a connu une amélioration de la production et de la productivité dans le cadre de différents programmes nationaux, avec l'injection des actions de formations, de perfectionnement et de sensibilisation sur les techniques de production, prises en charge par le **Programme de Renforcement des Capacité Humaines** et de l'**Assistance Technique (PRCHAT)**. Ce dernier a mis en exerce l'intéressement et la relance de cette filière, afin de lui redonner sa place primordiale et de lui permettre une meilleure intégration, sur le plan socio économique et de dégager des out put pour l'économie nationale.

En Algérie, la culture des agrumes existant bien avant la période coloniale. Au moment de la colonisation française, le premier recensement effectué n'enregistrait que 170 hectares d'agrumes, presque entièrement dans la région de Blida (Rebour, 1950). Mais la culture d'agrumes a pris ensuite un essor remarquable, la réalisation des plantations sur la Mitidja, l'Oranie, les plaines de Skikda et d'Annaba a permis à cette culture de se développer et s'introduire dans les habitudes alimentaires des algériens. Après l'indépendance, les agrumes ont pris une place important dans l'agriculture algérienne, ceci par les performances qui ont été réalisés à travers l'augmentation des superficies, des plantations des agrumes et leur élargissement dans d'autre région de pays, ce qui provoque une augmentation de production ainsi que leur exportation (Mutin, 1969).

Les superficies des agrumes en Algérie étaient quelque peu élevées 1961 à 1976 où les surfaces variaient entre 53200 ha en 1961 à 69930 ha en 1976. De cette date, on remarque diminution graduelle des superficies où les bas chiffres sont notés en 1985 avec 35480 ha. A partir de 1986, on assiste à un regain graduel des plantations des agrumes pour atteindre 50956 ha en 2009. Ceci est du vraisemblablement au vieillissement et à l'arrachage des vergers d'agrumes. Les superficies des agrumes ont connu une évolution grâce au **Plan National de Développement Agricole (PNDA)** à partir de 2000. Depuis cette date, les superficies ont connu une évolution notable pour atteindre 71477 ha en 2018 (Fig. 4).

De même que les superficies, la production des agrumes n'a pas connu un grand essor depuis 1961 à 2004. Les productions ne dépassaient guère les 600.000 qx ce qui reste un chiffre loin des pays producteurs d'Agumes. Le **Plan National de Développement Agricole (PNDA)** a encouragé les agriculteurs à augmenter la production agricole en général et l'agrumiculture en particulier et a permis une évolution notable de la production qui passait de 609507 tonnes en 2004 à 1.478.053 tonnes en 2018 soit une augmentation environ de 242% (Fig. 2). Selon la

FAO en 2018, l'Algérie s'occupe la 18^{ème} place parmi les pays producteurs des agrumes.

L'occupation des superficies est comme suit :

- 49.201ha d'orangers, soit 73,2%, avec la prédominance des variétés précoces (Washington et Thomson Navel) et des variétés tardives (Valencia Late).
- 11.082 ha de clémentinier, soit 16,5%, dominée par la clémentine 27-49.
- 2.623 ha de mandariniers, soit 04%, constituée principalement de la mandarine commune.
- 4.193ha de citronniers, soit 06,2%, constituée de la variété Eureka.
- 91 ha de pomélos, soit 0,1%.

Selon leurs exigences pédoclimatiques, notamment les besoins en eau, les agrumes sont essentiellement localisés au niveau de la plaine de la Mitidja, périmètre de la Mina et Bas Chélif, le périmètre de Habra (Mascara), périmètre de Bounamoussa (Annaba) et la plaine Saf Saf (Skikda et Guelma) (Younsi 1990).

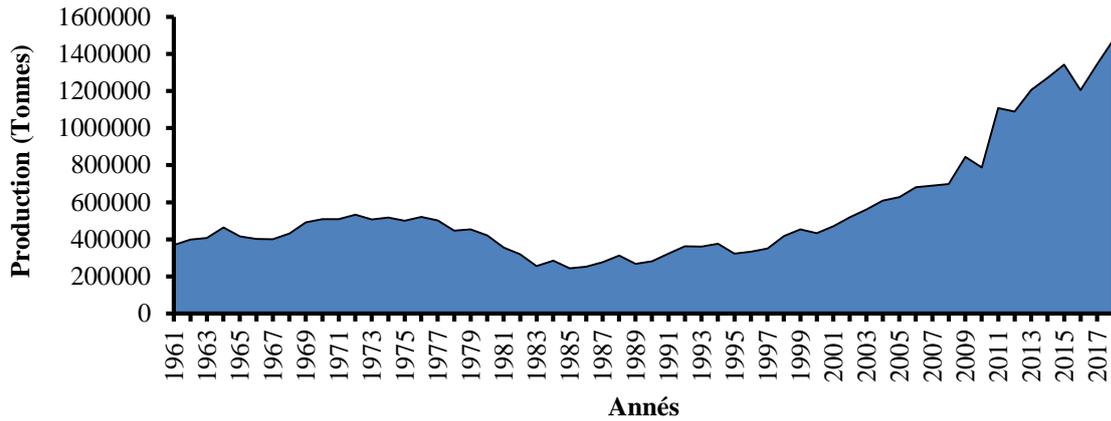


Figure 2 : Evolution de la production agrumicole algérienne de 1961 à 2018 ([Faostat/2020](#))

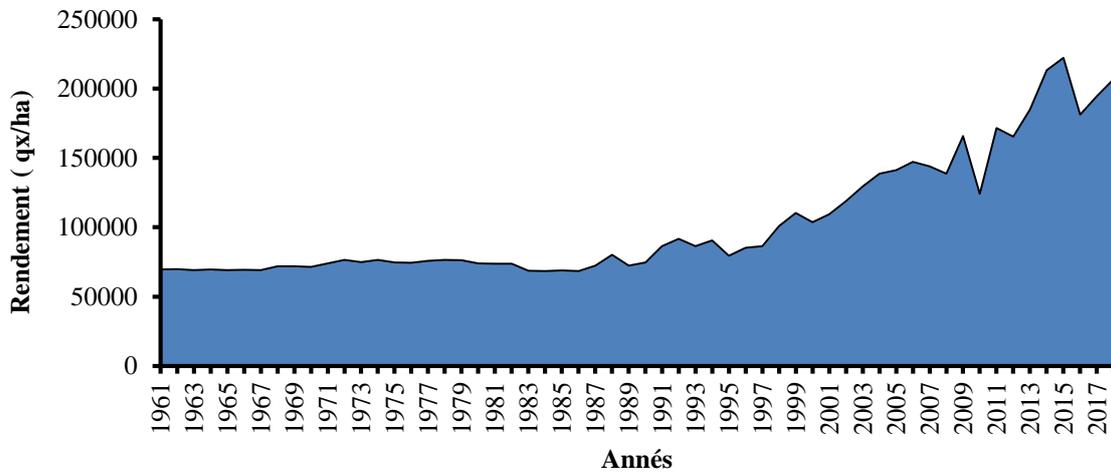


Figure 3 : Evolution des rendements des agrumes de 1961 à 2018 ([Faostat/2020](#))

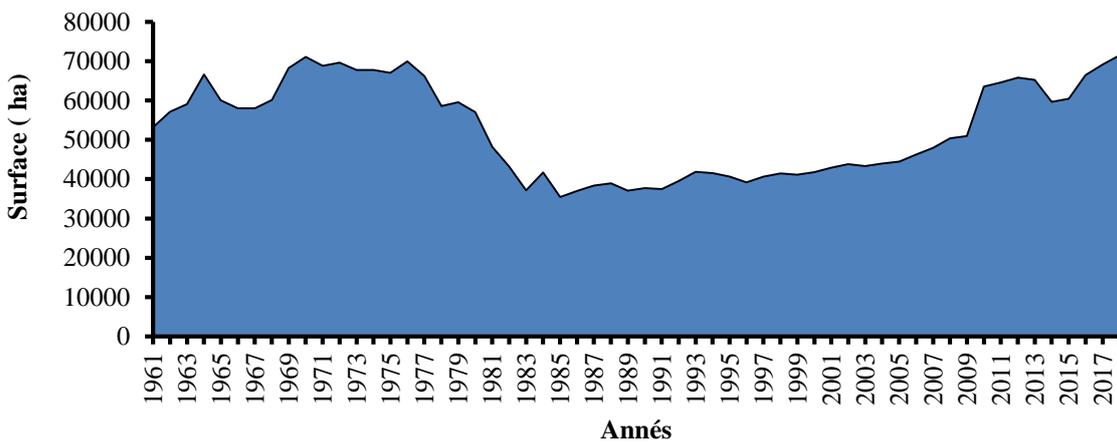


Figure 4 : Evolution des superficies des agrumes en Algérie de 1961 à 2018 ([Faostat/2020](#))

3.3 - Points forts et points faibles de la filière

- Points forts

- Une gamme variétale très diversifiée, avec un patrimoine agrumicole qui compte plus de 117 variétés et portes greffes homologués.
- Conditions pédoclimatiques très favorables au développement de l'agrumiculture
- Des possibilités de développement importantes au niveau des périmètres irrigués
- Existence d'une capitale connaissance et d'un savoir faire pouvant appuyer l'investissement dans la filière agrumicole
- Existente d'un marché national et international dynamique.

- Points faibles

- Désorganisation de la filière au niveau de toutes les activités (production de plants, transformation, commercialisation...)
- Absence des parcs à bois agrumicoles, comme source d'approvisionnement en matériel végétal de multiplication (semences et greffons)
- Multiplication des variétés précoces et tardives au détriment des variétés de saison réduisant ainsi la période de disponibilité des fruits d'agrumes sur le marché
- Non respect de l'itinéraire technique au verger (faibles rendements, qualité médiocre, teneur en jus faible...)
- Absence d'une véritable industrie de transformation

Les agrumes constituent un secteur stratégique dans la plupart des pays producteurs jouant ainsi un rôle socio-économique du premier ordre. Sur le plan économique, ils représentent une source importante de recettes pour tous les acteurs de la filière ; agriculteurs, industriels, exportateurs... Sur le plan social, le secteur assure l'emploi d'une main d'œuvre importante. Il s'agit donc d'une filière d'importance économique majeure à l'échelle nationale ainsi qu'à l'échelle internationale (Ladanyia, 2008).

4 – Description

Les agrumes sont des petits arbres à feuilles persistantes. Selon Loussert (1985) les orangers présentent plusieurs variétés. Les fruits sont de forme et coloration variable suivant les variétés, ce qui permet de classer les orangers en quatre groupes.

- Les oranges blondes Navel (dont appartient la variété Washington qui fait l'objet de notre étude)
- Les oranges blondes
- Les oranges sanguines
- Les oranges sans acidité

La variété *Washingtonia* : c'est la variété la plus cultivée et la plus appréciée des consommateurs. Le fruit est relativement gros (200 à 250 gr), de forme sphérique, Il est résistant au transport et à la conservation grâce de sa peau qui est d'épaisseur moyenne (5 mm), composée de deux couches concentriques. La couche superficielle, rugueuse et résistante, de couleur vive souvent jaune orangé sous l'action des flavonoïdes est nommée épicarpe ou flavedo ou encore zeste en cuisine. La couche interne, blanche et spongieuse, est le mésocarpe. Sa chaire croque, fine, sans pépins, renferme peu de jus mais de saveur très agréable. Cette variété est appréciée pour sa précocité ; elle se récolte de novembre à février. Les oranges Navel s'adaptent mal aux climats chauds des régions tropicales et semi-tropicales ; leurs fruits manquent de coloration et d'acidité.

4.1 – Cycle de développement

Le cycle de développement des agrumes se caractérise par la succession de deux phénomènes : la croissance végétale et la fructification (Rebour, 1950).

- **La croissance végétale** : Elle se manifeste sur les jeunes ramifications de trois périodes.

- ✓ **La première poussée de sève (PS₁) au printemps** : c'est la prédominante (fin février-début mai), elle est la poussée la plus importante, non seulement par le nombre et la longueur des rameaux émis, mais aussi par le fait qu'elle est la pousse florifère.
- ✓ **La pousse d'été (PS₂) (juillet-aout)** : généralement elle est moins importante que celles de printemps
- ✓ **La pousse d'automne (PS₃) (Octobre-fin Novembre)** : elle assure le renouvellement des feuilles.

➤ **La fructification** : elle est caractérisée par quatre phrases distinctes

✓ **La floraison** : Elle a lieu en printemps (fin mars, début mai). Le nombre de fleurs portées par un arbre est très important. Il est estimé pour un arbre adulte d'orange à 60000 (Loussert, 1987), mais seulement 1% de ces fleurs donnera des fruits.

✓ **La pollinisation et la fécondation** : Elle a lieu durant les mois mai et juin.

✓ **La nouaison et la fructification** : Le grossissement du fruit est très rapide après sa nouaison. Il a lieu en mai - juin, il dépend de l'âge de l'arbre, des conditions climatiques et de l'alimentation hydrique.

✓ **La maturation des fruits** : Le fruit atteint son calibre final en octobre, après une continuité de grossissement pendant Juillet-Aout-Septembre. La maturité est marquée par un changement de couleur et par la qualité de la teneur en jus de sa pulpe.

5 - Exigences des agrumes

5.1 – Exigences édaphiques

Selon Loussert (1989), les qualités essentielles d'un bon sol agrumicole sont :

- ✓ La perméabilité varie de 10 à 30 cm/h
- ✓ Le sol doit avoir un pH qui se situe entre 6 et 7
- ✓ La plantation doit être à 4 ou 5 m d'écartement
- ✓ Le taux de calcaire compris entre 5 à 10%
- ✓ Une bonne teneur satisfaisante en P_2O_5 et K_2O assimilables.

5.2 – Exigences climatiques

○ **La température** : les agrumes sont sensibles à toutes les températures inférieures à 0°C, par contre ils peuvent supporter des températures élevées supérieures à 30°C à condition qu'ils soient convenablement alimentés en eau (Loussert, 1985). Les températures moyennes annuelles favorables sont de l'ordre de 14°C. La température moyenne hivernale est de 10°C et la température moyenne estivale est de 22°C.

○ **Pluviométrie** : Les citrus comptent parmi les arbres fruitiers les plus exigeants. Les besoins annuels varient entre 1000 à 1200 mm, dont 600 mm pendant l'été, qui ne peuvent être fournis que par l'irrigation surtout dans les zones méditerranéennes (Mutin, 1977).

○ **L'humidité** : Elle ne semble pas avoir une forte influence sur le comportement des agrumes aux mêmes incidences. Elle a par contre des incidences sur le développement de certains parasites ainsi que la fumagine et les moisissures (Loussert, 1989). Certains ravageurs comme les cochenilles peuvent proliférer en colonies importantes. Une humidité basse provoque une intense respiration du végétal et ainsi les besoins en eau augmentent.

○ **Le vent** : Blondel (1959), qualifie le vent comme étant l'ennemi le plus important des agrumes. Les dégâts qu'il cause dans les jeunes plantations sont incalculables suite à la chute précoce des fruits. Les oranges doivent être protégées des vents par l'installation de brise vent de *Casuarina*, de *Cyprès*, d'*Acacia* et de *Pinus* (Loussert, 1985).

6 – Problèmes phytosanitaires

La culture des agrumes revêt une importance économique stratégique pour le pays, comme étant une source d’approvisionnement en fruits frais et des débouchés sur le marché international des produits agrumicoles. Pour cela, il serait utile d’améliorer et de protéger cette culture contre tous les ravageurs et des maladies. Ces ravageurs sont susceptibles de provoquer des dégâts plus particulièrement la cochenille moule (*Lepidosaphes beckii*) et le pou noir des agrumes (*Parlatoria ziziphi*) dont les dégâts ont atteint un niveau très important dans l’agrumicole en Algérie et ce qui sont l’objet de notre étude.

6.1 – Les principales maladies des agrumes

6.1.1 – Les maladies bactériennes

La bactériose des agrumes est provoquée par la bactérie *Pseudomonas syringae*. Cette maladie se manifeste surtout sur les feuilles et les rameaux. Les attaques sur fruits sont observées sur citronnier (Loussert, 1989). De nombreuses maladies bactériennes présentant des aspects très divers peuvent se développer sur agrumes, parmi lesquelles, nous citons le cancer des *Citrus* dont l’agent causal est *Phytopomonas citri* Hass.

6.1.2 – Les maladies à virus ou viroses

Les maladies virales importantes et qui touchent les agrumes un peu partout dans le monde sont :

Le Greening qui est transmise par 2 espèces de psylles *Diaphorina citri* et *Trioza erythrae*. Le Stubbon causé par un mycoplasme *Spiroplasma citri* qui se propage par le bois de greffé et des cicadelles, l’*Exocortis* causé par un viriote et se transmis par voie mécanique, Cachexie (xyloporose) causé par un viroïde se transmis par voie mécanique, le complexe de la Psorose causé par *Citriovirus psorosis* est souvent une maladie latente sur la plupart des espèces des agrumes, elle se diffuse par greffage, le Tristeza causé par *Citriovirus viatoris*, (Loussert, 1987).

6.1.3 – Les maladies cryptogamiques

Les maladies d'origine cryptogamiques s'attaquent aux agrumes sous assez nombreux. Certaines sont économiquement très importantes comme la fumagine, La moisissure vert, la pourriture, la gommose parasitaire qui s'attaquent aux différents oranges végétatifs des Citrus.

6.2 - Les principaux insectes ravageurs d'agrumes :

Ravageurs	Nom		Dégâts
	Scientifique	Commun	
Insectes	<i>Aonidiella aurantii</i>	Pou de Californie	Attaquent les feuilles, les rameaux et les fruits. Développement de la fumagine, chute des feuilles et dépérissement des fruits.
	<i>Lepidosaphes beckii</i>	La cochenille moule	
	<i>Lepidosaphes glowerii</i>	La cochenille virgule	
	<i>Chrysomphalus dictyospermi</i>	Pou rouge de Californie	
	<i>Parlatoria ziziphi</i>	Pou noir de l'oranger	
	<i>Parlatoria pergandei</i>	Cochenille blanche	
	<i>Saissetia oleae</i>	Cochenille H	
	<i>Icerya purshasi</i>	La cochenille australienne	
	<i>Coccus hesperidum</i>	Cochenille plate	
	<i>Ceroplastes sinensis</i>	Cochenille chinoise	
	<i>Pseudococcus citri</i>	La cochenille farineuse	
	<i>Aphis spiraeicola</i>	Puceron vert des citrus	Avortement des fleurs et déformation des très jeunes feuilles. Développement d'abondantes colonies de pucerons sur les parties jeunes des arbres.
	<i>Aphis gossypii</i>	Puceron vert du cotonnier	
	<i>Toxoptera aurantii</i>	Puceron noir des agrumes	
	<i>Myzus persicae</i>	Puceron vert du pêcher	Provoque des souillures importantes ainsi que le développement de la fumagine.
<i>Aleurothrixus floccosus</i>	L'aleurode floconneux		
<i>Dialeurodes citri</i>	L'aleurode des citrus		
<i>Phyllocnistis citrella</i>	Mineuse des agrumes		
<i>Ceratitis capitata</i>	Mouche méditerranéenne des fruits	Provoque la pourriture des fruits.	
Nematoda	<i>Tylenchulus semipenetrans</i>	Nématode des agrumes	Croissance ralentie des arbres ; Pas de symptômes spécifiques de cette espèce
Acarina	<i>Tetranychus cinnabarinus</i>	Acarien tisserand	Provoquent des nécroses, décoloration et chute des feuilles, des fruits et des bourgeons.
	<i>Hemitarsonemus latus</i>	Acarien ravisseur	
	<i>Aceria sheldoni</i>	Acarien des bourgeons	

Chapitre II

*Présentation de **Lepidosaphes
beckii** et de son parasite externe,
Aphytis lepidosaphes*

1 - Les cochenilles

Les cochenilles appartiennent à la superfamille des Coccoïdea ont été divisée en 23 familles et 7700 espèces (Sforza, 2008) réparties à travers le monde et plus particulièrement dans l'hémisphère Sud. Récemment, cette superfamille est en pleine expansion et regroupe en ce moment où l'on dénombre 55 familles 1219 genres et 8453 espèces avec 8458 valid species names (<http://scalenet.info/catalogue/>). Ces espèces ne sont pas toutes des ravageurs des cultures. Certaines sont utilisées dans la vie quotidienne de l'homme et considérées comme des insectes utiles (Kreiter *et al.*, 1998). Toutes ces espèces sont regroupées dans 33 familles (<http://www.idtools.org/id/scales/key.phpkey=families>). La plus commune des familles rencontrées et la plus riche en espèces est celle des Diaspididae ou cochenilles à bouclier ou encore les diaspines. Viennent ensuite les Pseudococcidae ou cochenilles farineuses et les lécanines (Kondo *et al.*, 2008). La famille des Margarodidae fait également partie de la superfamille des Coccoïdea mais elle est moins connue sur plantes.

Elles vivent dans une grande variété d'habitats ; des toundras (environ 2000 espèces connues en zone paléarctique) jusqu'à l'équateur. Ces insectes étaient autrefois nommés « poux des plantes » en raison de leurs pièces_buccales transformées en rostre piqueur leur permettant d'aspirer la sève, soit de la sève élaborée pour certains groupes, aspirée dans le phloème, soit de la sève brute prélevée dans le xylème, alors que quelques espèces aspirent les liquides des parenchymes cellulaires. Celles qui vivent en zones tropicales chaudes sont plus grandes que celles des zones tempérées. Les femelles produisent généralement une grande quantité de sécrétions tégumentaires (cires ou laques) qui les protègent et, parfois les recouvrent complètement.

Les Coccoïdea se nourrissent d'une large variété de plantes, si bien que la plupart d'entre eux sont considérés comme des nuisibles. Les cochenilles sont des insectes communs, ou devenus communs, voire localement invasifs, mais dont l'écologie reste mal connue. Ils sont les plus importants ravageurs agricoles des plantes vivaces et peut causer de graves dommages aux noix et aux arbres fruitiers, ligneux plantes ornementales, végétation forestière, plantes de serre et plantes d'intérieur (Kosztarab, 1996 ; Ben-Dov et Miller, 2010). En fonction de l'espèce, du stade d'évolution et de la saison, on retrouve les cochenilles sur les feuilles, les branches, les jeunes pousses, le tronc,...

Ces ravageurs sont généralement considérées comme des parasites extrêmement polyphages.

Du point de vue alimentation, les cochenilles présentent un appareil buccal de type piqueur - suceur, comme les pucerons. Elles enfoncent leur appareil buccal en forme d'aiguille dans la plante et se nourrissent de sa sève. Selon Loussert (1989), les cochenilles constituent un groupe de ravageurs particulièrement dangereux pour les agrumes tant par les dépréciations qu'elles causent aux fruits que par les affaiblissements qu'elles entraînent sur les arbres où elles pullulent. D'autre part, la plupart des cochenilles (cochenilles farineuses et à carapace) produit du miellat, substance sucrée et collante qui favorise également le développement d'un champignon noir, la fumagine qui, outre son aspect inesthétique limite la photosynthèse, en recouvrant les feuilles.

La plupart des espèces de cochenilles signalées à travers le monde, reconnues comme étant économiquement importants, appartiennent à la famille des Pseudococcidae, des Lecanidae et des Diaspididae (Ramzi *et al.*, 2017).

1.1 - Les Pseudococcidae (Cochenilles farineuses)

Les cochenilles farineuses arrivent en deuxième position en termes de nombre de familles, après les Diaspididae, avec environ 2020 espèces décrites (Mayrolin *et al.*, 2016). Ce sont des cochenilles à corps mou également appelées cochenilles farineuses ou floconneuses en raison du matériel blanc cireux (poudre, filaments.) qui couvre le corps des femelles dès le troisième stade larvaire (Williams & Watson 1988b).

Morphologiquement, les femelles ressemblent à des nymphes et tous les stades de développement sont mobiles (Sforza, 2008), donc contrairement à la plupart des membres de la superfamille des Coccoidea, les larves de cochenilles à corps mou ainsi que les mâles adultes et femelles (à quelques exceptions près) possèdent des pattes. Les femelles sont aptères et peuvent mesurer jusqu'à 5 mm de long. Leur corps se compose d'une seule unité (tête, thorax et abdomen assemblés), recouverte d'une couche de cire blanche poudreuse. Elles sont souvent roses à jaunes. Les mâles adultes sont très différents des femelles. Ils mesurent à peine 1 mm et sont ailés. Ils n'ont pas de pièces buccales et sont donc incapables de se nourrir. Leur durée de vie est éphémère et ils ne cessent de rechercher des femelles à

féconder. Les œufs sont pondus dans une masse collante de filaments cireux, appelée ovisac, ils peuvent se coller aux mains et aux vêtements, puis tomber plus tard (Malais et Ravensberg, 2003).

Miller *et al.*, (2002) ont indiqué que 158 espèces de cochenilles farineuse sont reconnues comme nuisibles dans le monde entier.



Figure 5 : *Planococcus citri*

1.2 - Les Lécanines (cochenilles à carapace.)

Les cochenilles à carapace sont la troisième plus grande famille des Coccoidea, avec environ 1150 espèces décrites (Mayrolin *et al.*, 2016). Elles sont plus grandes, plus élevées, plus rondes et plus foncées comparées aux cochenilles à bouclier. Leur carapace, est une coque protectrice et en fait la face dorsale de leur corps. Celle-ci est brune, noire ou grise et plus ou moins souple. Tous les stades, excepté la femelle adulte qui elles sont atrophiées, possèdent des pattes et sont mobiles. Les mâles adultes sont généralement ailées, fragiles, éphémères (Hodgson 1994). Dès le deuxième stade, les larves mâles et les larves femelles sont bien distinctes, le mâle est généralement de forme plus allongée et ovale, et la femelle plus ronde. La femelle pond un grand nombre d'œufs sous son corps ou bien dans un ovisac (jusqu'à 3 000) en quelques semaines. Elle est parfois vivipare, mais dans tous les cas elle meurt après avoir pondu ou donné naissance à des larves (Lacordaire *et al.*, 2006)

Les dégâts occasionnés par les cochenilles à carapace sont analogues à ceux causés par les cochenilles farineuses. Ces cochenilles sont grises ou marron et dispersées sur toute la plante, même sur les racines. Cependant, la plupart des espèces sont observées près des nervures des feuilles, sur les faces inférieure et supérieure, ou sur les pédoncules, branches et tiges (ligneuses).



Figure 6 : Femelle de *Saissetia oleae*

1.3 - Les Diaspididae (cochenilles à bouclier)

Les Diaspididae représentent la famille la plus grande de la superfamille des Coccoidea dont plus de 2500 espèces décrites (Mayrolin *et al.*, 2016). Elles peuvent être confondues avec les cochenilles à corps mou lorsqu'elles sont recouvertes d'un bouclier cotonneux. (Malais et Ravensberg, 2003).

Les femelles sont de petites tailles avec un bouclier qui varie de forme et de couleur selon l'espèce. Il peut être rond, ovale, allongé ou en forme d'huître, plus ou moins élevé. Le bouclier n'est pas fixé au corps il peut être aisément enlevé, et, sans son bouclier, l'insecte se déshydrate rapidement. La couleur de la cochenille varie d'une espèce à l'autre et d'un genre à l'autre, mais elle est le plus souvent blanche à marron-gris. La femelle n'a ni pattes ni ailes. La tête, le thorax et l'abdomen sont fusionnés en une simple unité qui est toujours assez plate et mesure environ 1 à 3 mm. Cette femelle pond entre 50 et 100 œufs, généralement sous le bouclier (Lacordaire *et al.*, 2006).

Les mâles adultes sont très petits (rarement plus de 1 mm), ont la tête, le thorax et l'abdomen distincts et possèdent une paire d'ailes. Leur durée de vie est de quelques heures à deux jours au plus. Certaines espèces n'ont pas de mâles et la reproduction se fait exclusivement de manière parthénogénétique. Les femelles ont trois stades larvaires, et les mâles ont cinq, le premier stade est le seul stade mobile (Williams & Watson 1988a).

Les cochenilles à bouclier, contrairement aux cochenilles à corps mou et aux cochenilles à carapace, ne produisent pas de miellat. Elles se nourrissent en prélevant le contenu des cellules épidermiques, dans lesquelles elles injectent des substances toxiques qui provoquent l'apparition de taches jaunes, rouges ou marron sur les feuilles et les fruits.



Figure 7 : *Lepidosaphes beckii* (originale)

1.4 - Inventaire bibliographique sur les cochenilles des agrumes en Algérie

Le tableau 2 présente l'historique des occurrences des cochenilles dans les vergers d'agrumes en Algérie. Les espèces sont regroupées par famille et par espèce, en ajoutant l'origine, la plante hôte, et les références.

Les précédentes études sur les cochenilles des agrumes ont été réalisées dans la région de Mitidja traitant que les cochenilles diaspines, Les contributions les plus importantes sont celles de Balachowsky (1948, 1954, 1927, 1928 et 1932), Saighi *et al.* (2005), Biche (2012) et Belguendouz (2014).

L'examen des données recueillies de la littérature sur les cochenilles des agrumes en Algérie a révélé la présence de 21 espèces réparties dans 4 familles. La famille des Diaspididae est la plus abondante avec 12 espèces dans 7 genres (*Aonidiella aurantii*, *Octaspidiotus nerii*, *Chrysomphalus aonidum*, *Ch.dictyospermi*, *Ch.pinnulifer*, *Fiorinia fioriniae*, *Lepidosaphes beckii*, *L.gloverii*, *L.ulmi*, *Parlatoria pergandii*, *P.ziziphi*, *Unaspis citri*), suivie par les Coccidae avec 6 espèces dans 5 genres (*Ceroplastes rusci*, *C.sinensis*, *Coccus hesperidum*, *Eucalymnatus tessellatus*, *Pulvinaria psidii*, *Saissetia oleae*) et les

Pseudococcidae avec 2 espèces dans 2 genres (*Planococcus citri*, *Pseudococcus longispinus*), les Monophlebidae est la moins représenté avec une espèce *I.purchasi*.

Tableau 2 : Résumé des données d'archives réalisées sur les espèces de cochenilles d'agrumes enregistrées en Algérie sur *Citrus* sp (Aroua *et al.*, 2019)

Nom scientifique	Origine	Plante hôte majeure
Coccidae		
<i>Ceroplastes rusci</i> Linnaeus, 1758	Afrotropicale	Polyphage
<i>Ceroplastes sinensis</i> Del Guercio 1900	Néotropicale	Polyphage
<i>Coccus hesperidum</i> Linnaeus, 1758	Paléarctique	Polyphage
<i>Eucalymnatus tessellatus</i> Signoret, 1873	Néotropicale	Polyphage
<i>Pulvinaria psidii</i> Maskell, 1893	Paléarctique	Polyphage
<i>Saissetia oleae</i> Olivier, 1791	Afrotropicale	<i>Olea europaea</i> , <i>Nerium oleander</i> , <i>Citrus</i> spp., polyphage
<i>Aonidiella aurantii</i> Maskell, 1879	Paléarctique	Polyphage
<i>Aspidiotus nerii</i> Bouché, 1833	Afrotropicale	Polyphage, <i>Nerium oleander</i> , <i>Citrus</i>
<i>Chrysomphalus aonidum</i> Linnaeus, 1758	Néotropicale	Polyphage
<i>Chrysomphalus dictyospermi</i> Morgan, 1889	Paléarctique	Polyphage, <i>Citrus</i> ,
<i>Chrysomphalus pinnulifer</i> Maskell, 1891	Orientale	Polyphage
<i>Fiorinia fioriniae</i> Targioni Tozzetti, 1867	Australasienne	Polyphage
<i>Lepidosaphes beckii</i> Newman, 1869	Cryptogénique	Polyphage
<i>Lepidosaphes gloverii</i> Pickard, 1869	Cryptogénique	Polyphage, <i>Citrus</i> spp.,
<i>Lepidosaphes ulmi</i> Linnaeus, 1980	Néarctique	<i>Citrus</i>
<i>Parlatoria pergandii</i> Comstock, 1881	Cryptogénique	Polyphage, <i>Citrus</i> ,
<i>Parlatoria ziziphi</i> Lucas, 1853	Paléarctique	<i>Citrus</i> , Rutaceae
<i>Unaspis citri</i> Comstock, 1883	Orientale	Polyphage, <i>Citrus</i> , Rutaceae
Monophlebidae		
<i>Icerya purchasi</i> Maskell, 1879	Australasienne	Polyphage
Pseudococcidae		
<i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813)	Paléarctique	Polyphage
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1868)	Australasienne	Polyphage

Parmi toutes ces espèces, nous sommes intéressés à *Lepidosaphes beckii*, qui demeurent une cochenille très mal connue en Algérie où très peu de travaux lui sont consacrés.

1.5 – Présentation de *Lepidosaphes beckii*

1.5.1 - Synonymies

Coccus anguinus Boisduval, 1868
Coccus beckii Newman, 1869
Aspidiotus citricola Packard, 1869
Mytilaspis flavescens Targioni Tozzetti, 1876
Mytilaspis citricola Comstock, 1881
Mytilaspis citricola tasmaniae Maskell, 1897
Mytilaspis tasmaniae Cockerell, 1899
Mytilaspis beckii Cockerell, 1899
Mytilaspis pinnaeformis Newstead, 1901b
Lepidosaphes pinnaeformis Kirkaldy, 1902
Lepidosaphes beckii; Fernald, 1903
Lepidosaphes fulva Souza da Camara, 1906
Lepidosaphes pinniformis Lindinger, 1910
Mytilaspis (Lepidosaphes) beckii Newstead, 1913
Lepidosaphes citricola Vayssière, 1921
Lepidosaphes (Mytilaspis) beckii; Hall, 1922
Mytilaspis anguineus Lindinger, 1924.
Lepidosaphes pinniformis Bodenheimer, 1924
Mytilococcus piniformis Lindinger, 1936
Mytilococcus beckii Lupo, 1939
Lepidosaphes pinifolii Balach, 1954
Cornuaspis beckii Borchsenius, 1963
Parlatoria beckii Traboulsi & Benassy, 1965
Lepidosaphis beckii Kfoury & El Amil, 1998

1.5.2 - Position systématique

- Embranchement : Arthropoda
- Classe : Insecta
- Ordre : Homoptera
- Famille : Diaspididae
- Tribu : Diaspidini
- Sous tribu : Lepidosaphedina
- Genre : *Lepidosaphes*
- Espèce : *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869)

1.5.3 – Caractéristiques morphologiques

L'identification des cochenilles est principalement basée sur la forme du bouclier les caractéristiques morphologiques de la femelle adulte (Pellizzari et Germain 2010).

Le bouclier est une structure externe, ne fait pas partie du corps de l'insecte, mais édifié par lui, pour se protéger, composé de filament cireux, d'une ou deux exuvies et le tout lié par un ciment sécrété par la cochenille. On peut donc détacher facilement le bouclier sans blesser l'insecte qui ne survivra toutefois pas à l'exposition à l'air libre et mourra desséché. Le bouclier de la femelle est en forme de moule ou de virgule d'où le nom de la cochenille virgule. Sa couleur est d'un brun clair, elle mesure environ 3 mm de long. Généralement, le bouclier du mâle est différent de celui de la femelle, car il l'érige uniquement durant les deux premiers stades de croissance. Il est plus petit mesure que 1 à 1,5 mm de long., de forme plus allongée et comprend une seule exuvie, souvent excentrée. Sa texture peut être lisse comme celui de la femelle ou feutrée.



Figure 8 : Corps de la femelle de *Lepidosaphes beckii* (Originale)

Au premier stade, la femelle ressemble au mâle. Les larves femelles sont semblables aux adultes mais plus petites. On dit que les cochenilles sont néoténiques car, au stade adulte, la femelle conserve les caractères juvéniles du stade précédent.

La femelle adulte est allongée, de couleur blanchâtre et mesure 1,6 mm de long (Balachowsky, 1954). Elle n'a pas de pattes, pas d'ailes et le thorax est fusionnés à l'abdomen pour former une sorte de sac aplati. Les segments postérieurs de l'abdomen sont fusionnés et forment le pygidium qui porte les microstructures (palettes, peignes) permettent d'ériger un bouclier (Fig. 9) Les stylets mesurent généralement plusieurs fois la longueur du corps de

l'insecte et lui permettent d'atteindre sa nourriture malgré le fait qu'il soit immobile durant la presque totalité de son cycle de vie. À chaque mue, les stylets sont abandonnés dans l'hôte et régénérés à partir de cellules situées à la base du rostre.

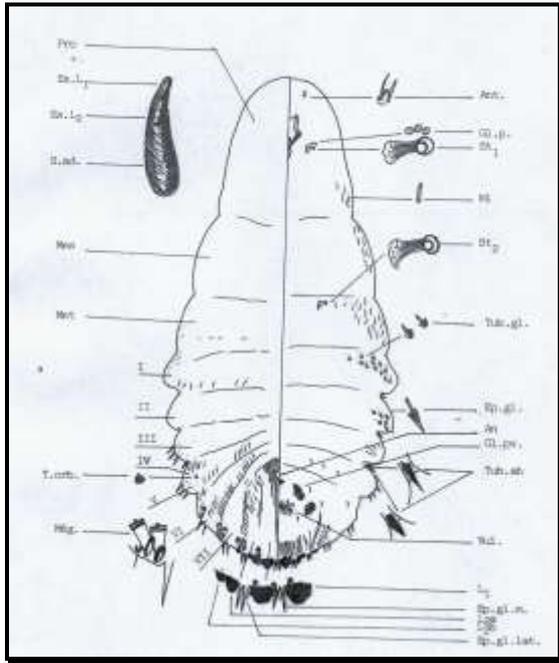


Figure 9 : Morphologie d'une Femelle de *L.beckii*

- D. : Face dorsale
 V. : Face ventrale
 t : Tentorium
 m : Mentum
 St₁ et St₂ : Stigmate antérieur et Stigmate postérieur
- Gl.c : Glandes circumgénitales
 Crp : Crête périvulvaire
 Crgl : Crête glandulaire
 Pl₁ et Pl₂ : Groupe de peignes latéraux
 S. : Soies
 Ta : Talon
 Pm : Peigne médiane
 Pr. : Prothorax
 Ma. : Macropore tubulaire dorsaux
 Cs. : Crete marginales serriforme
 L₁, L₂, L₃ : Palettes latérales
 P.e Ex. : Peigne externes
 Pa. : Parapyse
 Sc. : Scléroses intersegmentaires marginales

Les mâles adultes de *L. beckii* sont ailés, pourvu de deux paires d'ailes, six pattes, ne se nourrissent pas et vivent quelques jours. (Pellizzari et Germain 2010). Ils sont complètement différents des femelles et ne peuvent être observés avec autant de facilité (Fig. 10).

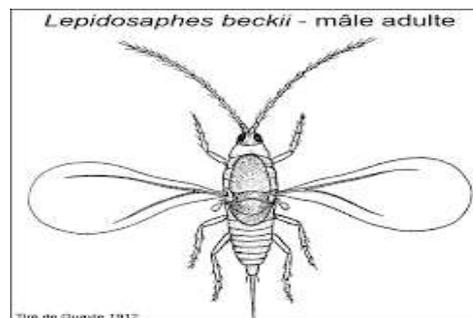


Figure 10 : Morphologie du mâle de *L.beckii*

Le bouclier femelle est sous forme de moule ou de virgule, allongé, mytiliforme, droit ou recourbé, peut convexe, évasé vers l'apex, pointu à l'avant. La femelle vivante est de couleur blanchâtre ou jaune très clair avec la zone pygidiale rembrunie. C'est une espèce se caractérisant par ces lobes abdominaux considérablement développés, saillants, hérissés d'épines glandulaires et par la présence de taches orbiculaires dorsales sur la marge des segments I et II.

Le pygidium est pourvu de deux paires de palettes Pa₁ et Pa₂. Les palettes médianes Pa₁ sont caractérisées par des lobes sub triangulaire à bord très finement serratulé et dépourvus d'encoches latérales, Les Palettes latérales Pa₂ se divisent en deux lobes dont le premier Pa_{2a}, est plus développé que Pa_{2b}. Les deux épines glandulaires dépassent en longueur les palettes Pa₁. L'ouverture anale est circulaire, situé dans la partie supérieur du pygidium. Présence de 6 mégapores dorsaux. Des micropores dorsaux à tubulure courte sont à signaler, se répartissent le long d'une suture en rangées submarginales et submédians. Les glandes circumgénitales sont présentes, disposées en 5 groupes.

Les mamelons antennaires sont ornés de soies et chaque stigmate antérieur est accompagné de 7 à 9 glandes péristigmatiques (Fig. 9) (Balachowsky, 1954)

1.5.4 - Biologie et habitats

C'est une espèce cosmopolite à affinités tropicales et subtropicales, répandu dans toutes les orangeraias. En dehors des *Citrus* qui constituent l'habitation préférentielle, *L.beckii* a été signalé sur *Coroton*, *Quercus*, *Ficus*, *Cercidiphyllum*, *Eleagnus*, *Ilex*, *Olea*, *Ceratonia*, *Pistacia*, *Cycas* et *Eucalyptus*.

Balachowsky l'a signalé pour la première fois en Algérie en 1930 sur *Citrus*. Plus tard, *L.beckii* est rencontré par Benassy (1975) en Mitidja sur *Citrus*. Saighi en 1998 l'a signalé également sur agrumes et sur *Ceratonia seliqua*. De côté, Jafjaf (1978), note qu'au Maroc, la cochenille peut infester le palmier, *Acacia*, *Mimosa*, les faux poiriers, les faux *Terebinthes*, les *ficus*, les *Myoporum* et confirmé par Danzig *et al.*, (1998)

En Algérie, Biche en 1990 a remarqué que l'espèce est inféodée aux agrumes, et embrasse tout l'aire de répartition de cette essence végétale. Elle se localise surtout sur les feuilles, puis les rameaux et les fruits. Elle peut développer, d'après Mouandza (1990), plus de trois générations annuelles sous les conditions algériennes sur oranger et clémentinier.

L.beckii est ovipare et se reproduit aussi bien sexuellement que par parthénogenèse. La fécondation n'a lieu que lorsque la femelle est sexuellement mûre, soit 14 jours environ après la dernière mue. Selon Garcia (1973) et Biche (1987), les femelles sortent partiellement ou

totallement de leur bouclier et demandent à être fécondées. Ce phénomène a lieu à la fin de la phase d'hivernation, pour les femelles ayant atteint la maturation sexuelle.

La femelle pond des œufs blancs irisés sous son bouclier, la période de ponte s'étale sur 6 à 8 semaines. Chaque femelle pond 20 à 100 œufs et après avoir pondu tous ses œufs, la femelle meurt. La période d'incubation dure deux semaines en été et plusieurs semaines en hiver (Chapot et Delucchi, 1964). Selon les températures, le développement complet de l'œuf à l'adulte dure 20 à 40 jours. On a 2 à 3 générations par an : à la fin juin, en septembre et une possible troisième génération en novembre qui subit alors un arrêt de développement hivernal.

La larve passe par un certain nombre de stades pour aboutir finalement à la forme définitive, où l'insecte est capable de se reproduire, constituant ainsi le stade adulte. Les diaspines, présente une lignée femelle qui passe au cours de son développement par deux stades larvaires avant d'arriver au stade adulte (Balachowsky, 1939). La lignée mâle caractérise par cinq stades larvaires, la pronymphe, la nymphe et le mâle adulte. Chaque stade est séparé par une mue (Fig. 11). A l'exception des larves néonates et des mâles adultes, tous les stades de développement vivent fixés sur le support végétal.

➤ Cycle évolutif et stades de développement

- **Stade œuf** : les femelles produisent entre un et 10 œufs par jour. La femelle rétrécit après avoir donné naissance, ce qui fait de la place pour sa progéniture, sous le bouclier. La période de naissance est continue, durant quelques semaines, jusqu'à la mort de la femelle.

- **Premier stade larvaire (L₁)**: c'est un stade mobile et sans bouclier. Il passe par le stade torpeur quand il reste immobile un certain temps après sa naissance. A ce stade la reconnaissance des deux sexes est très difficile. Cette larve est responsable de trouver un site acceptable puisqu'elle s'y fixera sans pouvoir en changer. Elle ne se nourrit pas durant la phase de dispersion qui dure quelques heures ou quelques jours. Elles s'établissent généralement à «plusieurs douzaines de cm de leur lieu de naissance». Elles peuvent aussi être transportées par le vent et ainsi coloniser un nouveau site. Après avoir trouvé un site pour se nourrir, la larve ramène ses pattes sous son corps et s'aplatit sur la surface de l'hôte. Elle insère ses stylets dans l'hôte et commence à se nourrir. À partir de ce moment, elle ne se

déplacera plus, même pour trouver un meilleur emplacement, et commence l'édification d'un bouclier protecteur.

- **Deuxième stade larvaire femelle** : la larve poursuit la construction du bouclier exposant l'exuvie du 1^{er} stade. A la fin, la femelle mue au stade adulte en conservant ses caractères juvéniles.

- **Deuxième stade larvaire mâle** : la larve poursuit la construction du bouclier avec l'exposition de l'exuvie du premier stade. Le corps devient allongé et le bouclier s'allonge de la même façon. Le bouclier atteint sa taille optimale et sa construction se termine au cours du stade deux. Un clapet de sortie est produit. A la fin du stade, le mâle mue pour donner une prénymphe.

- **Troisième stade femelle** : la femelle poursuit la construction du bouclier qui s'agrandit pour recevoir sa progéniture en exposant l'exuvie du stade deux. A maturité la femelle émet des phéromones qui attirent les mâles.

- **Troisième stade mâle prénymphe** : ce stade se distingue nettement du stade précédent. Il se caractérise par la formation des ébauches oculaires des pattes et de l'allongement de l'extrémité abdominale. Les prénymphe ne s'alimentent pas et donnent à la fin du stade des nymphes.

- **Quatrième stade mâle nymphal** : les nymphes possèdent des antennes, des ailes, des pattes développées mais repliées contre le corps, le stylet copulateur est parfois visible. l'exuvie du stade trois est évacuée par le clapet de sortie ou conservée sous le bouclier. Les nymphes ne s'alimentent pas et muent pour passer au stade adulte.

- **Cinquième stade adulte mâle** : ailé, doté de pattes mais sans pièces buccales fonctionnelles, il quitte le bouclier par une fente et il recherche une femelle pour s'accoupler et vit de un à trois jours.

Le nombre de génération chez *L.beckii* varie selon les conditions climatiques régionales. En Algérie, Jaffaf (1978) a remarqué l'existence de trois générations par an (automnale, hivernale et printanière) sur oranger à Boufarik. Ces mêmes résultats sont reportés par Khoudour (1988) sur clémentinier à Chebli (Blida) et récemment par Boukhobza *et al.*, (2020) sur oranger à Rouiba

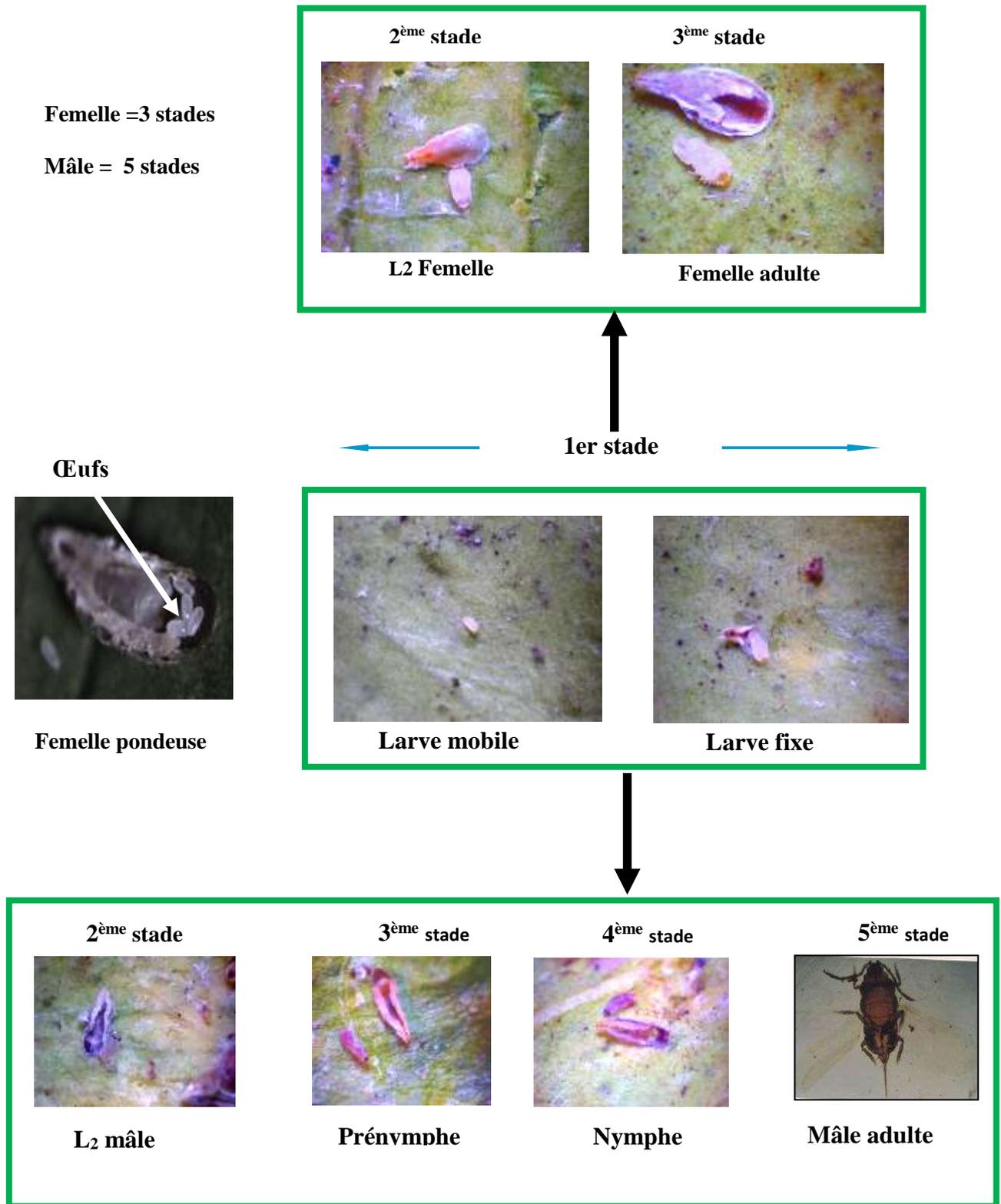
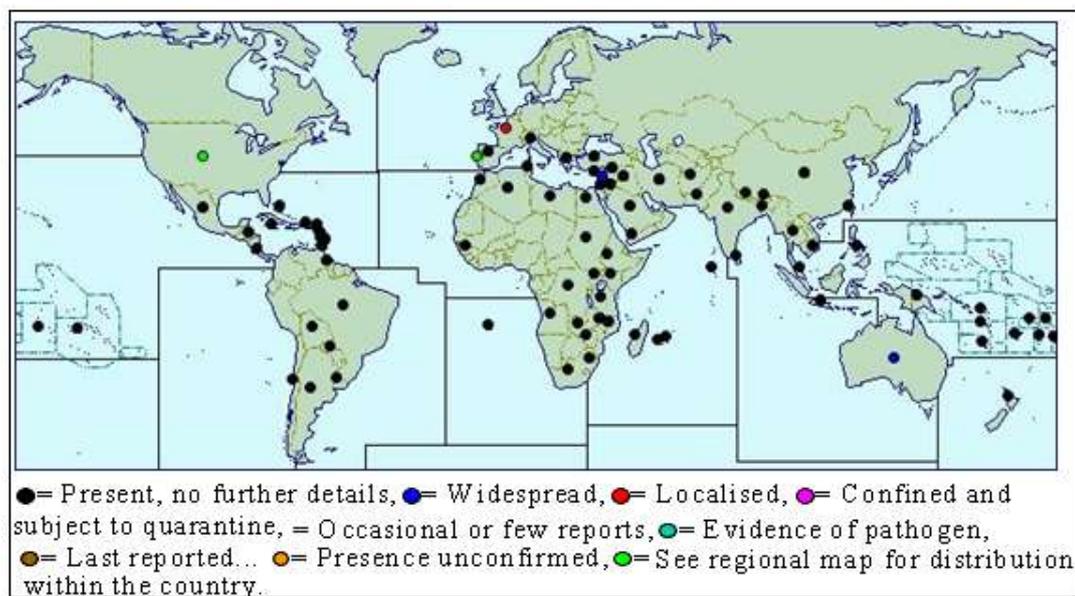


Figure 11 : Cycle de développement des cochenilles diaspines (Zaabta et Boukhobza, 2013)

1.5.5 - Origine et répartition

C'est une espèce cosmopolite, a affinité subtropicale et tropicale. Elle est présente dans toutes les régions chaudes du globe terrestre selon Balachowsky et Mesnil (1935). Elle est présente dans tout le centre agrumicole du bassin méditerranéen (Benassy, 1975).

L. beckii est une espèce à large distribution mondiale. Elle a été signalée de plusieurs zones géographiques : de la zone Afrotropicale par Marchal (1909). De la zone australienne par Maxwel (1902) et en Australie par Miller et Davidson en 2005. De la zone Néarctique : par Comstock (1881) en Californie, par Miller et Davidson (2005) à Missouri, New York, Caroline du Nord, Oklahoma, Pennsylvanie et la Caroline du Sud. De la zone Neotropicale : par Riley et Howard (1893) à l'Antigua, à Barbuda (Jamaïque) par Cockerrell (1893), et Ballou (1912), au Sri Lanka, à l'ouest du Bengale par Nath (1972), au Népal (Takagi, 1975) et au Bangladesh par Malumphy *et al.*, (2012).



Carte 1 : Répartition de *L. beckii* dans le monde (Quilici et Cirad, 2003).

1.5.6 – Dégâts et importance économique

L. beckii, est considéré parmi les ravageurs les plus répandus et causant des dégâts graves (Miller et Davidson, 1990 et 2005) surtout sur les agrumes en Afrique du Sud (Bedford et Cilliers, 1994) et en Espagne (Beardsley et González 1975 ; Rodrigo Garcia et Mari, 1990).

La cochenille se fixe sur son hôte par son appareil buccal qui est de type piqueur-suceur, en suçant la sève en injectant des toxines contenues dans sa salive. Elle ne sécrète presque pas de miellat et n'entraîne donc pas de problèmes de fumagine. Les dégâts sont observés beaucoup plus sur les feuilles, puis sur les fruits et quelque peu sur les rameaux (Benassy, 1975).

Les dégâts sont d'ordre quantitatif, chute prématurée des fruits au printemps lors de sévères attaques, et une défoliation partielle, accompagnée d'un dessèchement plus au moins poussé de rameaux, branches charpentiers avec pour effet plus lointain, réduction de la production des années suivantes. D'une façon générale, les dégâts économiques causés par les cochenilles diaspines sont souvent particulièrement difficiles à quantifier (Kosztarab, 1996).

Les dégâts qualitatifs se traduisent par la dépréciation de la valeur marchande du produit. Avant l'éclatement du fruit, il y a déformation suivi d'une sclérisation, un arrêt de croissance, une décoloration des fruits et enfin un dessèchement superficiel de l'écorce (Benassy, 1975).



Figure 12 : Dégâts de *L. beckii* sur les différentes parties de l'oranger

1.6 – Moyens de lutte

Les vergers d'agrumes ont subi avec le temps de très fortes pressions de la part de plusieurs prédateurs et notamment *L.beckii*. La brutalité des dégâts causés par ce ravageur a suscité un nombre important d'efforts consentis en matière de lutte afin d'avoir une production saine, indemne et attirante.

1.6.1 - Lutte physique

✓ **La taille :** La taille peut maintenir les arbres en bonne santé. Ainsi, les apports d'engrais et le désherbage sont bien conseillés afin d'améliorer l'état phytosanitaire de ces arbres fruitiers (Loussert, 1987).

✓ **Les engrais :** La nutrition de l'hôte ainsi que son équilibre physiologique ont une grande influence sur le développement des arthropodes piqueurs-suceurs entre autres les diaspines. Ces dernières modifient considérablement leur comportement, selon l'importance des éléments nutritifs mis à leur disposition. A ce sujet, Nadir (1965) a montré que la majorité des vergers d'agrumes marocains comporte un taux de calcium anormalement élevé dans les tissus foliaires, suite à une déficience en éléments minéraux (N.P.K.). Chaboussou (1975) en se basant sur les travaux conduits par l'auteur cité précédemment au Maroc, il a pu conclure que la pullulation intense d'*Aonidiella aurantii* est favorisée par ce déséquilibre physiologique.

1.6.2 - Lutte chimique : La lutte chimique contre les cochenilles diaspines reste une tâche très difficile à cause de la présence du bouclier protecteur de cet insecte. C'est pour cela qu'il est très important d'appliquer les pesticides ainsi que les insecticides au cours des stades larvaires de l'insecte. Les insecticides les plus utilisés contre les larves de ce ravageur sont les huiles blanches d'été ou le méthidathion, comme on peut utiliser d'autres traitements ; des pulvérisations de bouillies sulfocalcique en période de végétation et des fumigations sulfureuse, cyanhydrique en hiver (Delassus *et al.* 1933).

Malheureusement les dangers que présentent les pesticides sur la santé de l'homme, l'environnement et les ennemis naturels des cochenilles sont de nos jours connus et redoutés par la communauté scientifique. Donc nous recommandons l'utilisation de pesticides sélectifs, et systémiques, assurer un bon dosage de la matière active, et alterner les familles chimiques des produits contribue à freiner le phénomène d'accoutumance que peut acquérir le déprédateur.

1.6.3 - Lutte biologique : C'est l'utilisation d'organismes vivant ou de leur produit afin de réduire les dégâts engendrés par un ravageur (Riba et Silvy, 1987). Cette lutte a très vite été un moyen efficace pour lutter contre les cochenilles. Elle est une des plus efficaces compte

tenu de la sédentarité de ces ravageurs (Foldi, 2003). Il existe une foule d'ennemis naturels, susceptibles d'endiguer les pullulations des ravageurs (Benassy, 1975). Les agents de lutte biologique contre les cochenilles sont divisés en deux groupes principaux, les parasitoïdes et les prédateurs :

1.6.3.1 - Les prédateurs : Un prédateur est un organisme vivant qui capture et tue des proies pour s'en nourrir ou pour alimenter sa progéniture. Parmi les prédateurs on cite :

- **Les coléoptères :** Parmi les coléoptères s'attaquant aux cochenilles diaspines, les coccinelles tiennent une place de choix sur les plans quantitatifs et qualitatifs (Doumandji-Mitiche et Doumandji, 1988). Les coccinelles qui s'attaquent à *L.beckii*, sont qualitativement les mieux représentées (Balachowsky et Mesnil, 1935). Nous citons *Chilocorus bipustulatus* et *Exochomus quadripustulatus*.

- **Les Thysanoptères :** Dans cet ordre nous avons le thrips prédateur *Aleurodothrips fasciapennis* (Thysanoptera : Phlaeothripidae), qui s'alimente d'œufs, de nymphes et d'adultes de *L. beckii* durant les pics de populations (Fadamiro *et al.*, 2008).

- **Les Lépidoptères :** Selon Villanueva *et al.*, (2005) le papillon *Cryptothelea gloverii* appartenant à la famille des Psychidae est un prédateur de *Lepidosaphes beckii*.

- **Les acariens :** *Hemisarcoptus malus* : parmi les acariens prédateurs de *L.beckii* (Balachowsky 1954).

1.6.3.2 - Les parasitoïdes hyménoptères

Un parasite est un organisme qui se développe sur ou à l'intérieur d'un autre organisme dit « hôte », mais qui tue inévitablement ce dernier au cours de ce développement ou à la fin de ce développement.

Les parasitoïdes des diaspines sont généralement des hyménoptères appartenant à la famille des Aphelinidae. Ils jouent un rôle primordial dans la limitation des populations des diaspines.

L'inventaire des parasites de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba fait ressortir 4 espèces Aphelinidae représentés par : *Aphytis lepidosaphes*, *A. chrysomphali*, *A. proclia* et *Aspidiotiphagus citrinus* (Boukhobza *et al.*, 2020). En Alexandrie (Egypte), Hafez *et al.*, (1987) ont recensé 6 espèces de parasites hyménoptères qui se développent sur *L.beckii* : *Aphytis lepidosaphes*, *A.hispanicus*, *A. lignanensis*, *Encarcia (Prospaltella) sp*, *Aspidiotiphagus citrinus*, et *Marietta javensis*. Une autre espèce est également signalée sur cette cochenille. Il s'agit d'*A.cochereaui* (DeBach et Rosen, 1976) qui participe à la régulation des populations de *L. beckii*. Fabres (1975) rapporte que le parasite *A.cochereaui* est plus efficace contre *L.beckii* quand les densités de population sont faibles.

L. beckii semble très bien régulée par *A.lepidosaphes* (Dean, 1975 et Browning, 1999). Ce dernier est le parasite le plus commun de la cochenille virgule (Fadamiro *et al.*, 2008). Il concurrence des coccinelles et joue un rôle très important dans la régulation des populations de cette cochenille (Sahraoui et Hemptinne, 2009).

1.7 - *Aphytis lepidosaphes*

A.lepidosaphes (Compère ,1955) est une espèce ectoparasite spécifique de la cochenille virgule *L.beckii* (Benassy *et al.*, 1975). Benassy et Bianchi (1983) signalent qu'*A.lepidosaphes* est un excellent agent de lutte biologique utilisé avec succès dans plusieurs pays contre *L.beckii*.

1.7.1 - Caractères morphologiques

C'est un micro hyménoptère à corps allongé, de couleur jaune d'or, la femelle mesurant environ 1,20 mm de long et 0,90 mm de large .Le mâle à une taille plus faible que celle de la femelle, il mesure entre 0,5 à 1,10mm. La tête est plus large que longue portant des antennes entièrement claires à 6 articles .le dos du thorax porte des cils fins, jaunâtre ou pales. Les ailes sont membraneuses plus courtes que le ceps. Les trois paires de pattes sont de couleur jaunâtre. Quant à l abdomen il est court et uniformément pigmenté de couleur claire, portant à son bord postérieure des cerques avec trois soies deux longues et une courte (Fig. 13).

A.lepidosaphes est un ectoparasitoïde, biparental, grégaire spécifique aux cochenilles du genre *Lepidosaphes*, préfère les femelles adultes comme hôtes mais nymphes et les pronymphes mâles peuvent être également attaquées. De 1 à 8 individus du parasitoïde peuvent se développer dans une seule cochenille parasitée. Le nombre des femelles dépasse généralement celui des mâles et se nourrissent du liquide qui sort de la plaie causée par la pique du parasite (Waterhouse et Sands, 2001). Selon Ferrière (1965), de nombreux coups de tarière semblent parfois être donnés pour obtenir la nourriture sans qu'aucun œuf soit déposé.

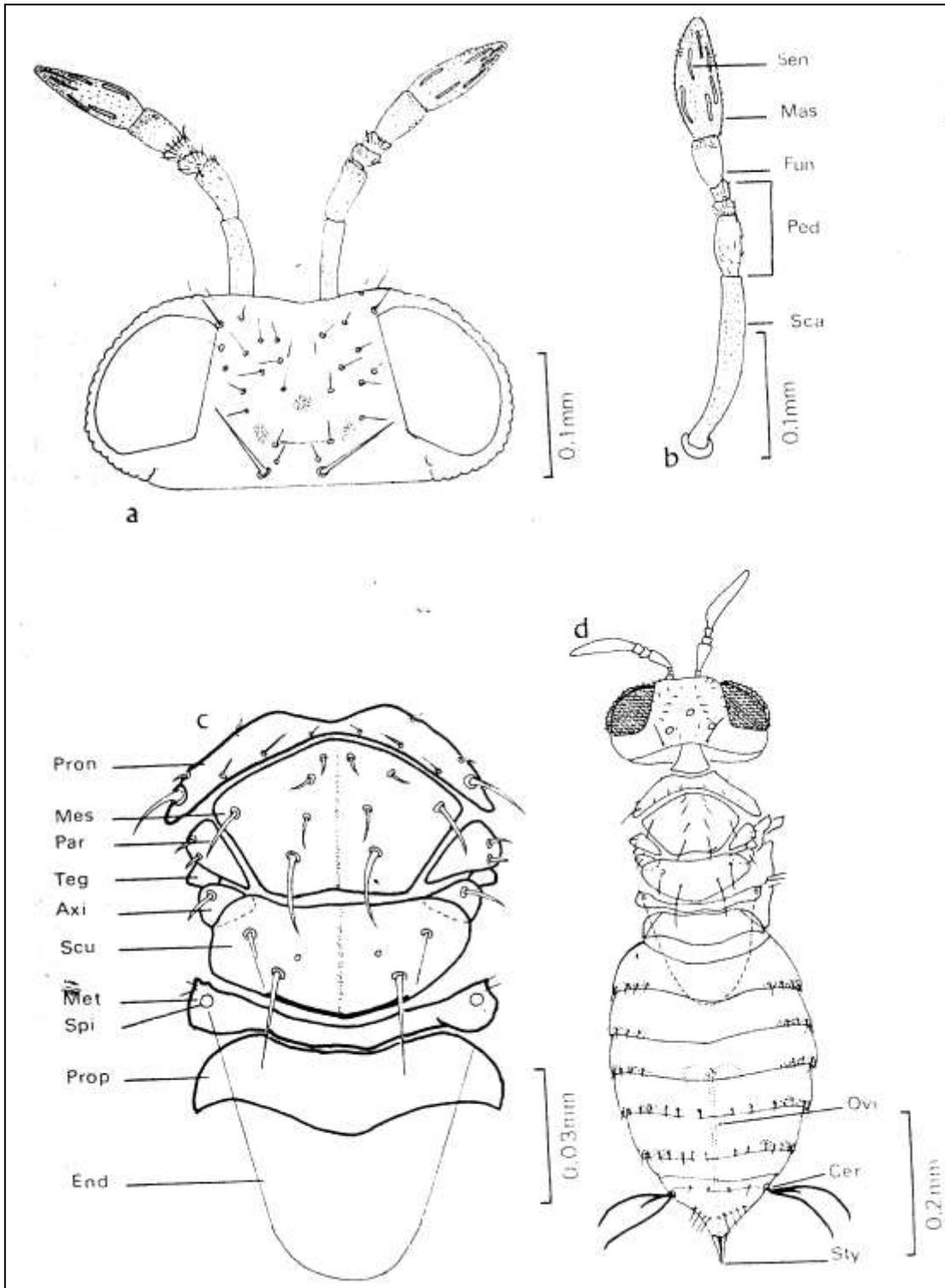


Figure 13 : Schéma de *Aphytis lepidosaphes* (Biche, 1987)

Légende de la figure 13

Tête

Antennes

Sen :	sensille
Mas :	massue
Fun :	funicule
Ped :	pédicelle
Sca :	scape

Thorax

Pron :	pronotum
Mes :	mesoscutum
Par :	parapsis
Teg :	tegulae
Axi :	axille
Met :	metanotum
Spi :	spiracle
Prop :	propodeum
End :	endophragma

Femelle d'*A.Lepidosaphes*

Ovi :	ovipositeur
Cer :	cercus
Sty :	stylus

1.7.2 - Origine et répartition

C'est une espèce introduite de Chine en Californie en 1948 (Rosen et Debach, 1979), très efficace et largement utilisée dans les pays agrumicoles comme agent régulateur (Fabres, 1979). *A.lepidosaphes* fut ensuite largement dispersé au gré d'introductions volontaires ou fortuites, son introduction au Texas, au Mexique et en Palestine a été suivie d'une amélioration notable des conditions de lutte contre *L.beckii* cependant son efficacité est moindre dans certaines régions (Fabres, 1974).

1.7.3 - Cycle biologique

Selon Rosen et De Bach (1979), la durée de développement des *Aphyti* est généralement courte à moins qu'elle soit interrompue par une diapause. Ces petits êtres grâce à leurs pièces génitales organisées en tarière, percent le bouclier de la cochenille et déposent leur ponte directement au contact du corps de l'hôte. De l'œuf naît une larve qui vit à l'intérieur et aux dépens de la cochenille puis se nymphose sur place, le nouvel adulte se dégage de la nymphe et sort de la cochenille morte en perçant au travers de la carapace un trou circulaire très visible.

1.7.3.1 - Ponte

Les œufs sont pondus de préférence sur de jeunes femelles mais il arrive cependant que des cochenilles en période de ponte soient choisies pour hôtes (Fabres, 1974). Plusieurs œufs sont généralement pondus sur un même hôte. On peut trouver sur un même hôte, des larves déjà âgées et des œufs déposés récemment (ou bien des œufs pondus sur le corps d'un hôte déjà mort). Cette observation pourrait être l'indication écologique d'une surabondance du parasite par rapport à l'hôte (Fig. 14).



Figure 14 : Œuf d'*Aphytis lepidosaphes* sur *L.beckii* (Original)

1.7.3.2 - Développement larvaire

Les larves sont peu mobiles et ne se déplacent pas sous le bouclier. Leur développement s'effectue sur le corps de l'hôte qui perd progressivement sa turgescence et se trouve finalement réduit à une lame tégumentaire (Fabres, 1974) (Fig. 15 et 16).



Figure 15 et 16 : Larves d'*Aphytis lepidosaphes* sur *L.beckii* (Original)

1.7.3.3 - Développement nymphal

Les nymphes sont au début translucide et prennent une couleur jaune d'or que l'on retrouve chez l'adulte. Aucune pigmentation caractéristique ne vient marquer les téguments. Le méconium émis au moment de la nymphose est déposé en boulettes fusiformes bien individualisées et dispersées postérieurement (Fig. 17).



Figure 17 : Nympe d'*Aphytis lepidosaphes* sur *L.beckii* (Original)

1.7.3.4 - Emergence des adultes

L'éclosion des adultes se fait au-dessus du bouclier ou du puparium de la femelle ou du mâle hôte (Rosen et De Bach, 1979). Un seul trou de sortie permet aux adultes de s'échapper (Fig. 19). Sur place restent les exuvies jaune translucide et le méconium tous deux caractéristiques du parasite (Fabres, 1974).



Figure 18 : Adulte d'*A. lepidosaphes*



Figure 19 : Puparium troué de *L.beckii*.
(Originale)

Chapitre III

Présentation de la région d'étude et méthodologie de travail

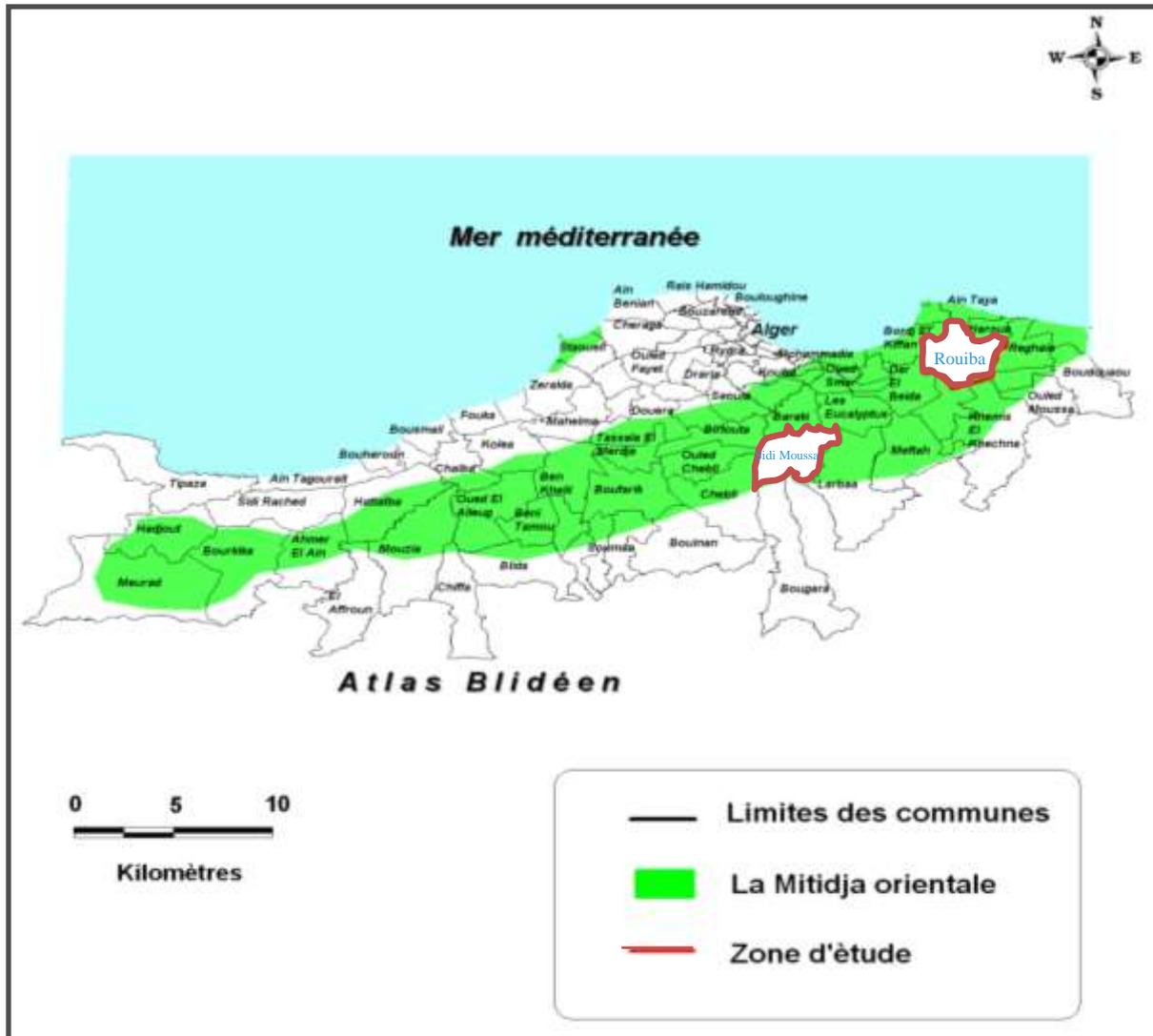
1- Présentation de la zone d'étude

La plaine de la Mitidja a fait l'objet de plusieurs études et projets de développement grâce au grand rôle qu'elle joue sur le plan économique et agricole. Cette place qu'occupe cette région est due à :

- La fertilité de son sol
- Son climat favorable avec une précipitation moyenne de 600 mm.
- La diversité des cultures appliquées, elle est favorable aux différentes cultures : agrumes, arbres fruitiers, maraîchages en terrains irrigués vignes, tabac, etc....
- Sa situation stratégique : sa proximité de la capitale, son accessibilité, et la facilité de transport de la marchandise grâce au réseau routier qui l'entoure.

1.1 - Situation géographique

La plaine de Mitidja (36°36' Nord, 2°54' Est) située au Nord de l'Algérie, s'étale d'Est en Ouest sur une superficie totale de 1400 km², avec une altitude moyenne de 100 m (Drouiche *et al.*, 2019), et une superficie agricole de 120.000 ha à 130.000 ha. La Mitidja englobe les wilayates d'Alger, Blida, partiellement celles de Tipaza et Boumerdes. Cette plaine est une dépression longue d'environ 100 km sur 15 à 20 km de large resserrée entre l'Atlas blidéen au sud, et le sahel au Nord, elle est largement ouverte sur la mer, sur une trentaine de kilomètres.



Carte 2 : Carte de localisation de la plaine de la Mitidja orientale (Mutin, 1977) modifiée

1.2 - Situation agrumicole

Les agrumes constituent la première production fruitière algérienne où la plaine de la Mitidja présente la plus grande superficie avec 16970 ha (Bellabas, 2010), soit 30% la surface agrumicole algérienne avec une production de 215235 tonnes (Benzerga, 2010 et ITAF, 2010). Les rendements dans la Mitidja sont de 23,4 t/ha et sont classés en troisième position en Algérie après Mostaganem et Boumerdes (Mostefaoui *et al.*, 2019).

1.3 – Les facteurs climatiques

Le climat joue un rôle très important dans la dynamique des populations des insectes. En effet, les êtres vivants ne peuvent se maintenir en vie, que sur des limites bien précises de température, de pluviosité et d'humidité. Le climat de la Mitidja est méditerranéen avec une influence continentale (le sirocco en été), des hivers pluvieux et doux, et des étés chauds et secs.

D'après Ramade (1984), les facteurs climatiques constituent un ensemble de facteurs énergétiques constitués par la température, la pluviométrie et les vents. Gautier(1987), signale que le climat régional détermine la durée de la période active de la végétation, donne les limites des températures favorables ainsi que la répartition des pluies durant l'année. Selon Faurie *et al.*, (1980), le climat d'une région a une importance primordiale parce qu'il joue un rôle fondamental dans la distribution et la vie des êtres vivants. Vue cette grande influence sur la vie des populations, il est important de donner un aperçu sur les fluctuations climatiques à savoir les températures et les précipitations, les vents les gelées dans cette région.

1.3.1 - Températures

D'après Dreux (1980), le paramètre le plus important est la température car elle exerce une action écologique sur tous les êtres vivants. Selon le même auteur, chaque espèce ne peut vivre que dans un certain intervalle de température. Les températures aussi jouent un grand rôle dans la détermination de la période de l'irrigation tout à fait comme les précipitations.

1.3.2 - Pluviométrie

Avec la température, les précipitations représentent les facteurs les plus importants du climat (Faurie *et al.*, 1980). Selon Ramade (1984), la pluviométrie est un facteur écologique d'importance fondamentale pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes.

1.3.3 – Vents

Le vent exerce une grande influence sur les êtres vivants (Faurie *et al.*, 1980). Dreux (1980), note que le vent a une action indirecte, en activant l'évaporation. Il augmente la sécheresse.

1.4 - Diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен

L'étude du diagramme pluviothermique de Bagnouls et Gausсен obtenus et illustré dans la figure 20 montre l'irrégularité du climat au cours des années de 2000 à 2010. Sur la synthèse de dix années on remarque l'apparition d'une à deux périodes sèches qui s'étalent parfois sur huit mois du début avril à la mi-octobre et la période humide s'étale sur cinq mois de la mi-octobre à la fin mars. Les moyennes des minimas du mois le plus froid sont enregistrées au mois de janvier de l'année 2005 avec une température de 1,5°C, et les moyennes des maximas du mois le plus chaud sont notées au cours du mois d'août 2005 avec 40°C. La pluviométrie annuelle moyenne enregistrée pendant cette période est de l'ordre de 695,08 mm. Pour l'année 2010, la figure 20 (annexe) montre une variation assez marquée d'où les constatations d'une saison froide et humide du début octobre à fin avril, les basses températures sont enregistrées aux mois de janvier et février et une saison chaude et sèche de mai à septembre, avec des températures plus accentuées entre juin et août (T_{\max} 34,5 à 36°C ; T_{\min} 17 à 23°C) influence les activités biologiques de la plante et la cochenille.

1.5 - Facteurs édaphiques

Les facteurs édaphiques comprennent toutes les propriétés physiques et chimiques du sol qui ont une action écologique sur l'être vivant (Dreux, 1980). D'après Faurie *et al.*, (1980), le sol est pour la plante non seulement un support mais, également un milieu nutritif. Duchaufour (1976) et Mutin (1977) ont noté que les sols de la Mitidja appartiennent à cinq types, les sols évolués, les sols hydromorphes, les vertisols, les sols à sesquioxydes de fer et les sols carbonatés.

Selon Dridi et Zemmouri, (2012), les sols de la plaine de la Mitidja se caractérisent par des teneuses élevées en argile (49,3% de la moyenne), alors que les limons fins sont présents avec des taux appréciables (29,4% en moyenne). A l'inverse, les taux des limons grossiers et des sables sont bas.

2 – Protocole expérimental

Le travail sur le terrain a été réalisé dans deux régions de la Mitidja : Rouiba et Sidi Moussa.

2.1 – Sites d'étude

2.1.1 - Présentation du site de Rouiba

Notre étude a été effectuée dans une exploitation privée dans la région de Rouiba (36 44'00"N et 3 17'00"E). Cette région est située à l'Est de la Mitidja à 25 km de la capitale d'Alger et à 7 km de la mer Méditerranée. Elle est limitée au nord par la commune de Ain Taya, au sud par la commune de Khemis El Khechna, à l'est par la commune de Reghaia et à l'ouest par la commune de Dar El Beida (Carte 2).

Bien que la région de Rouïba soit réputée pour son industrie légère, elle n'est pas moins une région à vocation agricole, ceci grâce au climat méditerranéen qui a fait qu'elle bénéficie d'une assez bonne pluviométrie ainsi qu'aux bonnes ressources en eaux souterraines.

Les terres cultivées dans la commune de Rouïba occupent une superficie importante d'environ 72,5% de la surface de la commune, soit 3136 ha (C.R.A, 1997). Sur cette potentialité se cultivent essentiellement les cultures a haut rendement comme : le maraîchage, l'arboriculture fruitière, le fourrage, les céréales ainsi que l'agrumiculture qui occupe une superficie de 33ha et produit 4765 qx.

L'exploitation où s'est déroulé notre étude renferme en plus des vergers d'agrumes (orange, citronnier, clémentinier) des parcelles de cultures maraichères. L'expérimentation est menée dans un verger d'oranger de la variété Washington Navel planté en 1990, d'une superficie de 2 hectares composé de 425 arbres. Ce verger est moyennement entretenu, où il

subit en hiver une taille de formation, en période printano-estivale en plus des traitements phytosanitaires contre les insectes ravageurs en particulier les cochenilles, les aleurodes et pucerons.

Les amendements organiques et minéraux sont apportés en période hivernale. La flore adventice signalée est composée essentiellement par la moutarde des champs (*Sinapis arvensis*), le chiendent (*Cynodon dactylon*), l'oxalis (*Oxalis cernua*) et fumeter (*Fumaria capriolata*).

Cette expérimentation fut entamée du début du mois de mars 2017 pour l'achever au mois décembre 2018.



Figure 21 : Vue de la parcelle d'étude à Rouiba

2.1.2 - Présentation du site d'étude de Sidi Moussa

La région de Sidi Moussa (3°05'39.13"E et 36°35'47.47"N) est une commune de la plaine de la Mitidja. Elle s'étend sur une superficie d'environ 39,56 km² (3 956 hectares). Elle est située à environ 25 km au sud d'Alger. Elle est limitée au nord par la commune de Baraki, au sud par la commune de Bougara, au l'est par la commune de Larbaa et à l'ouest par la commune de Chebli (Carte 2).

L'étude est menée dans une exploitation d'environ 1,5 hectare comprenant 620 clémentiniers de la variété Montréal greffée sur bigaradier (Fig. 22). Le choix du site est basé d'une part, sur l'importance économique de ce dernier, pour la région, et d'autre part, sur son état sanitaire où il présente une très forte infestation de la cochenille virgule, *L.beckii* et par conséquent il constitue une menace pour les parcelles avoisinantes.

Cette expérimentation fut entamée du début du mois de mars 2017 pour l'achever au mois décembre 2018.



Figure 22 : Vue de la parcelle d'étude à Sidi Moussa

2.2 – Climat de la station d'étude

Les données climatiques sont recueillies auprès de la station météorologique de l'INRA Baraki qui se trouve à 3 km de la station d'étude. Ces derniers ont fait l'objet de l'étude de la synthèse climatique.

Le tableau 3 rassemble les données thermiques, à savoir les températures minimales (T°_{\min}), moyennes (T°_{moy}) et maximales (T°_{\max}), ainsi que les précipitations (PP_{mm}) et l'humidité relative (HR %) au cours des deux années d'étude 2017 et 2018.

Tableau 3 : Données climatiques moyennes mensuelles de la région d'étude durant les années 2017-2018 (INRA, 2019)

		Jan.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai	Jui.	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
2017	T°min	5,74	5,6	8,29	9,74	13,61	18,68	20,82	20,99	17,08	12,71	8,12	6,62
	T°max	15,56	13,56	21,97	23,04	25,68	30,81	34,39	32,42	30,32	27,28	21,02	16,8
	T°moy	10,14	9,68	14,56	16,27	19,44	24,57	26,85	26,27	23,46	19,71	13,63	11,36
	PP (mm)	195	27	41	7	2	11	0	0	29	16	103	148
	HR %	80,93	63,2	76,38	74,19	70,02	69,9	68,24	68,52	70,59	74,13	81,65	81,68
2018	T°min	6,24	5,46	9,15	10,51	12,35	15,7	19,92	20,03	19,34	14,31	10,66	7,11
	T°max	18,7	16,05	19,54	22,19	23,26	28,32	32,42	32,18	30,62	25,65	21,91	21
	T°moy	11,9	10,43	14,04	16,09	17,61	22,12	26,15	26,26	24,49	19,61	15,74	13,04
	PP (mm)	49	135	132	105	33	40	0	0	24	66	110	35
	HR %	81,42	80,08	75,56	78,04	82,22	73,63	69,18	73,23	77,33	77,07	85,62	89,27

L'analyse des données reportées dans le tableau ci-dessus, fait ressortir que les plus basses températures sont enregistrées aux mois de janvier et février. Les moyennes des minimas du mois le plus froid sont enregistrées au mois de février et les moyennes des maximas du mois le plus chaud sont notées au mois d'août durant les deux ans d'étude. Alors que les plus hautes températures sont enregistrées durant les mois de juillet et août que ce soit en 2017 ou 2018. Exception faite pour 2017, où les températures maximales ont été également enregistrées durant le mois de Juin.

Concernant la pluviométrie annuelle enregistrée, elle a été élevée pour l'année 2018 (729 mm) par rapport l'année 2017 (579 mm). En analysant les résultats, repris dans le tableau 3, on remarque que les plus fortes précipitations sont enregistrées au cours des mois de novembre, décembre et Janvier durant l'année 2017 contrairement au 2018 où les cumules les plus élevés sont notées durant les mois de février, mars , avril et novembre. Par contre, le mois les plus secs restent les mois de Juillet et Aout durant les deux années (0 mm).

Pour l'humidité relative, nous remarquons que l'humidité relative enregistrée durant les deux années reste presque identique où l'on a enregistré une humidité relative moyenne de 73,29% en 2017 contre 78,55% en 2018 (Tab.3). Cette distribution inégale des précipitations au cours du cycle annuel et l'alternance saison humide et saison sèche joue un rôle régulateur des activités biologiques des ravageurs.

2.3 - Matériel et méthodes

2.3.1 - Sur le terrain

Le mode opératoire nécessite des échantillonnages réguliers dans le temps. Le protocole suivi est inspiré de travaux de (Vasseur et Schvester, 1957) et consiste à prendre 2 arbres aléatoirement de chaque bloc sur lesquels sont prélevés 1 rameau de 20 cm de long et 2 feuilles à l'aide d'un sécateur ; ceci dans chaque direction cardinale (Nord, Sud, Est et Ouest) ainsi qu'au centre de l'arbre. Les échantillons prélevés sont placés différemment dans des sachets en papier sur lesquels sont mentionnés toutes les coordonnées (date, direction etc...).

10 Feuilles +5 Rameaux /1 arbre

20 Feuilles +10 Rameaux/2 arbres (Bloc).

180 Feuilles +90 Rameaux /18 arbres (9 Blocs)

Soit un total de total **10170 rameaux** et **20340 feuilles** pour les deux régions.

2.3.2 - En laboratoire

Les rameaux et les feuilles prélevés sont minutieusement examinés, le même jour ou le lendemain, sous une loupe binoculaire. Les différents états biologiques de la cochenille sont quantifiés et notés sur des fiches portant la date de la sortie, le numéro de l'arbre et la direction du prélèvement.

L'ensemble des populations de la cochenille *L.beckii* est classé en formes vivantes, mortes et parasitées. A l'intérieur de chacune de ces classes les individus sont groupés en :

- jeunes stades (premiers et deuxièmes stades L₁-L₂).
- Les stades femelles (jeunes femelles, femelles adultes, femelles pondeuses et leurs œufs).
- Les stades mâles (pronymphes, nymphes et mâles adultes).

Nous avons procédé également au comptage des différents stades vivants du parasite *Aphytis lepidosaphes* à savoir : œuf, jeune larve, larve âgée, nymphe, adulte, ainsi que les

boucliers et pupariums troués. Le dénombrement de ces stades a été fait en soulevant les boucliers des cochenilles afin de dénombrer le parasite en activité.

Le comptage total des individus de *L.beckii* et *A.lepidosaphes* est pour apprécier l'état des infestations de l'insecte et l'évolution de son parasite au cours du temps. Nous avons utilisé l'Excel pour calculer : l'abondance, la moyenne de la fécondité et l'incidence de parasitisme.

2.3.3 - Analyse statistique des données

Les effectifs de *L.beckii* correspondent à l'abondance des stades larvaire et adulte estimés pour chaque échantillonnage. Les courbes de la dynamique des populations sont représentées à l'aide de l'Excel 2010. Les analyses de variance ont été réalisées sur des moyennes homogènes en rapport avec un coefficient de variance (C.V. < 20%). La comparaison multiple a été appliquée entre les moyennes des abondances globales ainsi que pour les formes biologiques par le recours au test de l'Anova et de l'Indice de Pearson. Les différences ont été considérées comme significatives à $p < 0,05$.

Chapitre IV

Résultats et Discussion

2 - Ecologie de la cochenille dans deux régions

2.1 - Cas de la région de Rouiba

2.1.1 – Fluctuation globale de la population

Le niveau d'infestation de *L.beckii* est très important durant toute la période d'étude où le seuil minimal dépasse les 300 individus durant les deux années.

L'analyse de la fluctuation globale des populations de *L.beckii* en 2017 sur oranger montre qu'en termes d'effectifs, les sommets les plus importants ont été enregistrés au cours du mois d'avril et le mois de juin avec 1484 et 4893 individus respectivement. De cette date, on assiste un déclin assez important pour atteindre le nombre le plus faible de 346 individus le 10 aout. Par la suite, la population de *L.beckii* reprend sa progression pour atteindre un troisième pic de 5198 individus au cours du mois d'octobre qui est le plus élevé (Fig. 33).

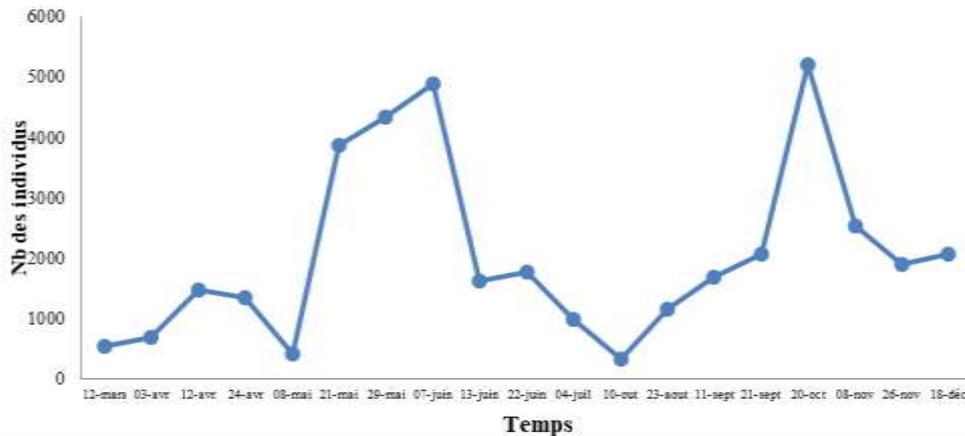


Figure 33 : Fluctuation globale des populations de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017

La figure 34 montre que l'abondance temporelle de *L.beckii* en 2018 sur oranger varie selon les périodes de l'année. Les sommets les plus importants ont été enregistrés au mois de mai, juin et octobre avec 3501, 4026 et 5542 individus respectivement.

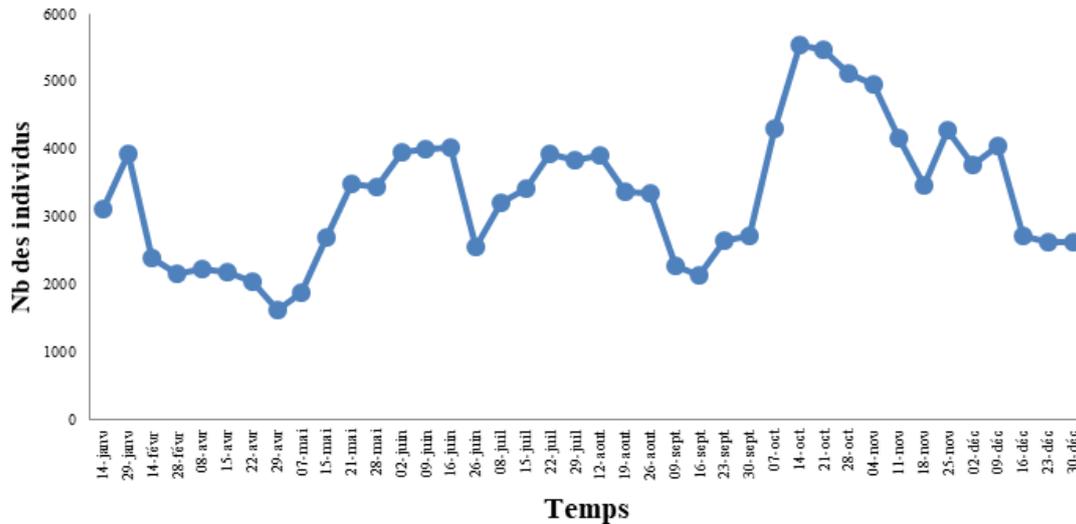


Figure 34 : Fluctuation globale des populations de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2018

2.1.2 – Fluctuation globale de la population larvaire

figures ci-dessous, montrent que les populations larvaires dans la région de Rouiba sont plus abondantes durant la saison printanière suivie par la saison estivale et automnale où les taux sont de 99,54% au mois de mai, 86,84% au mois de juin et 74,51% au mois d’octobre durant l’année 2017, et 93,89% au mois de mai, 67,52% au mois de juillet et 58,30% au mois de septembre durant l’année 2018 respectivement. Le stade larvaire est fortement représenté durant la période où se situent les fortes températures et les faibles pluviométries.

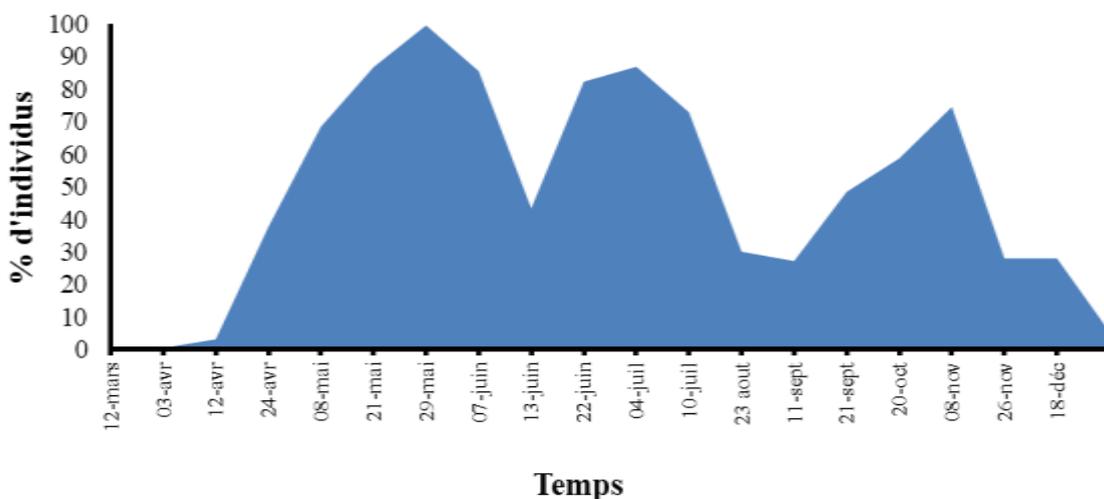


Figure 35 : Fluctuation des populations larvaires de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017

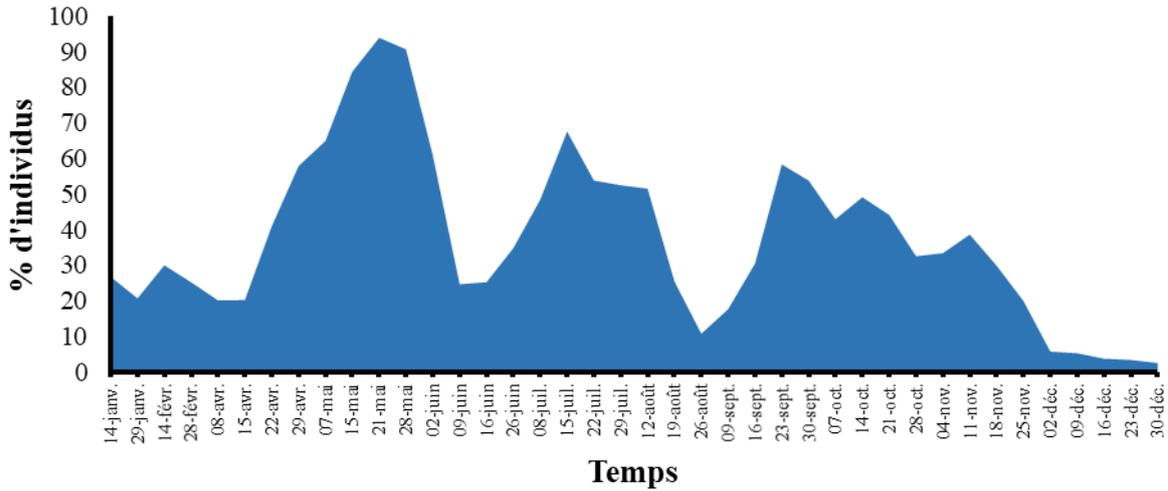


Figure 36 : Fluctuation des populations larvaires de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2018

2.1.3 – Fluctuation des différents stades larvaires

➤ Fluctuations des larves du 1^{er} stade

La figure 37 montre la présence de trois périodes d'émission des larves néonates durant la période d'étude. La première période débute dès le début du mois d'avril et atteint un pourcentage maximal de 63,87 dès le début du mois de mai. Leur plus bas niveau est enregistré vers la première décennie du mois de mai avec un pourcentage de 0,79. Le deuxième sommet deux mois plus tard soit le 4 juillet avec un pourcentage de 19,11. On remarque une baisse totale de ces larves durant le mois d'août et le début du mois de septembre. Ce n'est que vers la fin du mois d'octobre où elles enregistrent leur plus fort pourcentage (22,52 %).

Au cours de la deuxième année, l'émission des larves néonates débute 10 jrs avant par rapport à 2017. En effet, ces larves sont observées dès la mi-mars et atteignent leur 1^{er} pic le 29 avril avec un pourcentage de 71,40 et leur plus bas niveau le 14 juin avec 8,24%. Vers la fin du mois de juin, on assiste à une nouvelle émission des larves où leur maximum est atteint la mi-juillet soit un pourcentage de 23,15 de la population totale de la cochenille. Leur plus bas niveau est noté vers la mi-août. La reprise de la troisième génération est observée dès la fin du mois d'août et le plus sommet de cette population est noté le 19 octobre avec un pourcentage de 44,41 et s'annule vers la fin du mois de novembre.

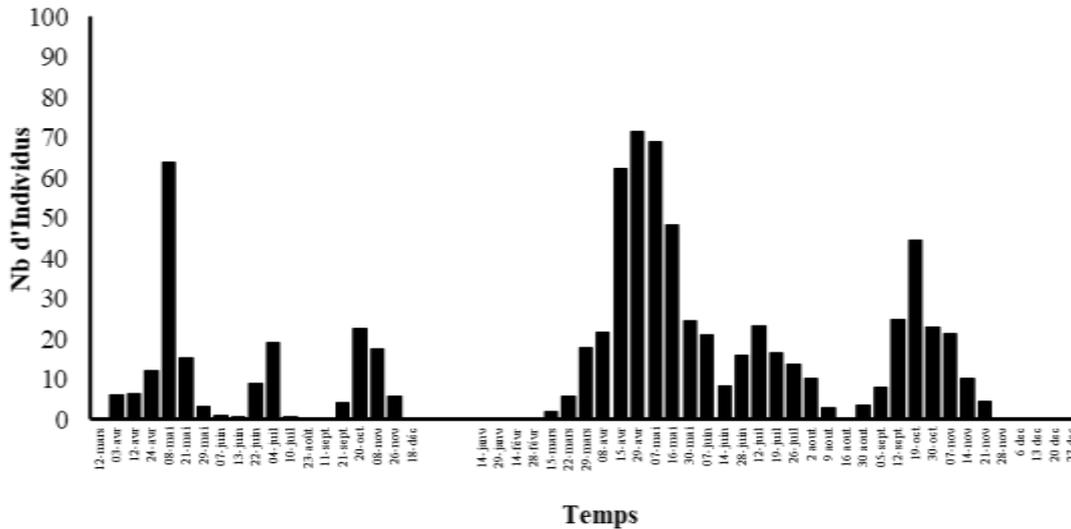


Figure 37 : Fluctuation des larves du 1^{ier} stade de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018.

➤ **Fluctuations des larves du deuxième stade**

L'évolution des larves de deuxième stade montre elle aussi la présence de trois périodes de développement tout au long de la période d'étude. L'apparition des larves du deuxième stade débute dès le début du mois avril et atteignent leur maximum vers la fin du mois de mai avec un pourcentage de 48,55 pour marquer leur plus bas niveau le 13 juin (2,93%). Le deuxième sommet est atteint vers la fin la première décade du mois de Juillet soit 36,93 % et s'annule presque vers la dernière semaine du mois de septembre. Le 3^{ème} sommet est atteint vers le 8 novembre pour disparaître complètement à partir du mois de janvier (Fig. 38).

En 2018, ces larves font leur apparition que vers la mi-avril. Elles affichaient à cette date 2,24% de la population totale de la cochenille. Au fur et à mesure, l'abondance de ces larves prend une allure exponentielle et atteignent leur maximum vers la mi-mai soit 36.94%. Leur deuxième sommet est atteint le 19 juillet avec 44,09 % et leur plus bas niveau au début du mois de septembre avec 2,27%. De cette date, on assiste à une nouvelle évolution de ces larves en passant par sommet de population le 30 octobre avec 43,93%. Par la suite les effectifs des larves du 2^{ème} stade vont diminuer de plus en plus dans les populations de la cochenille (Fig. 38).

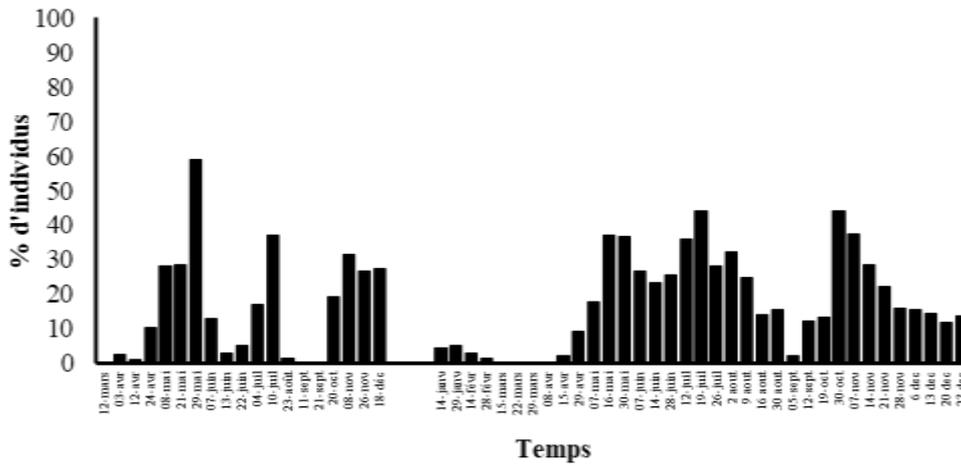


Figure 38 : Fluctuation des larves du 2^{ème} stade de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018.

➤ **Fluctuations des stades prénympaux**

Les stades nympaux sont les moins représentés dans les populations de la cochenille. Néanmoins, on peut observer 3 sommets d'apparitions : le 29 mai (29,51 %), le 10 juillet (38,50%) et le 8 novembre (38,49%). La figure 39 montre l'absence totale des stades prénympaux durant toute la période hivernale. Leur réapparition est observée que vers la fin du mois d'avril. Toutefois, la même évolution est remarquée au cours de 2018, où l'on note également 3 sommets de populations. Le 1^{er} est noté le 30 mai (16,49%), le second le 26 Juillet (18,08%) et le 3^{ème} le 30 octobre (14,82%). Dès la fin du mois de novembre, ces stades ne sont plus observés dans les populations de la cochenille.

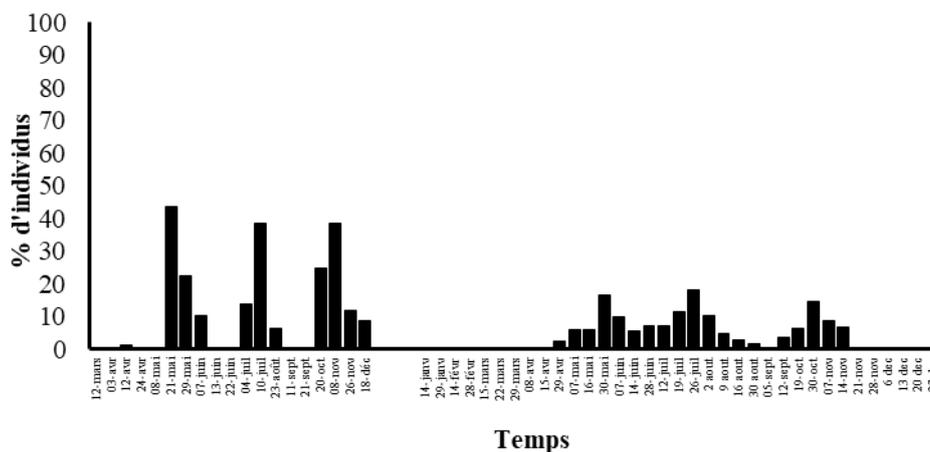


Figure 39 : Fluctuation des stades prénympaux de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018.

2.1.4 – Fluctuation globales de population adulte

Les résultats portés dans les graphiques n°40 et 41, montrent que les adultes de la cochenille sont observés durant toute l'année sauf le mois de mai où elle est presque nulle. Néanmoins, nous remarquons, que les adultes affichent quatre sommets de populations durant les deux années. En 2017 le premier est enregistré durant le mois de mars avec 99,45%. Ces populations subissent ensuite une régression graduelle pour atteindre leur plus bas niveau vers le mois de mai avec 0,46%. A partir du mois de mai, on assiste à une évolution des adultes pour atteindre le deuxième pic au cours du mois de juin avec 56,65%. Le troisième et le quatrième pic sont enregistrés au mois d'août et décembre avec 72,81% et 94,57% respectivement. Pour l'année 2018, les quatre pics sont aussi enregistrés au mois d'avril, juin, août et décembre avec 79,90%, 75,37%, 89,29% et 97,52% respectivement.

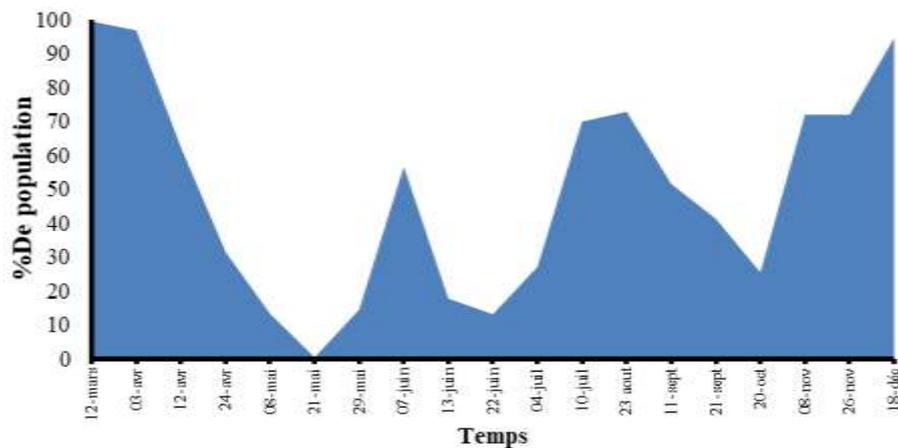


Figure 40 : Fluctuation des adultes de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017

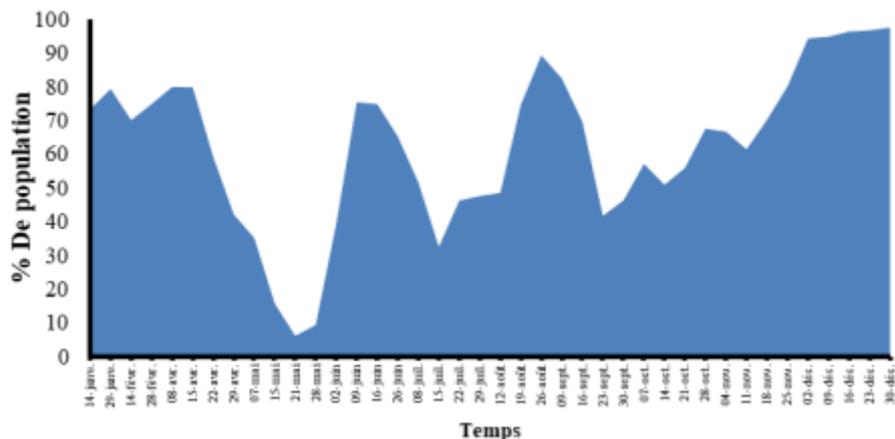


Figure 41 : Fluctuation des adultes de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2018

➤ Fluctuations des femelles adultes

La figure 42 montre que les femelles de *L.beckii* sont omniprésentes tout au long de l'année et ce durant les deux années. Ceci revient du fait que les générations de celle-ci sont chevauchantes. Toutefois, on remarque également que les femelles, aussi bien en 2017 qu'en 2018, passent par trois sommets de populations. Le 1^{er} est noté au début de notre expérimentation le 12 mars formant la totalité des stades de la cochenille (100%). Ces femelles vont par la suite régresser pour marquer leur plus bas niveau vers le 21 mai (0,86%). Une nouvelle réapparition est ensuite observée, à partir de la fin mai, résultat de l'évolution des larves du 2^{ème} stade. Les effectifs des femelles vont augmenter au fur et à mesure pour atteindre leur maximum au cours du mois de septembre. Les effectifs des femelles vont encore diminuer pour afficher leur bas niveau le 8 novembre (10,93%). Notons que ces femelles sont le stade le plus observé durant toute la saison hivernale.

En 2018, les effectifs des femelles reprennent le même schéma d'évolution où l'on note également 3 sommets d'évolution. Le 1^{er} est noté vers la mi-Juin (59,79%) issu du développement des larves du 2^{ème} stade et le second, vers le début du mois de septembre (89,17%). En Hiver, ces femelles atteignent le troisième sommet et représentent ensuite la majorité des populations de la cochenille (Fig. 42).

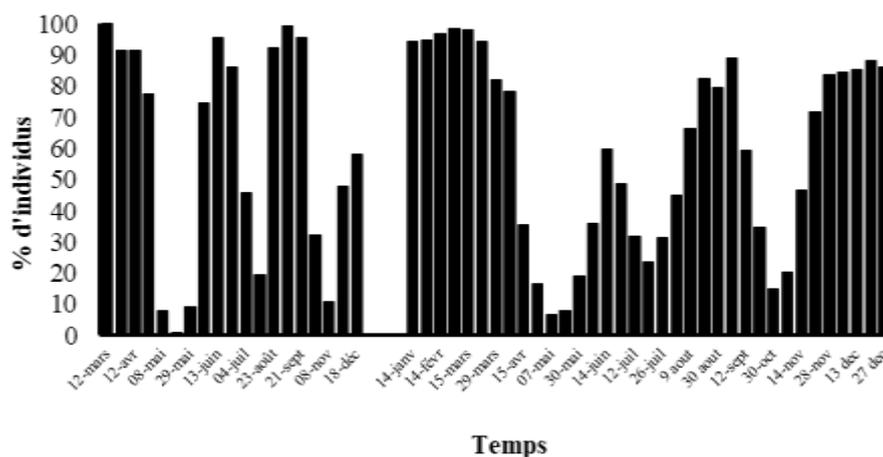


Figure 42 : Fluctuation des femelles adultes de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018

➤ Fluctuation des mâles adultes

Les mâles adultes sont les individus les moins représentés dans les populations de la cochenille. Néanmoins, nous pouvons observer 3 sommets de population en 2017. Le 1^{er} est noté vers la fin du mois de mai (11,77%), le second moins important vers le début du mois de Juillet (4,35%) et le 3^{ème} vers la fin du mois novembre (7,82%). Notons que ces mâles sont quasiment absents tout au long de la période hivernale. En 2018, leur apparition est notée que vers le début du mois de mai. La fluctuation de ces mâles passe essentiellement par 3 sommets : le 1^{er} vers le début du mois de juin, (6.36%), le second vers la fin du mois de juillet (8.46%) et le 3^{ème} vers le début du mois de novembre (12,54 %) avant de disparaître complètement à partir de la fin du même mois (Fig. 43).

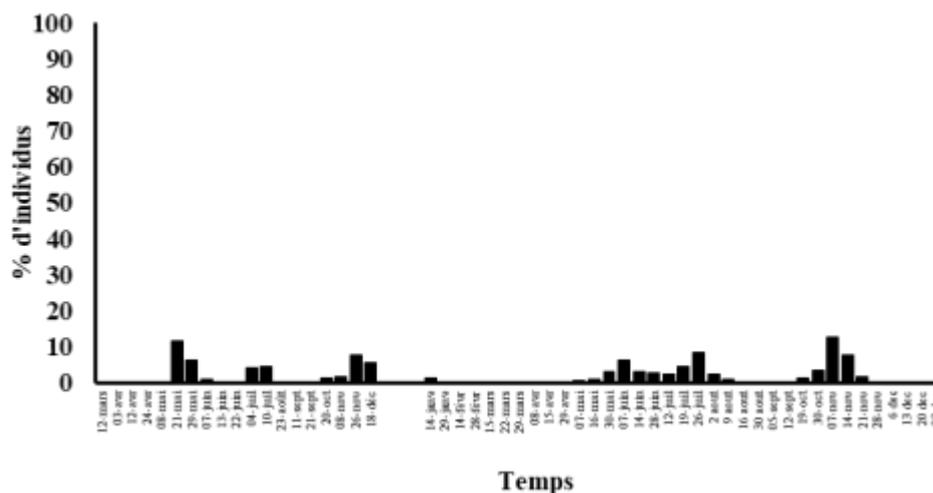


Figure 43 : Fluctuation des mâles adultes de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018

➤ Vol des mâles

L'examen de la fluctuation des pupariums vides au cours des deux années d'étude montre trois sommets au cours de chaque année : le premier vol des mâles a lieu vers le milieu du mois d'avril avec 1551 pupariums vides. Le second vol a lieu dès le début du mois de juillet mais culmine vers le 10 Juillet avec 1611 pupariums vides. Le troisième vol vers le début novembre et culmine vers la fin du même mois (832 pupariums vides).

Pour la deuxième année, nous notons également 3 sommets de vols des mâles. Le premier est noté le 7 juin (1845 pupariums vides), le second le 26 Juillet (1521 pupariums vides) et le dernier le 14 novembre (1532 pupariums vides) (Fig. 44).

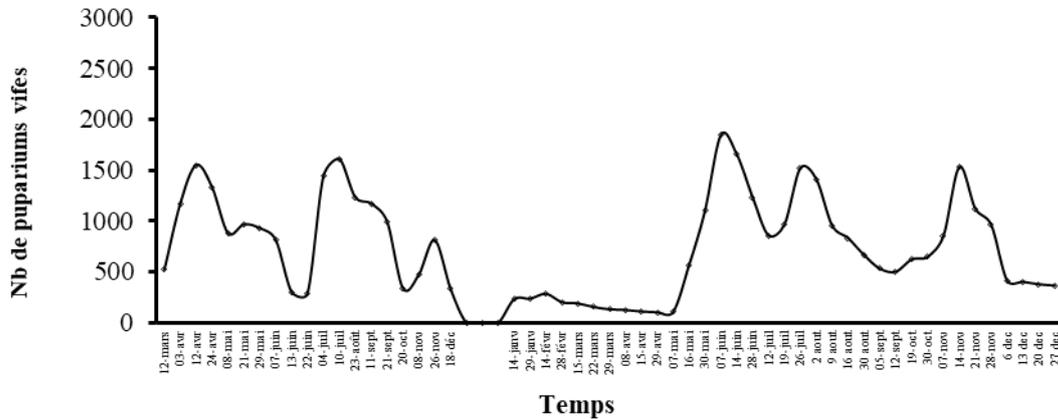


Figure 44 : Fluctuation du vol des mâles de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018

2.2 - Cas de la région de Sidi Moussa

2.2.1 – Fluctuation globale de la population

Le niveau d'infestation de *L. beckii* dans la région de Sidi Moussa est très important durant toute la période d'étude où le seuil minimal dépasse les 300 individus durant les deux années. L'analyse des fluctuations des populations de cette cochenille montre 3 périodes intenses des infestations : printanière, estivale et automnale. Le premier pic est enregistré durant la dernière décade du mois mais avec 3738 individus en 2017, et 2044 individus en 2018. Pour le 2^{ème} sommet, il est observé vers la dernière décade du mois de juillet que ce soit en 2017 (4322 individus) ou 2018 (5858 individus). Par contre, le 3^{ème} sommet il est observé le 8 novembre (4723 individus) pour 2017 et le 30 octobre (2267 individus) pour 2018 soit un décalage d'environ 9 jrs. On note une quatrième période de plus hivernale en 2018 au mois de décembre avec 2736 individus (Fig. 45).

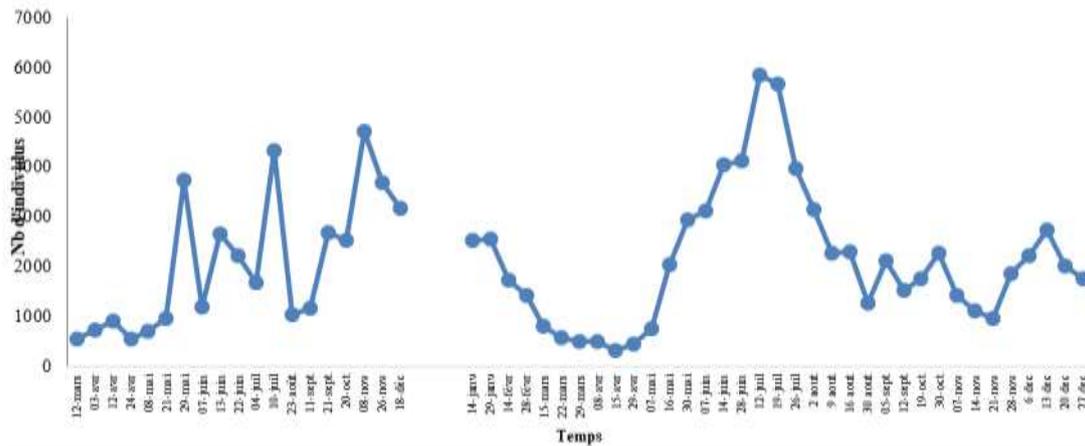


Figure 45 : Variation temporelle globale de la population de *L.beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.

2.2.2 –Fluctuation globale des populations larvaires

L’analyse des résultats reportés dans la figure 46, montre que les variations des effectifs des larves sont très importantes. En effet, on a enregistré un premier pic de 92,03% le 08 mai, le deuxième de 76,17% le 10 juillet et 87,55% le 8 novembre pour l’année 2017. Au cours de la deuxième année d’étude, on relève un premier sommet de 92,64% le 7 mai. Le deuxième sommet est noté le 19 juillet avec un pourcentage de 72,11% soit un décalage d’environ 9 jours. Enfin, le troisième sommet est noté le 30 octobre (81,83%) soit un décalage d’environ 9 jours par rapport à 2017.

Une diminution de l’infestation est observée vers le mois de mars 2017, mars 2018 et février 2018 dû à notre avis à la quantité importante des pluies enregistrée durant ces périodes avec 41 mm, 132 mm et 135 mm respectivement.

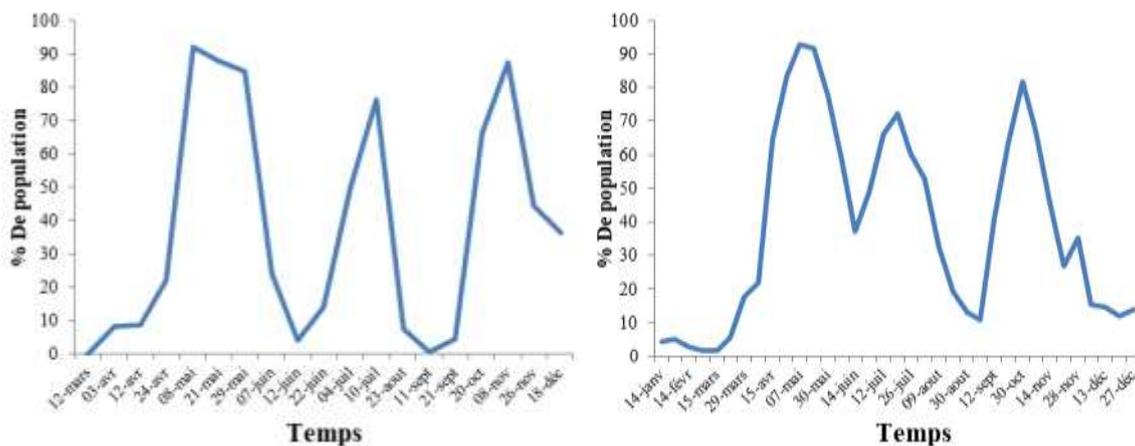


Figure 46 : Fluctuation des populations larvaires de *L.beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

➤ Fluctuation des larves du 1^{er} stade

Comme précédemment, ces fluctuations suivent presque la même allure que celles de la population globale. En effet, en 2017, le premier sommet des populations des larves du 1^{er} stade est noté au cours du mois de mai avec 449 individus. Le deuxième sommet est enregistré au mois de juillet avec 321 individus. Pendant le mois de novembre, on assiste à un dernier sommet très important pour toute l'année d'étude, avec le nombre le plus élevé (833 individus) le 8^{ième} jour de ce mois.

Pour l'année 2018, on assiste aussi à 3 pics avec un décalage de 8 à 18 jours. Le premier le 16 mai (989 individus), le deuxième le 12 juillet (1356 individus), et le troisième le 19 octobre avec 783 individus (Fig. 47).

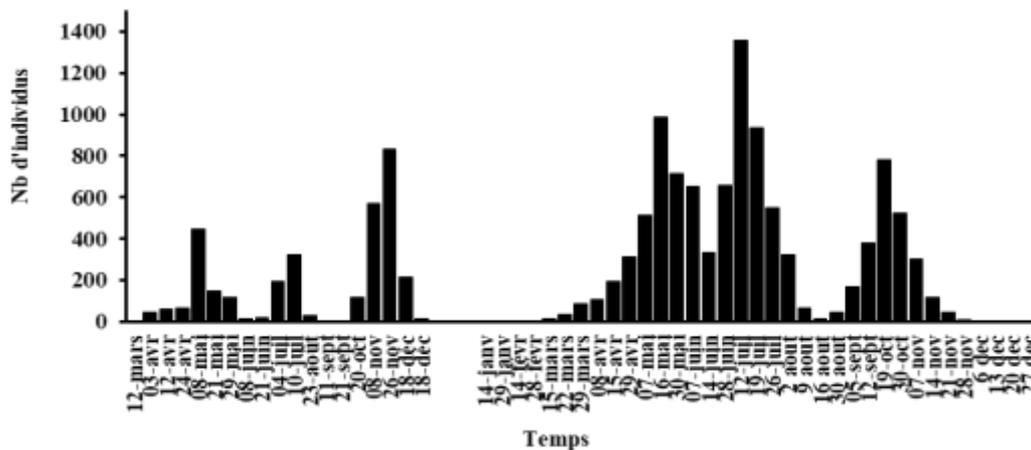


Figure 47 : Fluctuation des larves du 1^{er} stade de *L. beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.

➤ Fluctuations des larves du 2^{ème} stade

Les variations temporelles du second stade larvaire présentent, de la même manière, trois périodes d'activité durant les deux années avec un décalage enivrante 9 jours. Le premier pic est obtenu durant la même date pendant les 2 ans (29 mai) avec un effectif de 2203 individus en 2017, et 1078 en 2018. Alors que le deuxième pic était enregistré le 10 juillet avec 1596 individus en 2017, et 9 jours plus tard en 2018 avec 2502 individus. Après un déclin de degré différent pendant les deux ans d'étude, les larves de ce stade progressent pour atteindre le troisième sommet avec 1484 individus en 8 novembre 2017 et 997 individus en 30 octobre 2018 soit une avance de 9 jours (Fig. 48).

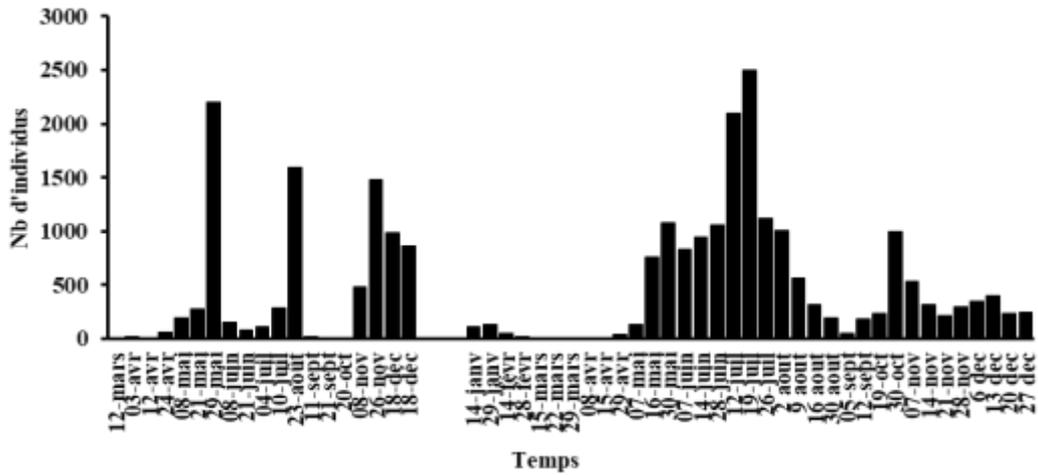


Figure 48 : Fluctuation des larves du 2^{ème} stade de *L.beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.

➤ **Fluctuations des stades prénympaux**

Sur la figure 49, nous remarquons que le niveau des populations des stades prénympaux durant les deux années est nettement différent, ou le nombre des nymphes est presque nul en 2017 sauf les périodes de pullulation, contrairement de l’année 2018 où l’activité des larves est durant toute l’année. Toutefois, en 2017 on enregistre trois valeurs maximales : 839 individus, le 29 mai, 1664 individus le 10 juillet et avec 1818 individus le 08 novembre. Pour la deuxième année d’étude, on enregistre également trois sommets de populations : le 30 mai avec 483 individus, le 26 juillet avec 718 individus et le 30 octobre avec 336 individus.

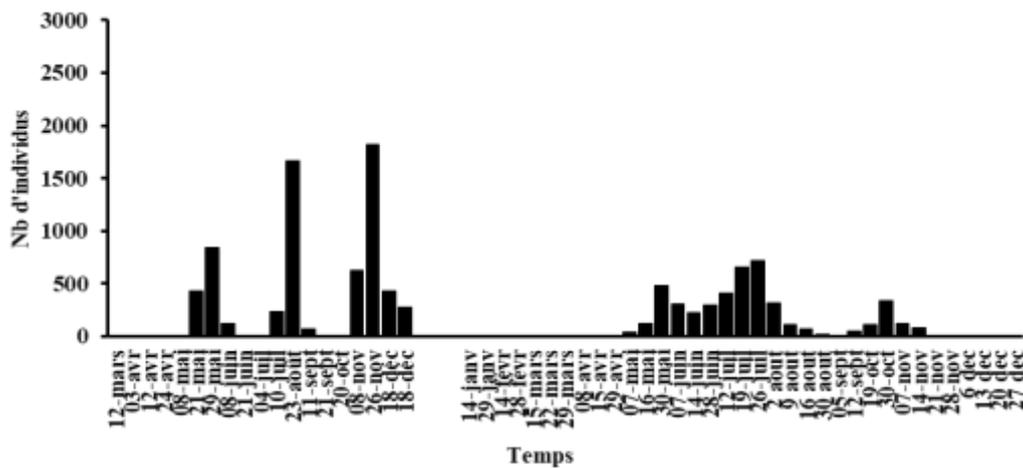


Figure 49 : Fluctuation des stades prénympaux de *L.beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

2.2.3 – Fluctuation globale des populations adultes

Les résultats des fluctuations temporelles illustrés à la figure 50 montrent la présence de quatre périodes d'activité pour les adultes en 2017. La première printanière avec un pic de 100% le 12 mars, la deuxième estivale, le 13 juin avec un pic de 95,83%, une automnale avec un pic de 99,49% le 11 septembre, et une dernière hivernale est enregistré au mois de décembre avec 63,68%.

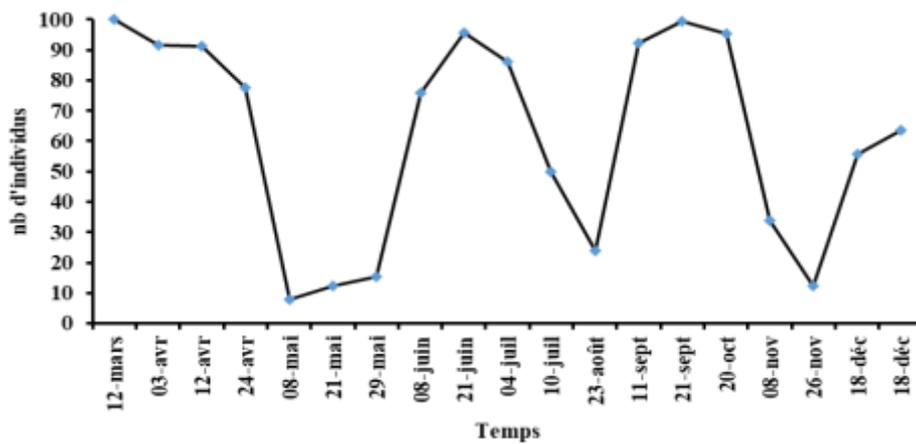


Figure 50 : Fluctuation des adultes de *L.beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017

En 2018, l'analyse du graphe de la figure 51, montre que plus des sommets enregistré dans les mêmes dates que l'année précédente et qui ont d'ordre de 98,47% (28 février), 62,88% (14 juin), 89,17% (5 septembre) et 88,19% le 20 décembre.

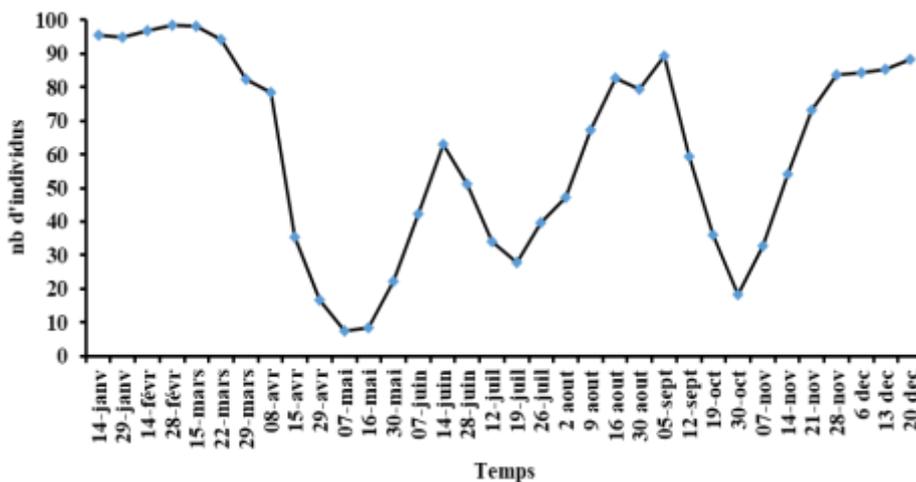


Figure 51 : Fluctuation des adultes de *L.beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2018

➤ **Fluctuations des femelles adultes**

La courbe sur la figure 52 montre que la distribution des deux populations de femelles durant les deux années d'étude dans la région de Sidi Moussa sur clémentinier, évoluent de la même manière avec un décalage de quelques jours. En effet quatre pics ont été enregistrés : 831 individus, le 12 avril, 2548 individus le 13 juin, 2559 individus le 21 septembre, et 1855 individus le 18 décembre. Pour la deuxième année d'étude, on enregistre également quatre sommets de populations : le 29 janvier avec 2418. Le 14 juin avec 2416 individus, le 16 aout avec 1885 individus et le 13 décembre avec 2339 individus.

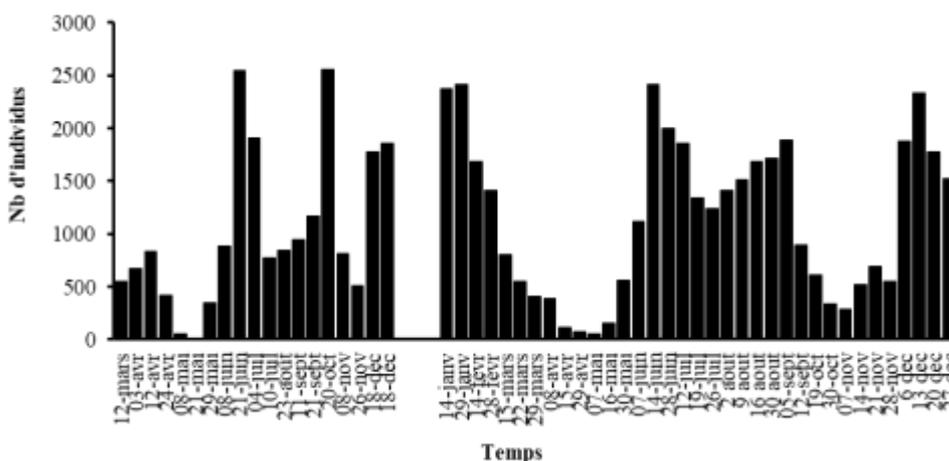


Figure 52 : Fluctuation des femelles adultes de *L.beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

➤ **Fluctuations des mâles adultes**

Les mâles adultes sont les individus les moins représentés dans la population de cette cochenille. Leur nombre d'effectif reste très faible pendant toute la période d'étude. Néanmoins, trois sommets sont notés en 2017 : le premier le 29 mai avec 234 individus, le second enregistré au mois de juillet avec 188 individus, et le dernier en novembre avec 289 individus. Pour la deuxième année d'étude, on enregistre également trois sommets de populations : le 7 juin avec 198 individus, le 26 juillet avec 336 individus et le 7 novembre avec 179 individus (Fig. 53).

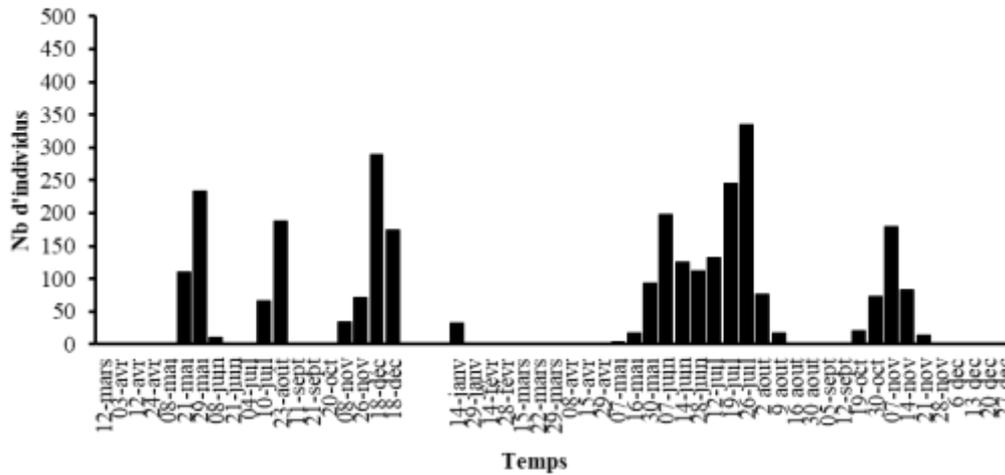


Figure 53 : Fluctuation des mâles adultes de *L.beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

➤ Vols des mâles

Le vol des mâles les plus remarquables survient 3 fois pendant les deux années d'étude, un automnal, un printanier et un estival. La période la plus favorable est la période estivale où on assiste à un premier sommet en 2018 au cours du mois de juin (1845 individus). Un second somme vers la fin du mois de juillet (1521 individus). Le troisième sommet durant cette année est enregistré vers la mi-novembre avec 1532 individus. En 2017, trois pics importants sont également détectés : le 12 avril (1551), le 23 aout (1611) et le 18 décembre (822) (Fig. 54).

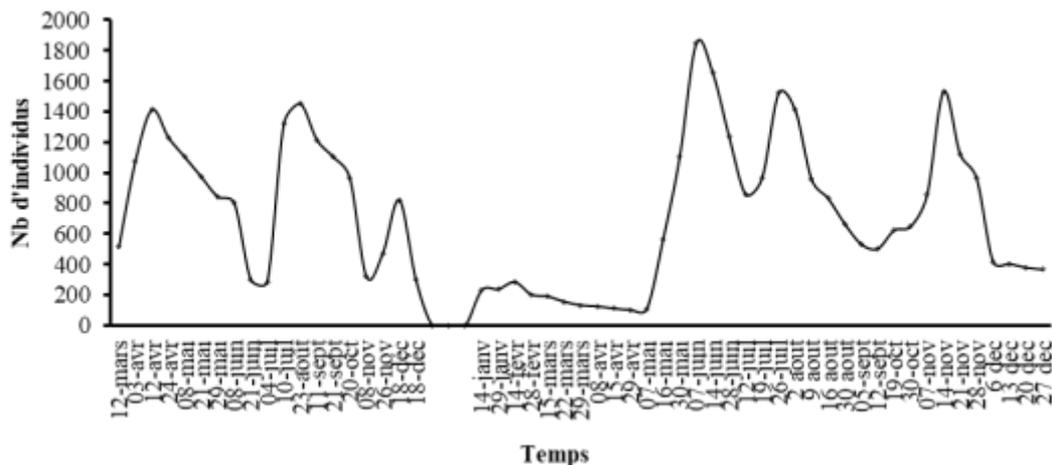


Figure 54: Fluctuation du vol des males de *L.beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

2.3 – Effet de la plante hôte, la région et le temps

Les résultats du dénombrement des populations de *L. beckii* sur le clémentinier et l'oranger à Rouïba et à Sidi Moussa de mars 2017 à décembre 2018 montre un décalage dans le développement des populations de la cochenille. Les trois périodes d'activité à Sidi Moussa débutent un peu tard par rapport à celles de Rouïba. Pour mieux expliquer le décalage chronologique dans les populations de la cochenille, nous nous baserons sur le sommet de population larvaire qui exprime la partition de chaque génération. Ceci est dicté principalement par le fait que le développement des femelles de la cochenille peut s'étaler dans le temps et ne peut en aucun cas nous donner une image réelle de ce décalage entre les générations et entre les deux années d'étude.

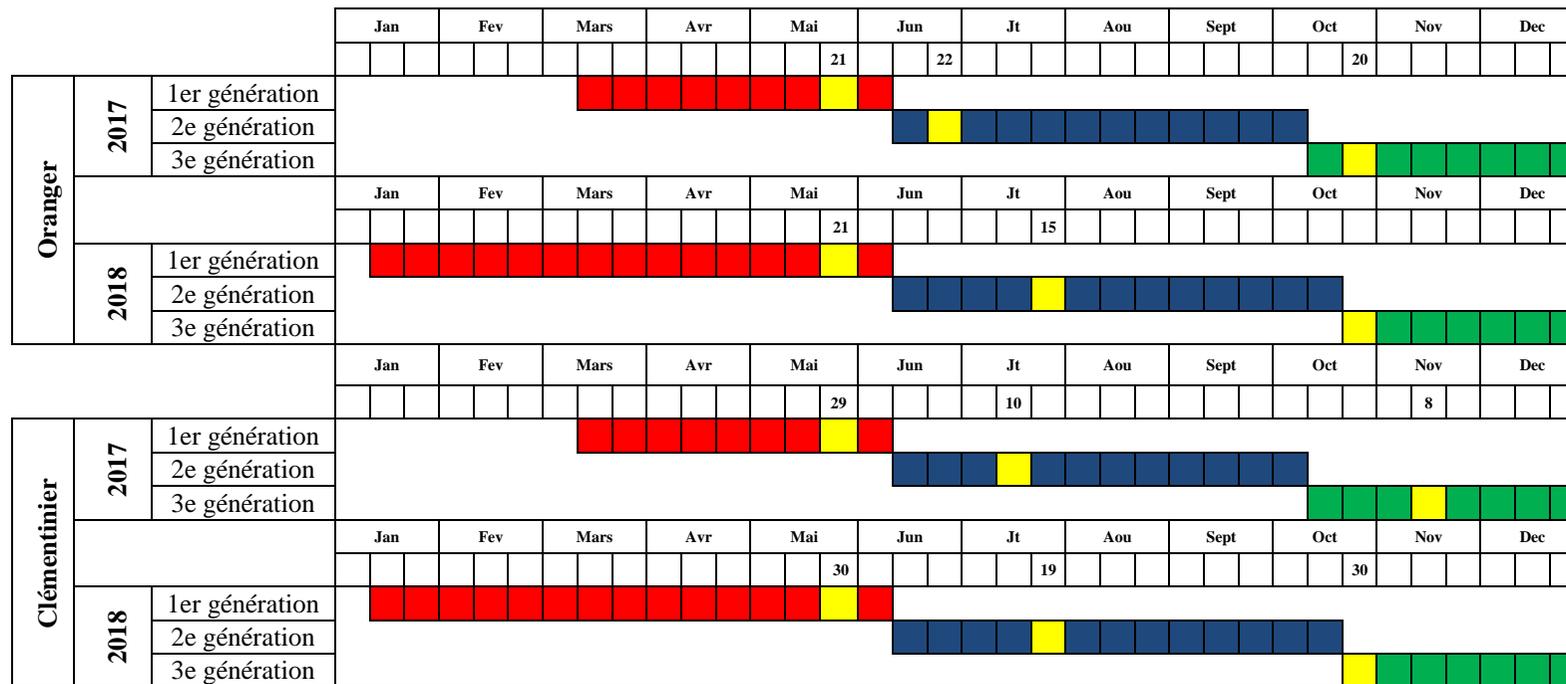
Sur l'**oranger** à Rouiba (Tab 7), pour la première génération, on ne relève pas de décalage dans le maximum des populations que ce soit en 2017 (3855 individus) ou 2018 (3287 individus). En effet, nous avons enregistré le maximum des populations larvaires le 21 mai de chaque année. Par contre, pour la deuxième génération, on note un décalage de 23 jours entre les deux années où l'on note le maximum le 22 Juin en 2017 et le 15 Juillet en 2018. Au cours de la 3^{ème} génération, on note un retard de 6 jours au cours de la 2^{ème} année.

Sur le **Clémentinier** en 2017 (Tab. 7), comme pour la région de Rouiba, nous n'avons pas relevé de décalage Sidi Moussa dans le maximum des populations. En effet, le sommet de la première génération de la population larvaire est noté le 29 Mai (3160 individus) en 2017 et le 30 mai en 2018 (2276 individus). Le second sommet de population (3292 individus) est noté le 10 juillet en 2017 et le 19 Juillet (4092 individus) en 2018 soit un décalage de 9 jrs entre les deux années. Le dernier sommet est enregistré le 8 novembre en 2017 (4135 individus) contre 1855 individus noté le 30 octobre en 2018 soit un décalage de 9 jrs entre les deux années.

L'étude de la dynamique des populations montre que la *L.beckii* développe trois générations annuelles sur les deux plantes hôtes dans la région de Rouiba et Sidi Moussa coïncidant avec les trois poussées de sève : printanière, estivale et automnale où la période printanière est la plus favorable pour son développement. Le décalage observé dans la distribution temporelle dépend de la plante hôte, de la région (éloignement de mer) mais aussi par le déclenchement des poussées de sève. En effet, les trois périodes d'activité à Sidi Moussa débutent un peu tard par rapport à celles de Rouïba

Les résultats obtenus dans le cadre de cette étude peuvent servir de base à l'élaboration d'un programme efficace de lutte intégrée contre les organismes nuisibles. En fait, les résultats ont montré que les populations de la cochenille sont présentes durant toute l'année mais très active au printemps, en été et en automne en raison des conditions climatiques (température, précipitations) et la phénologie végétale, de sorte qu'il est important de surveiller les plantations durant ces périodes pour aider à élaborer des avertissements de contrôle.

Tableau 7 : Décalage temporel de la population globale de *L.beckii* sur l’Oranger et le Clémentinier à Rouiba et à Sidi Moussa de mars 2017 à décembre 2018



 Sommet de population

3 – Interrelation entre les stades du cycle biologique (Sidi Moussa)

La théorie des stratégies adaptatives repose en effet sur l'hypothèse que l'ensemble des traits démographiques, écologiques, éthologiques et physiologiques d'une population sont coadaptés et modelés par la sélection naturelle (Barbault, 1984). Le terme stratégies démographiques désigne le partage optimal des ressources entre les différents besoins de l'organisme. On distingue les stratégies démographiques de type r , propres à des populations d'espèces vivant dans les communautés juvéniles, en début de succession écologique, et à l'opposé, celles de type K qui concernent les populations d'espèces propres aux biocénoses climaciques. La notion de stratégie r et K a été élaborée par Mac Arthur et Wilson en 1967.

Les stratégies démographiques des Insectes, leur mortalité, leur natalité et les différents postes de dépense de leur énergie, semblent en définitive essentiellement dépendre des solutions adoptées pour maîtriser les difficultés liées à la dissémination des ressources et aux fluctuations des conditions de vie. Un taux d'accroissement r élevé suppose une mobilisation énergétique rapide, donc une nourriture très accessible. Les difficultés d'approvisionnement peuvent être liées aux caractéristiques physico-chimiques de la nourriture ou à l'intensité de la compétition. L'exploitation des ressources peu appréciées ou difficilement assimilables correspond à une sélection r dans la mesure où la nourriture n'est pas limitée par la Compétition, mais, à l'échelle des disponibilités trophiques de l'écosystème, elle aboutit à une meilleure utilisation des ressources, donc à une sélection K . L'accès à une nourriture riche et appréciée pour laquelle la compétition est intense, est assuré soit par prolifération numérique (notamment chez les cochenilles) soit par mise à l'abri des compétiteurs d'une fraction des ressources (Bousiers, Hyménoptères chasseurs, Abeilles, Fourmis granivores).

Il est très difficile de distinguer entre les générations, à cause de leur chevauchement continu. Pour cela, il est judicieux de prendre en compte la période d'apparition des œufs, *pour les espèces ovipares* ou les larves néonates *pour les espèces vivipares*, qui survient en fin du cycle évolutif après la période de fécondation des femelles de *L.beckii* et les larves de premier stade, le plus proche de ce stade initiale, pour déterminer le nombre de générations le plus précis. Il est nécessaire enfin de s'accommoder d'un chevauchement des générations et de la présence simultanée de tous les stades évolutifs tout au long de l'année. Ceci supposera une interprétation lors de la représentation graphique de la succession des générations. Il faut

effectuer des comptages très rapprochés dans le temps pour analyser le plus finement possible les fluctuations des différents stades.

L. beckii présente un effectif de population très hétérogène durant toute l'année, ce qui témoigne d'un chevauchement très accentué des différentes générations. L'insecte hiverne sous toutes les formes avec une légère dominance des stades âgés. Le développement de la première génération débute au printemps à une date variable selon les conditions climatiques. En effet un froid rigoureux prolongé après l'hiver peut entraîner un ralentissement notable dans l'évolution des femelles et des œufs en incubation. La 2^{ème} génération apparaît en début d'été et son évolution est accélérée par les températures élevées, ce qui permet à *L. beckii* de développer une autre génération, la 3^{ème} avant celle de l'automne.

Les données ont été soumises à une analyse statistique celle du coefficient de Pearson. Celui-ci est un indice reflétant une relation linéaire entre deux variables continues. Le coefficient de corrélation varie entre -1 et +1, 0 reflétant une relation nulle entre les deux variables, une valeur négative (corrélacion négative) signifiant que lorsqu'une des variables augmente, l'autre diminue ; tandis qu'une valeur positive (corrélacion positive) indique que les deux variables varient ensemble dans le même sens. La valeur de r obtenue est une estimation de la corrélation entre deux variables continues dans la population. Dès lors, sa valeur fluctuera d'un échantillon à l'autre. On veut donc savoir si, dans la population ces deux variables sont réellement corrélées ou pas.

La lecture des résultats repris dans le tableau et la figure ci-dessous, montre qu'il existe une corrélation positive entre les individus de la cochenille. En effet, les larves du 1^{er} stade sont très corrélées avec les larves du 2^{ème} stade avec un indice de corrélation de 0.61 avec une probabilité où le coefficient de <0.001 . De leur côté, les larves du deuxième stade sont fortement corrélées avec les stades prénympaux ($r = 0,73 ; <0.001$) et les mâles adultes ($r = 0,77 ; <0.001$). Ceci démontre clairement qu'il existe une hétérogénéité spatiale en dynamique des populations de la cochenille.

Tableau 8: Corrélation de Pearson entre les différents stades évolutifs de *L.beckii* à Sidi Moussa

Pearson	IL1	IL2	PrP	AM	AF	EP
IL1	1	0.61	0.40	0.39	-0.19	0.16
IL2	0.61	1	0.73	0.77	0.04	0.35
PrP	0.40	0.73	1	0.60	-0.15	0.27
AM	0.39	0.77	0.60	1	0.02	0.45
AF	-0.19	0.04	-0.15	0.02	1	0.01
EP	0.16	0.35	0.27	0.45	0.01	1
p-values	IL1	IL2	PrP	AM	AF	EP
IL1		<0.001	0.003	0.004	0.161	0.249
IL2	<0.001		<0.001	<0.001	0.768	0.009
PrP	0.003	<0.001		<0.001	0.287	0.045
AM	0.004	<0.001	<0.001		0.911	0.001
AF	0.161	0.768	0.287	0.911		0.940
EP	0.249	0.009	0.045	0.001	0.940	

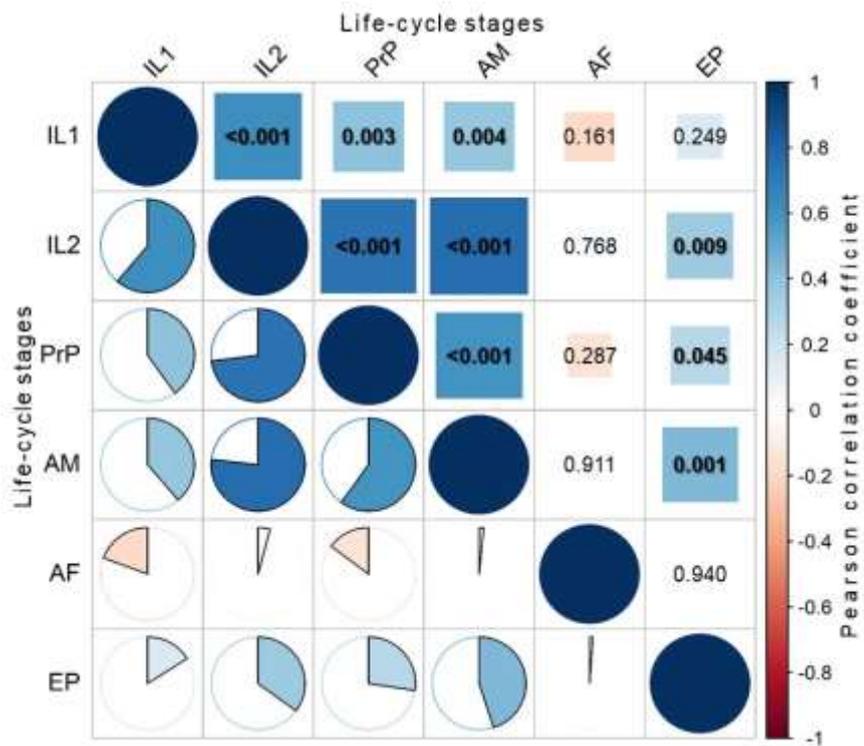


Figure 55 : Diagramme de corrélation de Pearson entre les différents stades évolutifs (IL₁: larve du 1^{er} stade, IL₂: larve du 2^{ème} stade, PrP : stades prénympheaux, AM: mâles adultes, AF: femelles adultes, EP: pupariums vides) de *L.beckii* sampled in Sidi Moussa

4 - Etude de la fécondité

4.1 - Fécondité globale

4.1.1 – Cas de Rouiba

Les résultats obtenus dans l'étude de la fécondité de la cochenille sur oranger dans la région de Rouiba montrent que la fécondité moyenne passe par trois sommets de ponte durant les deux années d'étude. En 2017, on enregistre 29,66 œufs/femelle durant la deuxième décennie du mois d'avril, 25 œufs/ femelle durant la première décennie du mois de juillet, et 33,10 œufs/femelle le 11 septembre. En 2018, ce sont toujours les mêmes périodes de fortes fécondités moyennes avec un décalage d'environ 15 jours : 29 avril (36,11 œufs/femelle), 15 juillet (39,14 œufs/femelles) et le 30 septembre (36,94 œufs/femelles) (Fig. 56).

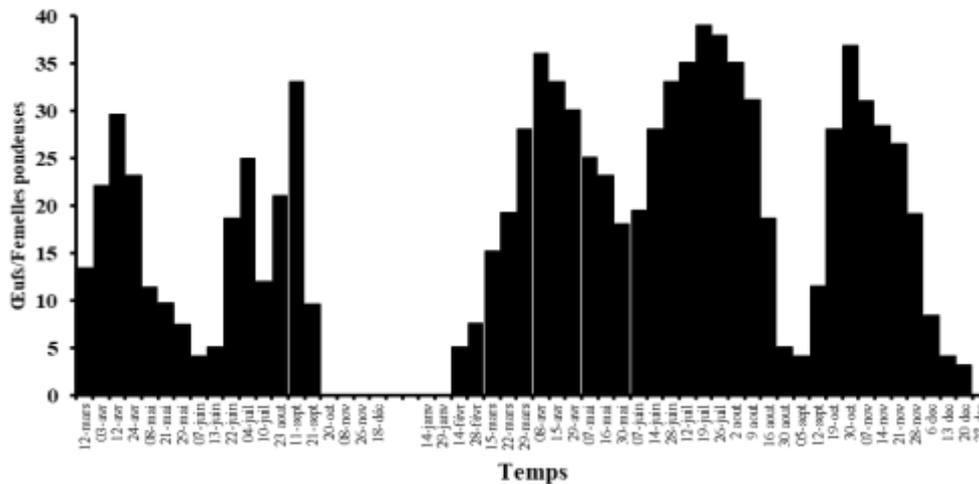


Figure 56 : Fécondité moyenne de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018

4.1.2 – Cas de Sidi Moussa

Comme précédemment, la fécondité moyenne sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa durant les deux années passe également par trois sommets de ponte. En 2017, on enregistre 29,56 œufs/femelle au cours du mois d'avril, 29,10 œufs/ femelle au cours du mois de juillet et 27,36 œufs/femelle au cours du mois de septembre. En 2018, ce sont toujours les mêmes périodes de fortes fécondités moyennes : avril (34,18 œufs/femelle), juin (35,94 œufs/femelles) et septembre (28,17 œufs/femelles) (Fig. 57).

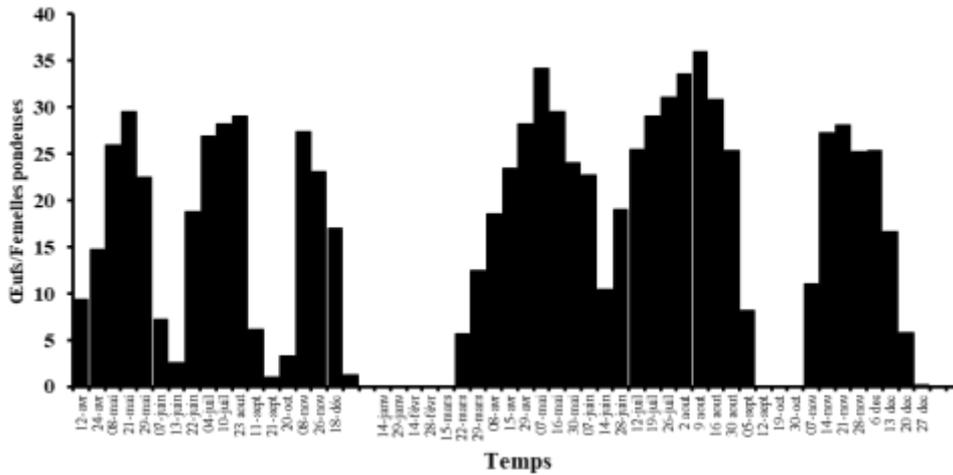


Figure 57 : Fécondité moyenne de *L. beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018

4.2 - Fécondité saisonnière

4.2.1 – Cas de Rouiba

Durant les deux ans, les estimations de la fécondité moyenne dans la région de Rouiba La figure 58, montre qu'Alors que pour l'année 2018, les saisons : printanière, estivale et automnale la fertilité est presque semblable avec 25,41, 26,64 et 23,93 respectivement, tandis que la saison hivernale pour les deux années offre une fertilité plus faible avec 2,57 en 2017 et 3,22 en 2018.

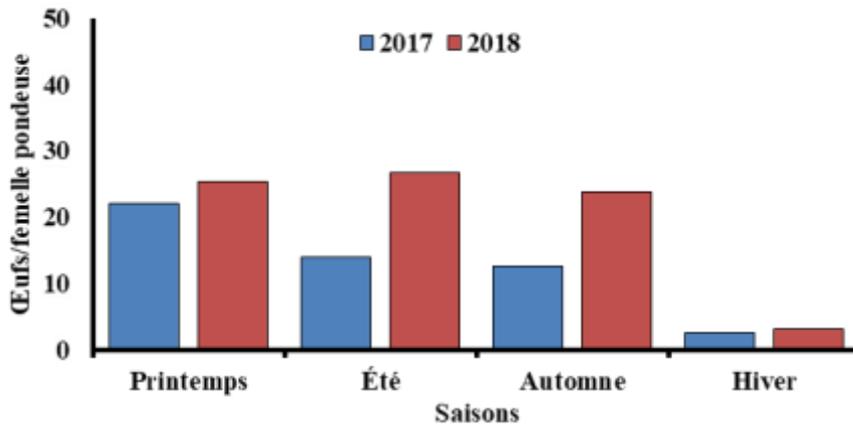


Figure 58: Analyse comparative de la fécondité moyenne saisonnière de *L. beckii* sur oranger dans la région de Rouiba en 2017 et 2018.

4.2.1 – Cas de Sidi Moussa

Nous pouvons remarquer sur la figure 59, la fécondité moyenne dans la région de Sidi moussa est presque semblable durant les trois périodes saisonnières : printanière, estivale et automnale pour les deux ans. Alors que l’hiver enregistre toujours la moyenne la plus faible.

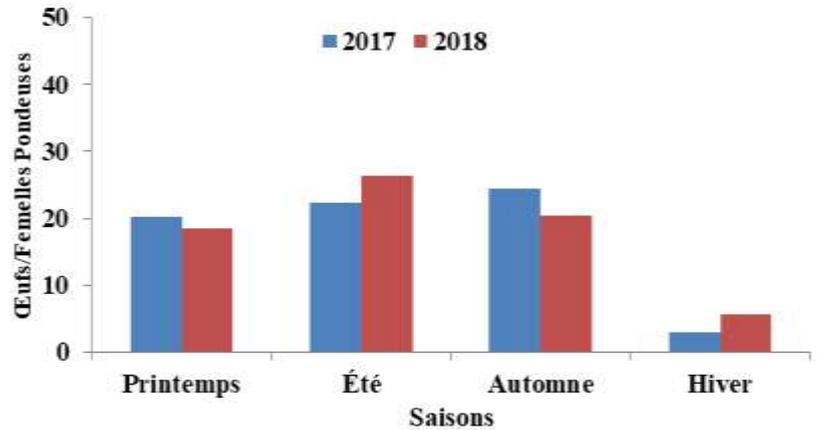


Figure 59: Analyse comparative de la fécondité moyenne saisonnière de *L. beckii* sur clémentinier dans la région de Sidi Moussa en 2017 et 2018.

4.3 – Fécondité selon les organes de la plante

Les résultats relatifs aux organes désignent que la fécondité moyenne sur feuilles est largement plus importante par rapport à celle sur les rameaux pour les deux régions et précisément sur la face inférieure avec 28,27 (en 2017), 32,27 (en 2018) dans la région de Rouiba, et 27,33 (en 2017), 28,28 (en 2018) dans la région de Sidi Moussa (Fig. 60).

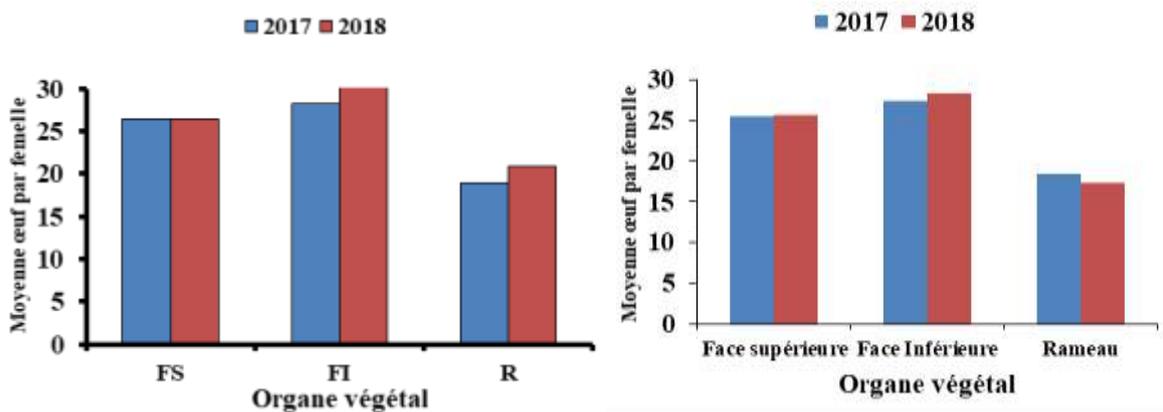


Figure 60 : Fécondité moyenne de *L. beckii* selon l’organe végétal dans les régions de Rouiba et Sidi Moussa en 2017 et 2018.

Discussion

Il ressort de nos résultats obtenus durant 2 années consécutives dans l'étude de la dynamique des populations de *Lepidosaphes beckii* sur le clémentinier dans la région de Sidi Moussa et sur l'oranger dans la région de Rouiba que les deux sites d'étude sont fortement infestés par cette cochenille. Cette infestation varie selon la région, la plante hôte et l'année. L'oranger semble être le plus infesté par cette cochenille et reste la plante hôte préférentielle et primaire pour un développement optimale de *L.beckii* comparativement à le clémentinier. Cette différence est peut être due vraisemblablement à la structure des organes de la plante-hôte, à la qualité et la nature de la sève foliaire qui varient en fonction des saisons et en fonction de l'espèce hôte (Belguendouz., 2014). L'influence du facteur « hôte » sur la cochenille se révèle par une mortalité plus ou moins élevée en fonction de la variété de la plante hôte et de son état physiologique (Hafez et Salama, 1970).

L'étude de l'ordre d'apparition de *L. beckii* dans les deux sites a révélé que cette apparition est d'un délai de quelques jours inférieurs globalement à deux semaines sur les 2 hôtes (Clémentinier et Oranger). Néanmoins, cette diaspine développe trois générations annuelles sur les deux plantes hôtes : printanière, estivale, et automnale. Ceci est en étroite corrélation avec la plante hôte et peut être expliqué par l'abondance des éléments nutritifs issus des poussées de sève printanière (PS₁), estivale (PS₂) et automnale (PS₃). Nos résultats concordent avec ceux obtenus par Khalil *et al.*, (2011) en Egypte sur oranger, Stathas *et al.*, (2015) en Grèce sur agrumes et Aly (2011), où l'on rapporte que *L.beckii* développe trois générations par an sur les manguiers Par contre au Moyen Orient, notamment dans la plaine côtière de Palestine, Bodenheimer et Steinitz (1937) ont trouvé quatre générations par an. De même que dans le Cap oriental en Afrique du Sud, De Villiers (1998) rapporte de son côté quatre générations annuelles. Pour ces raisons, Benassy *et al.* (1975) signalent qu'il existe des échelles de reproduction chez *L.beckii*. En effet, l'espèce présente deux générations par an sur la Côte d'Azur en France, quatre à Naples en Italie, quatre en Egypte et trois en Tunisie. De son côté Smirnoff (1960) a observé quatre générations par an au Maroc. Habib *et al.* (1971) et El-Amir *et al.* (2012) mentionnent que *L. beckii* développe quatre générations annuelles. En Amérique du sud, notamment au Chili par exemple, Zuniga (1971) a signalé également trois générations annuelles dans la région du nord contre deux à trois générations dans la région centrale, et une génération annuelle dans la région sud. De son côté, Claps (1987) a signalé cinq générations en Argentine. La majorité des auteurs s'accorde pour compter de 2 à 5

générations. Ce chiffre varie en fonction des conditions climatiques de la région choisie pour l'étude et le plus petit nombre de génération est observé dans les pays où la rigueur de l'hiver impose un arrêt de développement (Benassy 1975, Biche 2012).

Cet aspect biologique a été démontré aussi chez *A. aurantii* où le rôle important que joue la plante hôte sur la densité des populations de la cochenille. En effet, Biche et Sellami (1999) ont noté que l'influence du facteur hôte sur la cochenille se révèle sur la durée de cycle, sur la taille des femelles, sur la fécondité et même sur le sex-ratio. De même, Begon *et al.* (1996) mentionnent aussi que l'évolution des cochenilles est intimement liée à celle de la plante qui l'héberge et que l'évolution de ce végétal-hôte se traduit par l'apparition de nouvelles poussées de sève. Dans le même sens, Belguendouz (2014) souligne également que la poussée de sève printanière permet aux populations du Pou de Californie d'atteindre un pic très élevé au printemps sur le citronnier. Selon Berkani (1995), l'évolution des cochenilles est intimement liée à celle des *Citrus* qui l'hébergent. L'évolution de ce végétal-hôte se traduit par l'apparition de nouvelles poussées de sève qui commandent la croissance du ravageur opophage.

L'influence de la plante-hôte sur les populations des cochenilles se manifeste avant tout par le choix de l'organe végétal. En vue des résultats enregistrés sur la répartition de *L.beckii* en fonction de l'organe végétal, nous pouvons conclure que cette espèce est active sur feuille et rameaux, avec une préférence marquée sur les feuilles qui représentent un milieu favorable au bon développement de cette diaspine. Ceci est confirmé par Fabres (1979) qui note que les feuilles constituent pour la cochenille *L.beckii* des organes de prédilection. En effet, le limbe de la feuille est d'une texture très fine favorisant les piqûres d'insectes opophages. La face inférieure semble être la localisation préférentielle pour *L.beckii* sur oranger. Nos résultats concordent avec ceux rapportés par Gherbi (2010), Sadallah (2015), Zaabta et Boukhobza (2013). Par contre La face supérieure semble être la localisation préférentielle pour *L.beckii* sur clémentinier. Mouas (1987), Khoudour(1988), Adda (2006) et Adda (2010), notent aussi que le taux le plus élevé de la population vivante de *L.beckii* se localise au niveau de la face supérieure des feuilles. Du même, Quilici (2003) souligne que la plupart des Cochenilles se fixent sur la face supérieure des feuilles et la face inférieure n'étant colonisée que lors de lors des fortes infestations.

Calatayud et Vercambre (1996) ont montré que les variations de populations sur différentes plantes hôtes sont en partie dues à l'épaisseur du limbe et la taille des cellules épidermiques ; c'est à dire que la différence structurale entre les surfaces des feuilles peuvent influencer la fixation des cochenilles, celle-ci peut faire pénétrer son stylet quand la couche épicuticulaire est mince. Mais d'une façon générale, les larves mobiles de *L.beckii* semblent rechercher les lieux les moins ensoleillés surtout en été, période des grandes chaleurs.

Le climat par suite de l'influence combinée de la température et de l'hygrométrie et de la plante hôte (Biche, 1987 ; Biche et Sellami, 1999) agit directement sur la répartition spatiale et temporelle des populations de la cochenille. Ils constituent les principaux facteurs régulateurs de l'évolution des populations de la cochenille (Belguendouz., 2014).

Les larves sont très affectées par les basses températures (entre 10 et 13°C), et les pluviométries abondantes dans la période hivernale. Cette sensibilité est due au poids léger de leur corps facile à emporter par les ruissellements sur les feuilles, et par l'absence ou la structure fine du revêtement de protection, qui est le bouclier. Selon Belguendouz (2014) La fragilité du stade larvaire provoqué par l'absence du bouclier ou sa fragilité due ou nombre de mues incomplet, l'état mobile des premiers stades larvaire, ces facteurs rendent ce stade très exposé aux effets néfastes des averses de précipitations et des froids hivernaux. Par contre, les adultes ne sont pas affectés par les facteurs climatiques grâce à leur protection par le bouclier bien développé. En effet, les femelles adultes sont le stade le plus résistant surtout aux basses températures et aux fortes précipitations. Nos résultats rejoignent partiellement ceux de Boukhobza et al (2020), Benassy et Bianchi (1974) et Fadamiro *et al.*, (2008), qui ont trouvé que les stades hivernants de *L.beckii* regroupent : les 2èmes stades larvaires et les femelles adultes. Martínez Ferrer (2014) a trouvé, eux aussi que la cochenille hiverne sous forme de larves de 2^{ème} stade et de femelles adultes.

Le vol des mâles, qui survient en fin du cycle évolutif, se terminant par la période de fécondation afin de favoriser la reproduction sexuée chez les diaspines. Selon notre étude Le mâle de *L.beckii* manifeste 3 vols par an sur les deux plantes hôtes : Un premier vol durant la période automnale, un deuxième vol printanier, et troisième vol, qui est le plus important est noté durant la période estivale. Cette variation confirme les résultats rapportés par Fabres, (1981) qui dit que la reproduction de *L.beckii* est de type sexué, avec une période d'activité reproductrice très remarquable en période estivale soutenue par l'abondance des mâles.

Compte tenu des résultats obtenus lors de notre expérimentation, on peut dire que la fécondité de *L.beckii* présente trois périodes de ponte avec un décalage de quelques jours à deux semaines entre les deux années, et entre les deux plantes hôtes : une ponte automnale, printanière et estivale. De plus, les feuilles semblent offrir à la cochenille des conditions nutritionnelles et environnementales meilleures que sur les rameaux pour une meilleure fertilité. La plus forte fécondité sur oranger est enregistrée durant le printemps. Les conditions microclimatiques créés au sein de l'arbre, favorisent cette fécondité. Ces résultats restent très proches à ceux de Aroua, (2020) qui mentionne que la fécondité moyenne de *Parlatoria ziziphi* (Diaspididae) sur clémentinier passe par trois périodes de ponte où les moyennes de ponte les plus importantes sont enregistrées durant la saison printanière et dure plus de cinq mois. Par contre, les résultats trouvés par Meghazi (2010) sur le même verger, Mouas (1987) à Annaba et Khoudour (1988) à Chebli la fécondité moyenne est élevée en hiver. Bourijate et Bonafonte (1982), estiment de leur côté qu'un accouplement différé provoque une baisse de fécondité dans certaines espèces (genre *Parlatoria*) et une diminution de la période d'oviposition avec une augmentation de la ponte initiale dans les espèces à fécondité inchangée telles que *A.aurantii* et *L.beckii*. Biche (1987) considère que la plante-hôte intervient comme un véritable facteur écologique, dont l'action se superpose à celle des facteurs climatiques.

Avant lui, plusieurs autres chercheurs avaient été amenés à classer les plantes-hôtes des espèces polyphages en hôtes "normaux" (primaires ou principaux), qui permettent un développement et une multiplication de l'insecte sensiblement réguliers ; en hôtes "secondaires" qui permettent le développement, mais sur lesquels on observe que peu ou pas de multiplication et sur lesquels l'infestation peut diminuer lentement; et en hôtes "exceptionnels" (ou occasionnels) qui permettent juste le développement de l'insecte, mais sur lesquels l'infestation décline rapidement.

Compte tenu de ces différents cas, l'influence du facteur "hôte" sur la cochenille se révèle par une mortalité plus ou moins élevée, un allongement de la durée du développement et par des modifications de sa fécondité. Ces phénomènes sont remarqués sur des individus en élevage sur des hôtes de substitution, sur le terrain, selon l'organe végétal sur lequel la cochenille est fixée (Bodenheimer & Steinitz, 1937) ou en fonction de la variété de la plante-hôte et de son état physiologique (Hafez et Salama, 1970).

Les résultats obtenus dans ce travail dénotent de l'élasticité écologique de *L.beckii* vis-à-vis des facteurs environnementaux de la région qu'elle colonise, des paramètres climatiques en particulier. Ces particularités se manifestent au niveau de la phénologie des différentes phases de développement ainsi qu'au niveau de la dynamique de ces divers stades. Ceci aurait des incidences concrètes sur les programmes de prévention et de lutte contre cette espèce ravageuse, notamment en identifiant les périodes les plus appropriées pour le déclenchement des opérations de lutte.

5 - Etude du parasitisme

Dans cette partie, nous allons d'abord dresser un tableau qui regroupe les parasites hyménoptères recensés sur oranger durant notre expérimentation et nous aborderons par la suite l'impact du parasite *Aphytis lepidosaphes* sur les populations de *L.beckii*.

5.1 - Inventaire des parasitoïdes de cochenilles recensés à Rouiba

L'échantillonnage périodique et aléatoire des populations des parasites hyménoptères, reste un moyen efficace qui permet en plus de l'inventaire, d'éclaircir certains paramètres bioécologiques d'une part et d'autre part d'apprécier éventuellement le rôle entomologique de chaque espèce recensés en vue de leurs emplois en lutte biologique. Les espèces observées et identifiées sous la loupe binoculaire sont reportées et classées dans le tableau 9 :

Tableau 9 : Inventaire qualificatif des parasites de *Lepidosaphes.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba.

Classe	Ordre	Famille	Espec
Insecta	Hymenoptera	Aphelinidae	<i>Aphytis lepidosaphes</i>
			<i>Aphytis chrysomphali</i>
			<i>Aphytis proclia</i>
			<i>Aspidiotiphagus citrinus</i>

Lors de notre étude, nous avons inventorié 4 parasites hyménoptères de *L.beckii* appartenant à la famille des Aphelinidae représentés par : *Aphytis lepidosaphes*, *Aphytis chrysomphali*, *Aphytis proclia* et *Aspidiotiphagus citrinus*. Notons que c'est la première fois en Algérie, qu'on observe la présence de ces parasitoïdes sur les formes larvaires de la cochenille.

Vu l'importance et l'omniprésence de *Aphytis lepidosaphes* sur la cochenille, nous avons jugé utile de s'intéresser au comportement de ce parasite hyménoptères dans les populations de *L.beckii* dans la région de Rouiba. Il faut noter que ce parasitoïde n'était pas très présent dans les populations de la cochenille dans la région de Sidi Moussa. Par ailleurs, il faut noter également que vu les traitements chimiques effectués dans le verger de Rouiba, nous n'avons pu suivre la dynamique des populations de ce parasite que du mois de Novembre au mois d'Aout, période durant laquelle les propriétaires du verger n'ont effectué aucun traitement phytosanitaires.

6 - Ecologie du parasitisme

Dans cette partie, nous allons présenter la biologie d'*A.lepidosaphes* et l'incidence parasitaire chez *L.beckii*.

L'identification des Aphelinidae est basée sur l'étude de leurs caractères morphologiques (Ferrière, 1965). La technique consiste à effectuer un montage du parasite entre lame et lamelle dans une goutte de liquide de Faure. L'identification de *A. lepidosaphes* est effectuée par le Professeur Biche M. du département de Zoologie Agricole et Forestière de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie d'El Harrach.

6.1 - Biologie d'*Aphytis lepidosaphes*

6.1.1 – Résultats et Discussions

6.1.1.1 - Evolution des œufs

D'une manière générale, c'est très rare d'observer les œufs d'*A.lepidosaphes*. Benassy (1961) rapporte que tous les *Aphytis* percent le bouclier de l'hôte pour y déposer leurs œufs. Or la limitation est souvent due vraisemblablement à la difficulté de percer le bouclier de certaines cochenilles. Nous avons décompté 99 œufs tout au long de notre période d'étude.

Au début de notre échantillonnage, les œufs représentaient 30,16 % de la population globale du parasite durant le mois de novembre. De cette date, on assiste à une régression graduelle des œufs pour disparaître pratiquement au cours de la période hivernale. Dès que les

conditions atmosphériques redeviennent favorables, on remarque une reprise de la ponte où elle affiche déjà 3,85 % dès le mois de février. Par la suite, le nombre d'œufs augmente progressivement pour atteindre les 22,22 % au cours du mois de mai pour diminuer ensuite au cours du mois de juin. La ponte du parasite reprend encore une fois et affiche son plus fort taux le mois d'août (23,91%) (Fig. 61).

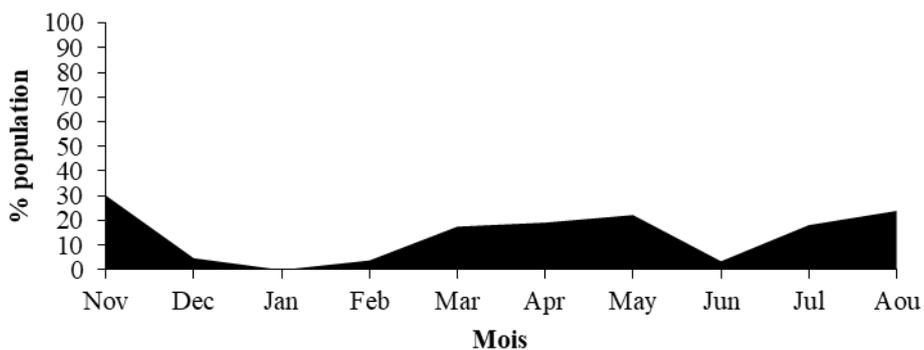


Figure 61 : Fluctuation des œufs de *A. lepidosaphes* sur *L. beckii* sur l'oranger à Rouiba

6.1.1.2 - Evolution des formes larvaires

Les larves d'*A. lepidosaphes* sont représentées par les jeunes larves et les larves âgées. Concernant les fluctuations des jeunes larves, on remarque la présence de trois sommets de populations : le premier pic au mois de novembre avec 44,44%, le deuxième en avril (15,07%) et le troisième en août (26,09%) (Fig. 62).

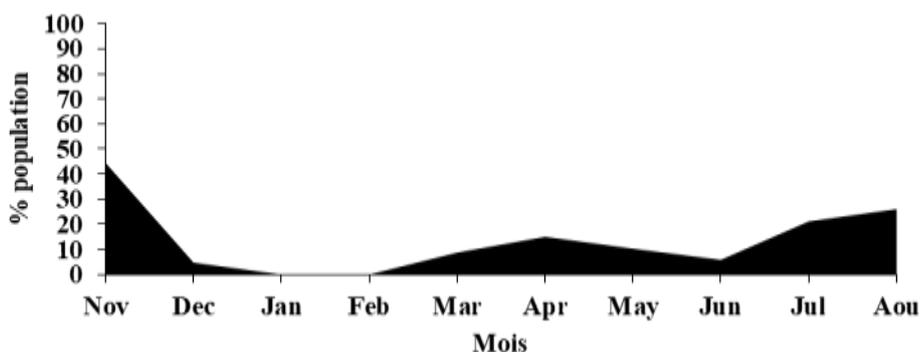


Figure 62 : Fluctuation des jeunes larves d'*A. lepidosaphes* dans les populations de *L. beckii* sur l'oranger à Rouiba

Pour les larves âgées, leur taux varie entre 88,46 % et 100 % durant le mois de décembre et février. Notons que ce stade représente le stade hivernant du parasitoïde. Dès le début d'avril, on assiste à une nouvelle augmentation de ces larves dans les populations de la cochenille.

Elles atteignent leur maximum en juin avec 48,24 %. De cette date, leur nombre va décroître de plus en plus pour atteindre leur plus faible taux durant le mois d'aout avec 2,17 % (Fig. 63).

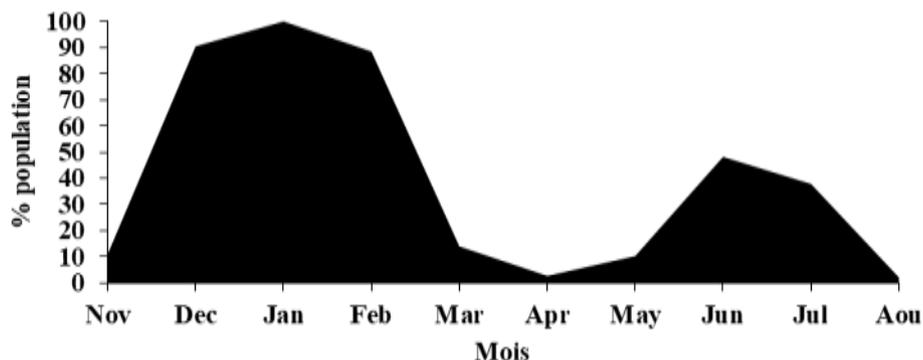


Figure 63: Fluctuation des larves âgées de *A. lepidosaphes* dans les populations de *L. beckii* sur l'oranger à Rouiba

6.1.1.3. - Evolution des nymphes

Au début de notre échantillonnage, les nymphes sont rarement présentes dans les populations de la cochenille. En effet, elles affichent seulement 7,94 % au cours du mois de novembre pour disparaître ensuite totalement toute la période hivernale. Ce n'est qu'à partir du mois de février qu'elles apparaissent dans les populations de son hôte où elles affichent à cette date 7,69 % de la population globale du parasitoïde. Le taux le plus élevés est noté au cours du mois de mars avec 44,11 %. On assiste ensuite à une diminution graduelle des effectifs de ces larves pour atteindre leur plus bas niveau au cours du mois de juin. Une nouvelle évolution est ensuite remarquée et un nouveau sommet est noté au cours du mois d'aout avec 45,65 % (Fig. 64).

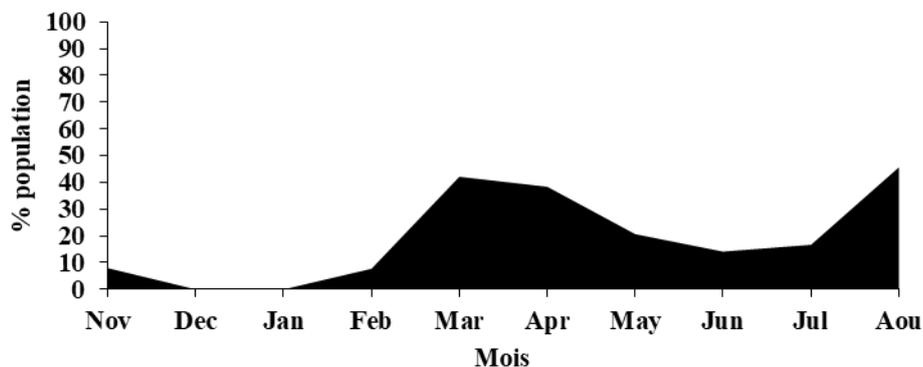


Figure 64 : Fluctuation des nymphes de l'*A. lepidosaphes* dans les populations de *L. beckii* sur l'oranger à Rouiba

6.1.1.4 - Evolution des adultes

Une fois matures, ces adultes perforent le bouclier des cochenilles et vont à la recherche de leurs hôtes pour y pondre leurs œufs. Il est intéressant de souligner que durant nos observations, nous avons dénombrés jusqu'à trois individus de parasite sur le même hôte, ce qui fait que ce parasite est considéré comme un ectoparasite grégaire.

Lors de comptage nous n'avons noté des individus adultes d'*A.lepidosaphes*. Les pourcentages les plus élevées sont noté au cours de la période printanière. En effet, on note un pourcentage de 17,54 % au cours du mois de mars. On remarque une présence importante par la suite à partir du mois d'avril jusqu'au mois d'aout (Fig. 65).

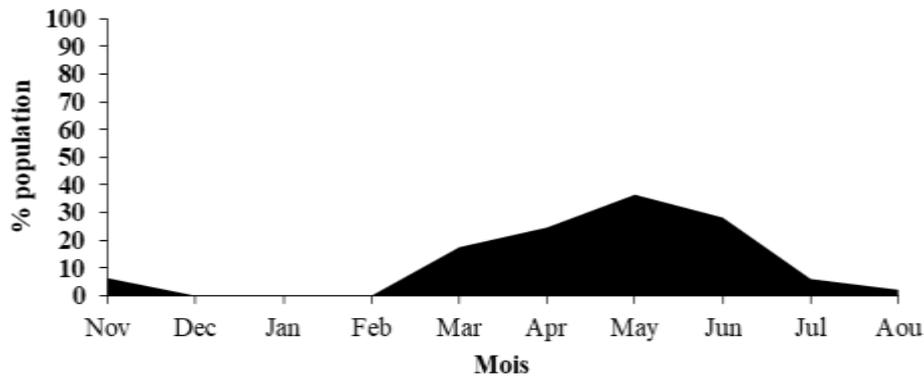


Figure 65 : Fluctuation des adultes de *A. lepidosaphes* dans les populations de *L.beckii* sur l'oranger à Rouiba

6.2 - Etude de l'incidence parasitaire chez *Lepidosaphes beckii*

6.2.1 - Incidence parasitaire globale

Les résultats consignés dans le graphe ci-dessous montrent que le taux de parasitisme global de tous les stades confondus chez *L.beckii* fluctue tout au long de la période d'étude. Mais le taux de parasitisme global avoisine les 22,54%. Ce taux de parasitisme reste très faible pour contrôler les populations de la cochenille. Les fluctuations du taux de parasitisme enregistrées dans les populations de la cochenille passent d'abord par un premier sommet durant le mois de novembre avec un taux de 15,28 %. Un deuxième sommet est atteint au cours du mois mars avec un taux de 33,39% et le troisième sommet durant le mois de juin avec un taux de parasitisme de 28,58% (Fig.66).

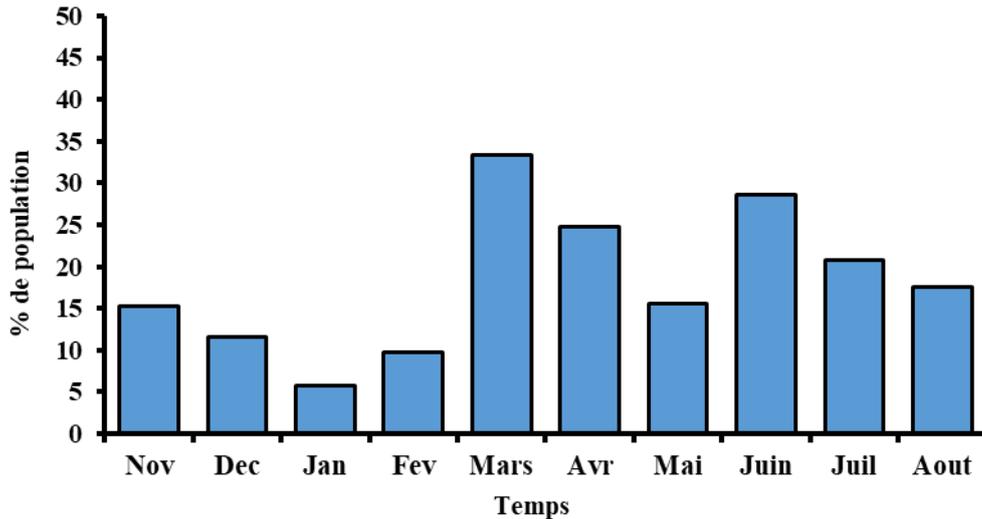


Figure 66 : Incidence parasitaire globale des populations de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba

L'activité des parasites de la cochenille passe par trois périodes : automnale, printanière et estivale. Par ailleurs, c'est au courant de la saison printanière que le plus fort taux est enregistré.

L'analyse de variance à deux facteurs a montré que le temps (mois) et l'orientation ont un effet très hautement significatif sur la dynamique des populations et sur l'incidence parasitaire de *L. beckii* ($p=0,0001 < 0,001$) avec 80,2% des variations de la dynamique et 92,6% des variations de l'incidence parasitaire sont dues aux variations de la date et de l'orientation. Egalement, l'analyse de variance à deux facteurs a montré que le temps (mois) et l'organe ont un effet très hautement significatif sur la dynamique des populations et sur l'incidence parasitaire de *L. beckii* ($p=0,0001 < 0,001$) avec 82,4% des variations de la dynamique et 98,4% des variations de l'incidence parasitaire sont dues aux variations de la date et de l'organe.

6.2.2 - Incidence parasitaire globale sur les différents stades

D'après la figure 67, on remarque que le parasitoïde recherche beaucoup les femelles et les larves du 2^{ème} stade. En effet, l'activité du parasite est de 24,79% chez les femelles et 20,72% chez le deuxième stade. Chez les stades nymphal et mâle, elle est de moindre importance. En effet, on note une incidence parasitaire de 17,18% chez les nymphes et 12,29% chez les

mâles. Ces stades semblent ne pas offrir au parasite les conditions nutritionnelles et de développement optimal.

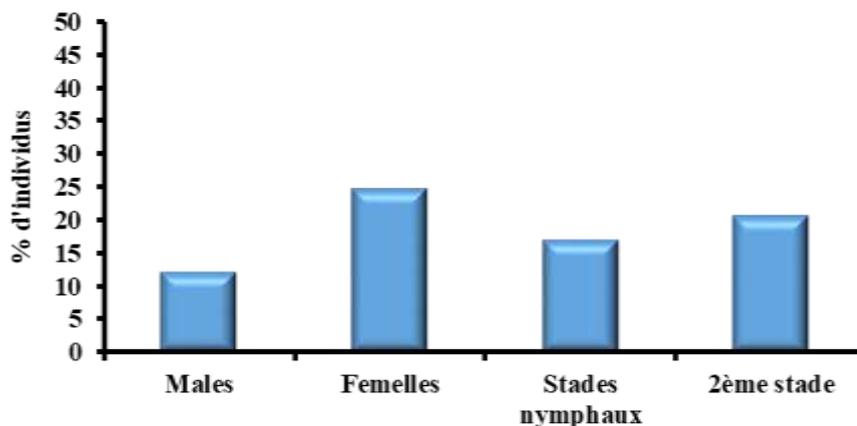


Figure 67 : Incidence parasitaire globale sur les différents stades de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba

6.2.3 – Fluctuation du parasitisme

6.2.3.1 - Fluctuation du parasitisme sur les larves du 2^{ème} stade

Pour les larves de deuxième stade et d'après les résultats consignés dans la figure 68 on remarque des fluctuations considérables tout au long de période d'étude qui s'étend du mois de novembre au mois d'août. Toutefois, on remarque que l'activité du parasite est maximale en mois de mars avec un pourcentage de 31,72% et 30,30% durant le mois de juin. Par contre, un chiffre de 10 % est noté au cours du mois de novembre.

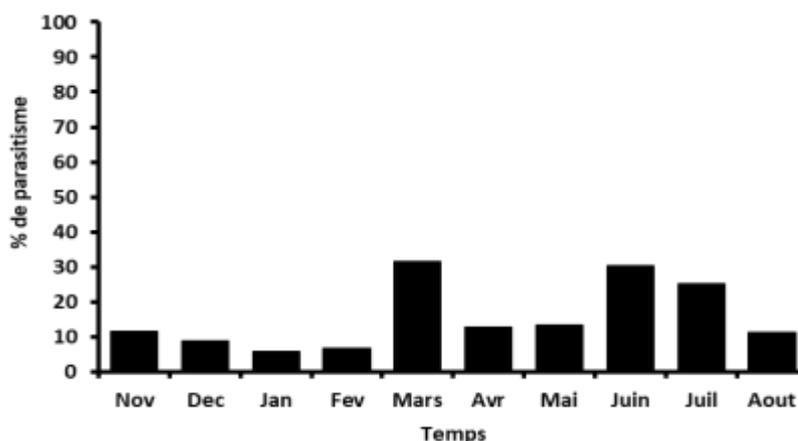


Figure 68 : Fluctuation du parasitisme des larves du 2^{ème} stade de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.3.2 - Fluctuation du parasitisme sur les stades nymphaux

Pour le stade nymphal, on remarque que l'activité du parasite est moins importante que celle sur le deuxième stade. Néanmoins, elle passe par un taux de parasitisme de 8,70% durant le mois de novembre. Elle atteint par la suite un maximum de 29,67% au cours du mois de mars et 28,24% au mois de juin (Fig. 69).

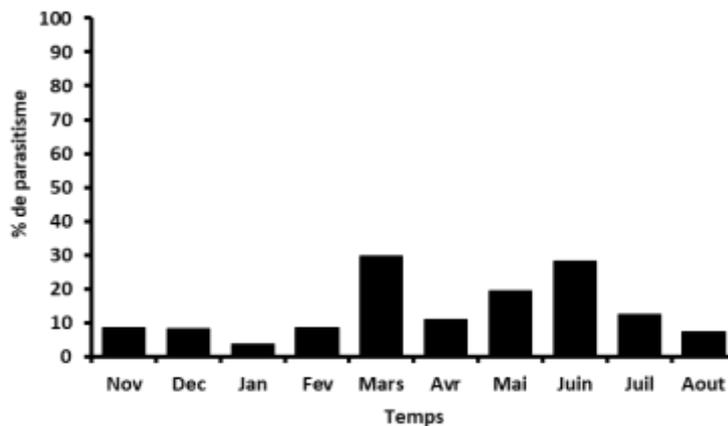


Figure 69 : Fluctuation du parasitisme chez les stades nymphaux de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.3.3 - Fluctuation du parasitisme chez les femelles

Contrairement aux autres stades, il semble que les femelles de la cochenille sont les plus recherchées par le parasite. En effet, le parasitisme chez les femelles passe par trois maxima : le premier au cours de novembre (16,76%), le second au mois de mars (39,67%) et le dernier durant le mois de juin (33,45%) (Fig. 70).

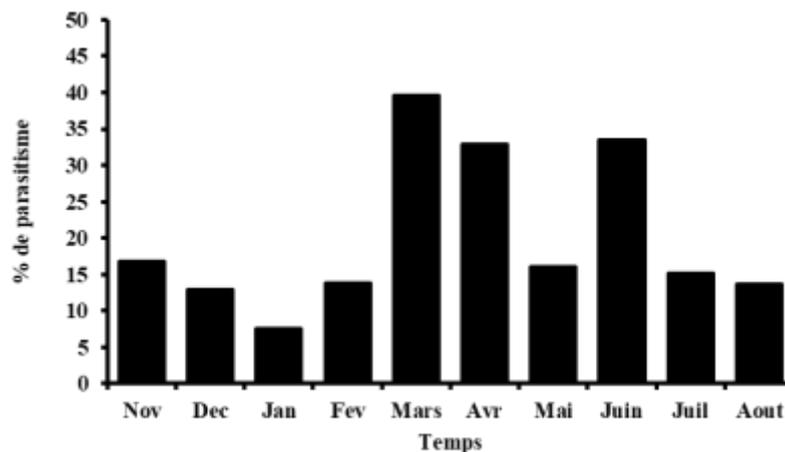


Figure 70 : Fluctuation du parasitisme chez les femelles de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.3.4 - Fluctuation du parasitisme chez les mâles

D'après la figure ci-dessous, les mâles sont moins nombreux que les femelles. Mais la plupart des mâles sont parasités. On enregistre trois pics de parasitisme durant la période d'étude : le premier est noté le mois de décembre (8,70%), le second durant le mois de mars (24,14%) et le dernier au cours du mois juin (20%).

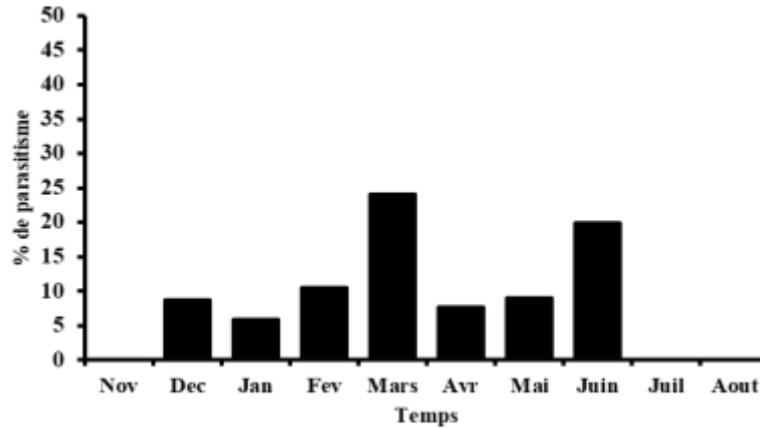


Figure 71 : Fluctuation du parasitisme chez les mâles de *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.4 – Parasitisme saisonnier

6.2.4.1 - Parasitisme saisonnier global

Compte tenu des résultats affichés dans la figure 72, le taux global de parasitisme est plus important en printemps et en été avec 27,20% et 22,18%. En hiver et en automne, on enregistre des taux relativement faibles, respectivement 18,51% et 15,96 %.

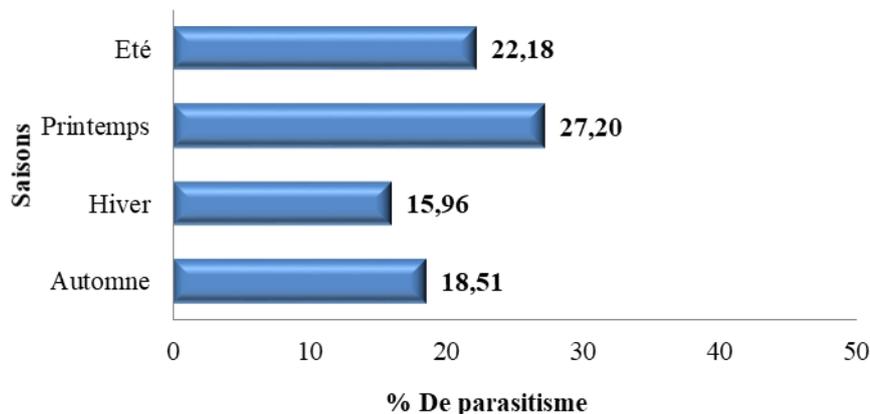


Figure 72 : Parasitisme saisonnière globale chez *L.beckii* sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.4.2 - Parasitisme saisonnier chez les stades larvaires

L'examen des résultats reportés dans l'histogramme ci-dessous, montre que le taux de parasitisme chez les stades larvaires est important en printemps et été avec un pourcentage respectifs de 24,70% et 21,40%. Néanmoins, on note également des taux de parasitisme compris entre 10,90 et 14,39% en hiver et en automne.

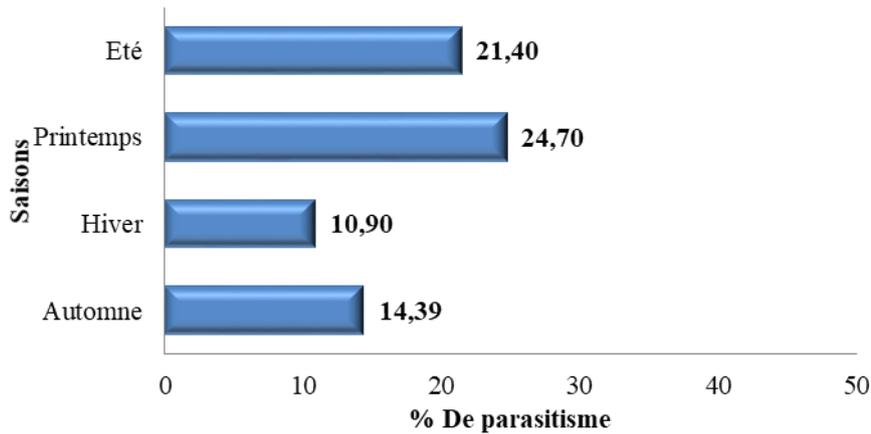


Figure 73 : Parasitisme saisonnier chez les stades larvaires de *L.beckii* Sur l'oranger dans la région de Rouiba.

6.2.4.3 - Parasitisme saisonnier chez les stades adultes

L'examen des résultats reportés dans l'histogramme ci-dessous, montre que le taux de parasitisme chez les adultes est plus important. En effet, on enregistre 30,34% au printemps et 22,74% en été.

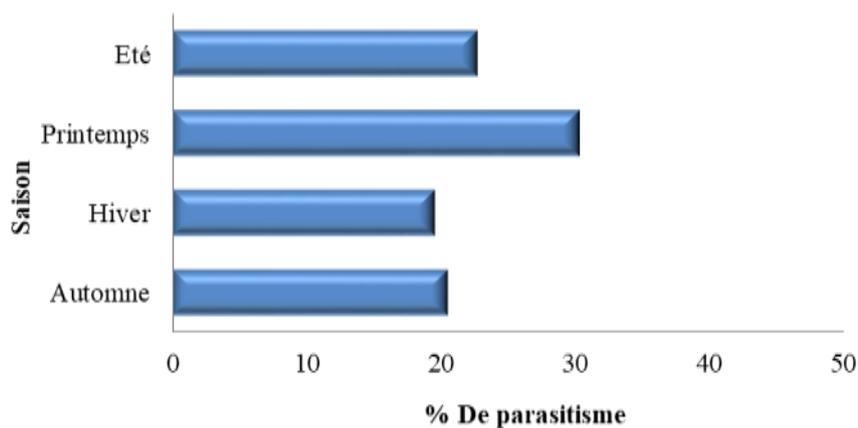


Figure 74 : Parasitisme saisonnier chez les adultes de *L.beckii* sur oranger dans la région de Rouiba.

6.2.5 – Parasitisme en fonction de la face des feuilles

Les résultats reportés dans la figure 75, montrent que le taux global de parasitisme chez tous les stades de la cochenille est plus élevé sur la face supérieure que sur la face inférieure des feuilles. Ces endroits semblent s'expliquer par l'exigence des parasites en conditions micro climatiques à savoir les endroits où l'ensoleillement est meilleur.

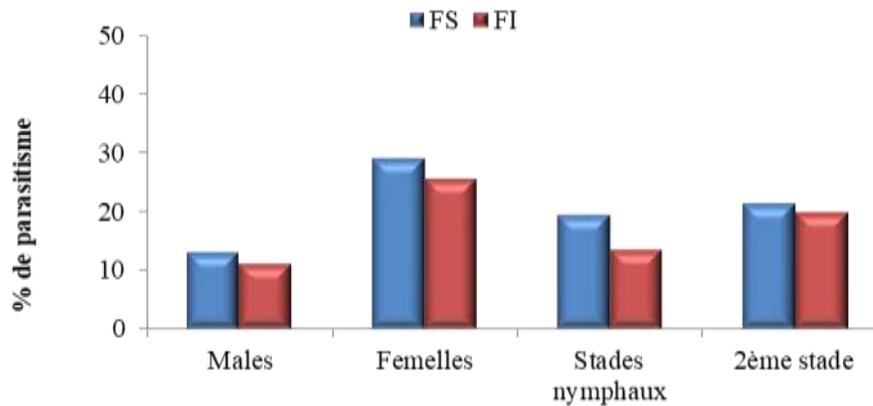


Figure 75 : Parasitisme chez les différents stades de *L.beckii* selon la face des feuilles sur l'oranger dans la région de Rouiba.

Discussion

Concernant le parasitisme, nous avons inventorié 4 parasites hyménoptères de *L.beckii* appartenant à la famille des Aphelinidae représentés par : *Aphytis lepidosaphes* sur les femelles et les mâles adulte, *Aphytis chrysomphali*, *Aphytis proclia* et *Aspidiotiphagus citrinus* sur les formes larvaires. Notons que c'est la première fois en Algérie, que l'on observe la présence de ces parasitoïdes sur les formes larvaires de la cochenille. A savoir *A.chrysomphali* et *A.proclia* recensées chez les larves de 2^{ème} stade mâle et *A.citrinus* chez les larves de 2^{ème} stade femelle.

A. lepidosaphes, développe 3 générations annuelles : une génération automnale, une génération printanière et une génération estivale. Le parasite hiverne sous forme de larves âgées dans les populations de son hôte. Selon Fabres (1979), en Nouvelle Calédonie ce parasitoïde peut développer deux à trois générations pour une génération de son hôte ce qui présente un très grand avantage dans l'utilisation de ce parasite dans la lutte biologique. Les résultats montrent que, le taux de parasitisme global avoisine les 22,54%, qui reste très faible pour contrôler les populations de la cochenille (Zaabta *et al.*, 2020). L'activité des

parasitoïdes de la cochenille passe par trois périodes : automnale, printanière et estivale mais c'est au courant de la saison printanière que le plus fort taux est enregistré. Belguendouz (2014) indique que le parasite manifeste également trois générations en Algérie. Le parasite est actif sur tous les organes de la plante avec une préférence marquée pour les jeunes femelles et les milieux les moins ensoleillés. En revanche, l'abondance de parasitoïdes et de prédateurs d'insectes est une conséquence directe de l'abondance d'insectes phytophages (Lasnami, 1993 ; Takarli (2012).

Du point de vue général, l'analyse de variance a montré que le temps (mois) et l'organe ont un effet très hautement significatif sur la dynamique des populations de la cochenille et sur l'incidence parasitaire. Il est à remarquer aussi que le parasitoïde recherche beaucoup les femelles et les larves du 2^{ème} stade. Ces stades semblent ne pas offrir au parasite les conditions nutritionnelles et de développement optimal. Les résultats ont montré aussi que le taux global de parasitisme chez tous les stades de la cochenille est plus élevé sur la face supérieure que sur la face inférieure des feuilles. Ces endroits semblent s'expliquer par l'exigence des parasites en conditions micro climatiques à savoir les endroits où l'ensoleillement est meilleur.

Conclusions générales

Dans un programme de lutte et de protection biologique, l'étude de la dynamique des populations est primordiale afin de comprendre les phénomènes biologiques. Ces derniers régissent l'évolution du ravageur et son complexe parasitaire au cours du temps. L'étude des différents facteurs écologiques pourraient avoir un effet sur la biologie du ravageur, dans le but de récolter le maximum d'informations pour mieux définir les techniques de lutte à suivre. Les connaissances accumulées sur les Diaspididae ont permis des avancées en biologie, en entomologie générale et en entomologie agricole et forestière en étudiant le maximum d'informations concernant les facteurs de pullulation (plante hôte, la région, organes, période, et climat) qui peuvent agir sur la distribution de la cochenille et son abondance.

Notre modeste contribution apporte un complément d'informations et de connaissances plus ou moins précises sur cette espèce. Ainsi, l'objectif est de cerner une perception plus claire sur le comportement de la cochenille moule *Lepidosaphes beckii* sur deux plantes hôtes l'oranger et le clémentinier dans deux régions d'étude. De plus, nous avons cerné le rôle de la bioécologie et l'impact du parasite Hyménoptère Aphelinidae, *Aphytis lepidosaphes* dans la limitation des populations de cette cochenille.

D'après les résultats obtenus, on note un chevauchement de trois générations annuelles chez *L. beckii* dans les deux régions : une génération automnale, une printanière, et une génération estivale. Elles coïncident parfaitement avec les trois poussées de sève du clémentinier et de l'oranger. Nos résultats confirment ceux rapportés par Adda (2010), et Biche *et al.*, (2011 et 2012) et récemment les travaux de Agagna *et al.*, (2022) sur l'oranger. Toutefois, le taux d'infestation par cette espèce est différent entre les deux localités, selon les saisons et l'organe de la plante. En effet, ce taux est plus élevé à Rouiba qu'à Sidi Moussa.

La répartition spatiale de *L. beckii* sur l'arbre est étroitement liée au microclimat créée au sein de l'arbre. Par ailleurs dans les deux régions (Rouiba et Sidi Moussa), cette cochenille manifeste une préférence marquée pour les feuilles que pour les rameaux. Précisément sur la face supérieure dans la région de Sidi Moussa et la face inférieure dans la région de Rouiba. Ce comportement de la cochenille est probablement lié aux conditions environnementales locales. Le verger de Rouiba est sous l'influence directe de la mer d'où le taux d'humidité demeure plus élevé que dans le verger de Sidi Moussa. Il semble que cet insecte recherche les conditions les plus favorables à son développement en s'installant en particulier dans les endroits les moins exposés au soleil et aux aléas climatiques et surtout sur les organes qui lui assurent une bonne nutrition.

Les conditions climatiques saisonnières constituent un des facteurs régulateurs de l'évolution de cette diaspine : le printemps est la saison la plus favorable à la pullulation de *L.beckii*. Bien que les agrumes soient des plantes préférées par la cochenille, nos résultats montrent que le clémentinier reste la plante hôte préférentielle et primaire pour un développement optimale de *L.beckii*. Nous déduisons alors que cette différence dans la préférence de l'hôte est due probablement liée aux facteurs morphologiques et physiologiques de la plante hôte.

L.beckii se répartit d'une manière contagieuse durant toute sa durée de vie. Le climat par suite de l'influence combinée de la température et de l'hygrométrie et de la plante hôte, agissent directement sur la répartition spatiale et temporelle des populations de la cochenille. Ils constituent les principaux facteurs régulateurs de l'évolution des populations de la cochenille.

Comme pour la dynamique des populations, la fécondité de *L.beckii* présente également trois périodes de ponte avec un décalage de quelques jours à deux semaines entre les deux années et entre les deux plantes hôtes : une ponte automnale, printanière et estivale, représentant les trois générations de la cochenille où la fécondité printanière et estivale reste la plus importante dans les deux régions. De plus, les feuilles semblent offrir à la cochenille des conditions nutritionnelles et environnementales meilleures que les rameaux pour une meilleure fécondité. Ceci nous laisse penser que les conditions nutritionnelles de la plante et le microclimat créé au sein de l'arbre reste un facteur limitant de l'activation de l'ovogenèse, la multiplication des ovocytes et de la fécondité.

Les ennemis naturels de *L.beckii* dans la région de Rouiba, elle est le résultat de l'action des parasitoïdes hyménoptères du genre *Aphytis* et *Encarsia* : trois espèces ectoparasites qui sont : *A.lepidosaphes*, *A. chrysomphali* et *A. proclia*, et d'une seule espèce endoparasite, *Aspidiotiphagus citrinus*. Les mêmes résultats sont confirmés par **Zaabta et Boukhobza** en 2013 dans la même région et **Stathas et al.** en 2015 dans la région de Kalamata (Grèce).

Concernant le taux de parasitisme, nos résultats montrent que chez *L.beckii* il avoisine les 23%. En ce qui concerne la distribution spatiale et cardinale, le parasite se localise beaucoup plus là où la cochenille est en grand nombre. Par contre, les traitements chimiques effectués dans le verger ont contribué certainement à limiter l'action de ce parasite sur les populations

de la cochenille. Les méthodes de lutte biologique ne doivent pas être considérées isolément, mais elles trouvent leur chance de réussite dans des stratégies de lutte intégrée.

Du point de vue biologique, les résultats des fluctuations d'*A.lepidosaphes* montrent que ce parasitoïde hiverne sous forme de larves âgées dans les populations de son hôte où il développe 3 générations annuelles : une génération automnale, une génération printanière et une génération estivale. Le parasitoïde développe une seule génération pour une génération de son hôte. Par contre, Fabres (1979), rapporte qu'en Nouvelle Calédonie, ce parasitoïde peut développer deux à trois générations pour sur une seule génération de son hôte. Ceci présente un très grand avantage dans l'utilisation de ce parasite dans la lutte biologique. *A.lepidosaphes* attaque également les différents stades mais manifeste une préférence marquée pour les femelles adultes qui lui offrent les conditions nutritionnelles pour son développement optimale.

L'analyse de variance a montré que le temps (mois) et l'orientation ont un effet très hautement significatif sur la dynamique des populations de la cochenille et sur l'incidence parasitaire de *L.beckii* ($p=0,0001 < 0,001$) avec 80,2% des variations de la dynamique et 92,6% des variations de l'incidence parasitaire sont dues aux variations de la date et de l'orientation. Egalement, l'analyse de variance à deux facteurs a montré que le temps (mois) et l'organe ont un effet très hautement significatif sur la dynamique des populations et sur l'incidence parasitaire de *L. beckii* ($p=0,0001 < 0,001$) avec 82,4% des variations de la dynamique et 98,4% des variations de l'incidence parasitaire sont dues aux variations du temps et l'organe végétal.

Notre présent travail apporte un complément d'informations sur l'impact du parasitoïde *A.lepidosaphes*, pour une éventuelle prise en charge raisonnée de méthode de lutte intégrée dans de bonnes conditions et à chercher à développer l'efficacité de ce parasite. L'action naturelle de ce dernier dans les conditions climatiques de la région de Mitidja, reste insuffisante pour contrôler la cochenille.

Perspectives

L'homme actuellement doit redevenir de plus en plus raisonnable dans ces gestes envers l'environnement, surtout dans le domaine de la protection phytosanitaire. Pour le respect de l'équilibre biologique et de l'environnement, l'étude de toutes les composantes gérant la vie d'un ennemi naturel des végétaux ou animaux, doit être l'une des premières préoccupations d'un chercheur, afin d'arriver à une intervention par une lutte raisonnée.

Etudier la dynamique des populations des cochenilles dans différentes étages bioclimatiques, durant plusieurs années, en tenant compte de tous les facteurs du milieu et l'interaction entre eux afin de cerner la période de traitement adéquate. En outre, si à chaque génération, une partie de la population peut évoluer en cycle court et l'autre en cycle long l'étude démographique quantitative devra alors pouvoir déterminer les proportions respectives de ces deux fractions, et ce renseignement ne peut être fourni par l'analyse directe de structure. Pour réaliser l'étude démographique, il paraît dès lors nécessaire de s'abstraire du chevauchement de générations ou, en d'autres termes, d'analyser le processus d'installation des générations successives de l'insecte sur son hôte. A l'avenir, il serait nécessaire de témoigner expérimentalement le rôle de ces auxiliaires par l'étude de la biologie et de l'éthologie de ces derniers par le moyen d'élevages rationnels devrait permettre de le mieux connaître et de tester avec précision ses possibilités dans le cadre de la lutte contre *L.beckii*.

Le monde des cochenilles est très complexe, son cortège d'auxiliaires l'est tout autant. La mise au point de stratégie de lutte biologique contre ces ravageurs se met au premier rang en réponse à la demande croissante des professionnels, aux changements règlementaires liés à l'utilisation des produits phytosanitaires ainsi qu'au respect de l'environnement et de la santé humaine. D'après nos résultats obtenus à partir du terrain, on peut dire que, afin d'identifier les domaines adéquates pour l'évolution d'une espèce, il serait crucial de considérer non seulement les températures et précipitations moyennes de la zone cible, mais aussi d'autres facteurs climatiques comme les températures estivale et hivernale, l'humidité relative, les degrés de jours...etc. Ces facteurs donnent une meilleure connaissance de l'efficacité du ravageur. Après ça, il reste seulement de suivre l'évolution des parasitoïdes et leurs hôtes, et cela peut être une arme précieuse sur la décision concernant les zones et les périodes d'introduction des nouveaux parasites dans le but de contrôle biologique contre certains ravageurs. L'étude que nous avons mené dans la région de Rouïba et de Sidi Moussa et les résultats obtenus, sont loin d'être définitifs. Il faudrait donc rassembler un maximum

d'informations afin de pouvoir faire des lâchers dans le cadre d'une lutte efficace bien raisonnée.

En revanche, la protection phytosanitaire en verger d'agrumes, en Algérie, est largement tributaire de la lutte chimique, c'est pour cela il est primordiale de sensibiliser en premier lieux les producteurs qui préconisent encore une lutte chimique exclusive et irraisonnée, basée la plupart du temps sur des observations empiriques ou sur des calendriers préétablis ne tenant compte, ni des niveaux d'infestations des ravageurs, ni des seuils d'interventions, ni de l'action bénéfique des auxiliaires présents dans le verger. Il en résulte généralement, en plus des inconvénients inhérents à l'augmentation des dépendances budgétaires, d'autres contraintes telles que le développement de phénomène de résistance.

Afin de faire face à ces contraintes, nous préconisons l'application de méthodes de lutte chimique raisonnée basée essentiellement sur des moyens de décision modernes et surtout simples, comme la surveillance régulière, l'utilisation de piégeage, l'adoption de seuils d'interventions et de déclenchement des traitement aux moment opportuns avec des produits adaptés.

Références bibliographiques

- 1 - **Adda R., 2006** – Rôle d'*Aphytis lepidosaphes* (Hymenoptera ; Aphelinidae) dans une population de cochenilles diaspiques (Homoptera ; Diaspididae) dans un verger de citronnier à Rouiba. Mém. Ing., Inst. Nat. Agron., El – Harrach, 125 p.
- 2 - **Adda R., 2010** –Effet du Spirotetramate (insecticide) sur un peuplement de cochenilles diaspiques dans un verger d'agrumes à Rouiba. Mém. Magist., Ecol. Nat. Sup. Agron., El-Harrach, 53 p.
- 3 - **AgagnaY., Boudjemaa. K., Oussalah.N.,Beloued I., Aroua.K.etBiche.M., 2022** - Ecological relationship between *Lepidosaphes beckii* (New-man,1869) (Homoptera Diaspididae) and its two parasitoids *Aphytis melinus* DeBach, 1959 and *A. lepidosaphes* Compere,1955 (Hymenoptera Aphelinidae) on lemons orchards in twolocalities of Mitidja Algeria. Biodiversity Journal, 2022, 13 (2): 417–426
- 4 - **Aly N., 2011** - Population dynamics of the purple scale *Lepidosaphes beckii* (Hemiptera: Diaspididae) and its parasitoid *Aphytis lepidosaphes* (Hymenoptera: Aphelinidae) as a new threat pest on mango trees in Egypt. Egypt. Acad. J.biolog. Sci., 4(1) : 1-12
- 5 - **Aroua K., 2015** - Effet des éléments nutritifs du sol sur la dynamique des populations des *Parlatoria ziziphi* (Homoptera: Diaspididae) sur 2 plantes hôtes : le clémentinier et l'oranger dans la région de Rouiba. Mém. Ing. Ecol. Nat. Sup. Agron, El Harrach (Alger), 79 p.
- 6 - **Aroua K., 2020** - Effet de la plante-hôte et des conditions environnementales sur l'écologie de quelques espèces de cochenilles diaspiques sur agrumes (Homoptera : Diaspididae) dans deux régions : Rouïba et Oued El Alleug. Thèse Doct., Ecol. Nat. Sup. Agron., El-Harrach, 201 p.
- 7 - **Aroua K., Kaydan M.B., Belguendouz R., Achiri T.D. et Biche M., 2019-** Inventaire des cochenilles des agrumes (Clémentinier et oranger) dans deux régions de la Mitidja (ALGÉRIE).
- 8 - **Balachowsky A.S., 1927** - Contribution à l'étude des coccidés de l'Afrique mineure (1re note). Annales de la Société Entomologique de France, 96 : 175-207.
- 9 - **Balachowsky A.S., 1928** - Contribution à l'étude des coccidés de L'Afrique mineure (3e note).*Chrysomphalu saonidum* L. - biologie - traitement. Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord, 19 : 156-180.
- 10 - **Balachowsky A.S., 1932** - Étude biologique des coccidés du bassin occidental de la Méditerranée. *Encyclopédie Entomologique*, XV P. Le Chevalier& Fils, Paris, 214 pp + LXVII.
- 11 - **Balashowsky A.S., 1939-** Les cochenilles de France, d'Europe du Nord de l'Afrique et du bassin Méditerranéen. Ed. Herman et C^{ie}. Tom III, Paris, 111 p.
- 12 - **Balachowsky A.S., 1948** - Les cochenilles de France, d'Europe, du nord de l'Afrique et du bassin Méditerranéen IV, Monographie des Coccoïdea, classification, Diaspidinae (1ère partie). Actualités Scientifiques et Industrielles, Entomologie Appliquée, 1054 : 243-394.
- 13 - **Balachowsky A.S., 1954** - Les cochenilles paléarctiques de la tribu des Diaspidini. Ed. Institut Pasteur, Paris, Coll. " Mem. Sci. Inst. Pasteur", 450 p.
- 14 - **Balachowsky A.S. et Mesnil L., 1935** - Les insectes nuisibles aux plantes cultivées, leur mœurs, leur destruction. Ed. Etablissement Buissons, Paris, T.I, 627 p.
- 15 - **Ballou, H.A., 1912** - Report on the prevalence of some pests and diseases in the West Indies, for 1910 and 1911. West Indian Bulletin 12 : 412-425.
- 16 - **Barbault A., 1984** - Stratégies de reproduction et démographie de quelques amphibiens anoures tropicaux. *Oikos*, Vol. 43, n°1: 77-87
- 17 - **Beardsley, J.W. et Gonzalez, R. H., 1975** - The biology and ecology of armored scales. Annual Review of Entomology 20 : 47-73.
- 18 - **Bedford, E.C.G. et Cilliers C.J., 1994** - The role of *Aphytis* in the biological control of armored scale insects on citrus in South Africa. In: Rosen D. (ed) Advances in the study of *Aphytis*. Intercept Limited, Andover, UK.

- 19 - **Begon M., Harper J.L. and Townsend C.R., 1996** - Ecology, Individuals, Ecology, Individuals, Populations and Communities Populations and Communities, Blackwell Science Ltd., Australia, 958 p.
- 20 - **Belguendouz R. 2006** - Biosystématique des cochenilles diaspidines (Diaspididae) d'Algérie. Mem. Magist., Inst. Nat. Agron, El Harrach (Alger), 194 p
- 21 - **Belguendouz R., 2014** - Relations plantes hôtes cochenilles diaspidines sur les agrumes (*Citrus* spp) en Algérie : cas de *Parlatoria ziziphi* (Lucas, 1853) (Homoptera : Diaspididae). Thèse Doct., Ecol. Nat. Sup. Agron., 265 p.
- 22 - **Belguendouz R., Biche M., Adda R. and Allal-Benfekih L., 2013** - Bio-ecology of a pest (*Aonidiella aurantii* Maskell) (Hemiptera, Diaspididae): spatio temporal relationship with its host plants *Citrus limon* and *C. sinensis* in Algeria region. American-Eurasian Journal of Sustainable Agriculture, 7 (1) : 14-20.
- 23 - **Belkhiri D., 2019** – Effet d'un nouveau insecticide systémique (Spirotetramate) sur l'ovogenèse de la cochenille blanche du palmier dattier *Parlatoria blanchardi* Targ, 1868 (Homoptera, Diaspididae) dans la région de Biskra. Mém. Magist., Univ. Biskra, 77 p.
- 24 - **Bellabas A., 2010** - Rapport de mission : Etude de base sur les agrumes en Algérie. Consultant national : 45p.).
- 25 - **Beloued I., 2017** - Ecologie de deux cochenilles du clémentinier *Parlatoria ziziphi* et *Parlatoria pergandei* (Hom : Diaspididae) à Oued El Alleug). Mem. Magist., Inst. Nat. Agron., El Harrach (Alger), 173 p.
- 26 - **Benassy C., 1961** – Les sécrétions tégumentaires chez les Coccidés. Ann. Biol., 37, fasc. 9/12 : 165-171.
- 27 - **Benassy C., 1975** – Les cochenilles des agrumes dans le bassin méditerranéen. Ann. Inst. Nat. Agro. Vol. V, n°6, El-Harrach : 118-142.
- 28 - **Benassy C. et Bianchi H., 1974** - Observation sur *Aonidiella aurantii* Mask. et son parasite indigène *Comperiella bifasciata* How. Bull. SROP, 3 : 39-50.
- 29 - **Benassy C. Bianchi G., 1983** – Sur l'évolution des populations de *Lepidosaphes beckii* New. En présence de son parasite spécifique *Aphytis lepidosaphes* Comp. Rev. Fruits, Vol. 38, n°2 : 119 – 124.
- 30 - **Benassy C., Bianchi H. et Franco E. 1975** - Utilisation en France d'*Aphytis lepidosaphes* Comp. (Chalcididae, Aphelinidae) parasite spécifique de la cochenille virgule des *Citrus* (*Lepidosaphes beckii* Newm.). II. Données préalable sur l'évolution du parasite. Rev. Fruits 30 : 267-270.
- 31 - **Ben-Dov Y. et Miller D.R., 2010** – Scale Net, Scales in a Country Query Results.
- 32 - **Ben-Dov Y., Miller D.R. & Gibson G., 2014** - Scale Net: a database of the scale insect of the World. Available in: <http://www.sel.barc.usda.gov/scalenet/query.htm>
- 33 - **Benzerga M., 2010** - La production agrumicole en recul dans la Mitidja : L'orange en passe de perdre son fief. Journal El-Watan.
- 34 - **Berkani, A., 1995** – Premières données sur un nouveau ravageur en Algérie *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera : Gracillariidae) mineuse nuisible aux *Citrus*. Journée technique sur la lutte contre la mineuse et la cératite des agrumes. I.N.P.V., Alger, 10 p.
- 35 - **Biche M., 1987** – Bioécologie de *Parlatoria oleae* Colvee (Hom. ; Diaspididae) ravageur de l'olivier, *Olea europea* L, dans la région de Cap Djenet (Algérie) et étude biologique de son parasite externe *Aphytis maculicornis*. Masi (Hym. Aphelinidae). Dip. Doct. Univ. Rech., Univ. de Nice (France), 119 p.
- 36 - **Biche M., 2012** - Les principaux insectes ravageurs des agrumes en Algérie et leurs ennemis naturels. Ed. FAO., Regional Integrated Pest Management Programme in the Near East / GTF/REM/070/ITA. 36p.

- 38 - **Biche M. et Sellami M., 1999** - Etude de quelques variations biologiques possibles chez *Parlatoria olea* (Colvée) (Homoptera : Diaspididae). Bull. Soc. Ent. Fr. : 287-292.
- 39 - **Biche M., Siafa A., Adda R. et Gherbi R., 2012** - Biologie d'*Aonidiella aurantii* (homoptera, diaspididae) sur citronnier dans la région de Rouiba. Lebanese Science journal, Special issue : 59-64.
- 40 - **Biche M., Agagna Y., Belouad N. et Gueddada F., 2016** - Rôle d'*Aphytis melinus* (Hym. Aphelinidae) et *Comperiella bifasciata* (Hym. Encyrtidae) dans la limitation du Pou de Californie *Aonidiella aurantii* (Hom : Diaspididae) sur agrumes en Algérie. Séminaire International « Santé des plantes au service du développement » Institut des Sciences Agronomiques, Univ. Hassiba Ben Bouali de Chlef, les 12, 13 et 14 avril 2016.
- 41 - **Biche M., Siafa A., Adda R., Agagna Y. et Sellami M., 2011** - Evaluation du Spirotetramate sur les populations de *Lepidosaphes beckii* sur des agrumes en Algérie. Bull. OILBIOBC/ wprs, Integrated Control in *Citrus* Fruit Crops, 62 : 123-131.
- 42 - **Biche M., Aroua K., Medani N., Belguendouz R., Boukhobza L., Zaabta I., Kaci Z., Dahmani L., Ercan C., Tange D., Achiri K., Mehmet B., and Chebli A., 2022** - The armored scales (Homoptera: Diaspididae) of Algeria. Biodiversity Journal, 13 (3) : 495 -514.
- 43 - **Blondel L., 1959** – La cultures des agrumes en Algérie. Station expérimentale d'arboriculture de Boufarik. Bull, n°176, 25p.
- 44 - **Bodenheimer F.S. et Steinitz H., - 1937** - Studies in the life history of the citrus mussel scale (*Lepidosaphes pinnaeformis* Bche) in Palestine. Hadar 10: 153-159.
- 45 - **Boudjemaa Khadidja, Karaca Ismail et Biche Mohammed, 2020** - Morphometric comparison between two populations of *Aonidiella aurantii* (Maskell) (Homoptera: Diaspididae) from Algeria and Turkey. Ukrainian Journal of Ecology, 10 (5) : 240-244.
- 46 - **Boukhobza L., Zaabta I., Belguendouz R., Mimeche F. and Biche M., 2020** - Role of hymenopters parasits Aphelinidae in the regulation of levels of *Lepidosaphes beckii* (Newton, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations on orange trees in Rouiba area (Algeria). Biodiversity Journal, 2020, 11 (4): 845–852.
- 47 - **Bourijate, M. et Bonafonte, P. - 1982** - Influence of delayed mating on fecundity, sex-ratio, oviposition, shield formation and behavior in 4 species of scale insects (Homoptera - Diaspididae). Annal. Soc. Entomol. Fr., 18: 303-315.
- 48 - **Browning H.W., 1999** – Arthropod Pests of Fruit and Foliage, citrus, Health Management by Timmer L.W. and Duncan L.W., University of Florida, Citrus, Research and Education center, Lake Alfred : 17-123.
- 49 - **C.R.A., 1997** – La superficie et production des agrumes à Rouiba durant l'année 1997-1998. Caisse régionale de l'agriculture de Boumerdes. Bureau local de Rouiba., 1 p.
- 50 - **Calatayud P.A. et Vercambre B., 1996** - Interactions insectes-plantes. Actes des Ve journées du groupe de travail relations insectes-plantes 26-27 octobre 1995, Montpellier, France, 111 p.
- 51 - **Cassin J.P., 1984** – Comportement des variétés dans les différentes régions de la protection. Rev. Fruits, Vol.4 : 263-276.
- 52 - **Chaboussou F., 1975** - Les facteurs culturaux dans la résistance des agrumes vis-à-vis de leurs ravageurs. St. Zool. Inst. Nat. Rech. Agron., Bordeaux, 39 p.
- 53 - **Chafaa Smail, Mimeche Fateh, and Chenchouni Haroun, 2019** - Diversity of insects associated with olive (Oleaceae) groves across a dryland climate gradient in Algeria. The Canadian Entomologist. 151 : 629–647.

- 54 - Chafaa Smail., Mohamed Biche., Haroun Chenchouni., Mahdi Sellami & Abdelkrim Si Bachir., 2013** - Effet du climat et de l'exposition sur la dynamique des populations de la cochenille violette, *Parlatoria oleae* Colvée (Hemiptera : Diaspididae), en conditions arides. Annales de la Société entomologique de France, Vol.49 : 291–297.
- 55 - Chapot H. et Delucchi V.L., 1964** – Maladies, troubles et ravageurs des agrumes au Maroc. Ed. I.N.R.A. Rabat, 339 p.
- 56 - Chekkal H., 2016** - Rôle de *Comperiella bifasciata* Howard, 1906 (Hym : Encyrtidae) dans la limitation des populations du Pou de Californie, *Aonidiella aurantii* (Hom : Diaspididae) sur citronnier a Rouïba. Mém.Ing. Ecol. Nat. Sup. Agron., El Harrach (Alger), 86 p.
- 57 - Claps L.E., (1987)** - Características del ciclobiológico de *Cornuaspis beckii* (Newman, 1869) *Insulaspis gloverii* (Packard, 1869) en condiciones de insectario (Insecta: Homoptera: Coccoidea: Diaspididae). Centro de Investigaciones para la Regulacion de Poblaciones de Organismos Nocivos 5 (1-4) : 7-16.
- 58 - Cockerell, T.D.A., 1893** - The distribution of Coccidae. Insect Life, 6 : 99-103.
- 59 - Comstock, J.H., 1881** -Report of the Entomologist. Report of the Commissioner of Agriculture, United States Department of Agriculture, 1880/1881 : 276-349.
- 60 - Comstock, H., 1965.** A revision of the genus *Lepidosaphes* (Homoptera: Diaspididae). Bulletin of the Connecticut Agricultural Experiment Station, 698, pp : 1-147.
- 61 - Council N.R. 2010** - Strategic Planning for the Florida Citrus Industry: Addressing Citrus Greening Disease. National Academies Press, 328 p.
- 62 - De Villiers J.F., 1998** - Citrus mussel scale : *Lepidosaphes beckii* (Newman) [=*Cornuaspis beckii* (Newman)]. 149-153. In: Bedford, E.C.G., Van den Berg, M.A. & De Villiers, E.A. (Eds.), Citrus pests in the Republic of South Africa. Institute for Tropical and Subtropical Crops, Nelspruit : 288
- 63 - Dean H.A., 1975** – Complete Biological Control of *Lepidosaphes beckii* on Texas Citrus with *Aphytis lepidosaphes*. Environmental Entomology, volume 4, n°1: 110-114
- 64 - DeBach P. et Rosen D., 1976** – Twenty new species of *Aphytis* (Hymenoptera : Aphelinidae) with note and new combinations. Ann. Ent. Soc. Amer., 69 : 541-545.
- 65 - Delassus M., Lepigre A. et Pasquier R., 1933** - Les ennemis de la vigne en Algérie et les moyens pratiques de les combattre. Ed. Insectarium du Jardin d'Essai du Hamma, Alger, T.I, 234 p.
- 66 - Djeddai R., 2017** - Ecologie de *Comperiella bifasciata* (Hym: Encyrtidae) et *Aphytis melinus* (Hym : Aphelinidae) dans les populations du Pou de Californie *Aonidella aurantii* (Hom: Diaspididae) dans un verger de citronnier à Rouïba. Mém. Ing. Ecol. Nat. Sup.Agron, El Harrach (Alger), 143 p
- 67 - Doumandji – Mitiche B. et Doumangji S., 1988** – La lutte biologique contre les déprédateurs des cultures. Ed. Off. Pub. Univ., Alger, 71 p.
- 68 - Dreux P., 1980** - Précis d'écologie. Ed. Presse Univ. France, Paris, coll. „Le biologiste“, 231 p.
- 69 - Dridi B. et Zemmouri S., 2012** - Fonctions de pédo-transfert pour les vertisols de la plaine de la Mitidja (Algérie) : recherche de paramètres les plus pertinents pour la rétention en eau.
- 70 - Drouiche A., Nezzal F. et Djema M., 2019** - Variabilité interannuelle des précipitations dans la plaine de la Mitidja en Algérie du Nord. Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science, 32(2) : 165–177.
- 71 - Duchaufour P., 1976** - Atlas écologique des sols du monde. Ed. Masson, Paris, 178 p.

- 72 - **El-Amir SM., Abou-Setta MM., Abd El-Ghaffar MM., Ibrahim IL. et Mahmoud GH., 2012** – Abundance and generation determination of *Lepidosaphes beckii* (Hemiptera: Diaspididae) on sour orange at Qalubya Governorate. Egypt. cad. J. Biolog. Sci., 5(3) : 79 -879p
- 73 - **El-Faïz M., 1995** - L'agronomie de la Mésopotamie antique. Analyse du "Livre de l'Agriculture nabatéenne" de Qûdâmâ. Leyden, E. J. Brill. (Studies in the history of the ancient Near East, vol. 5). An essential book to understand the scope of the work, 332 p
- 74 - **Fabres G., 1974** – Contribution à l'étude d'*Aphytis cochereauiei* d'*Aphytis lepidosaphes* (Hym. Aphelinidae) parasite de *Lepidosaphes beckii* (Hom.Diaspididae) en Nouvelle-Calédonie. Ann. Soc. Ent. Fr (2) : 371-379
- 75 - **Fabres G., 1975** – Intervention du parasite *Aphytis cochereauiei* (Hym : Aphelinidae) lors d'une pullulation de son hôte *Lepidosaphes beckii* (Hom : Diaspididae) en Nouvelle-Calédonie. Entomophaga 20, 1 : 81-92
- 76 - **Fabres G., 1979** – Analyse structurelle et fonctionnelle de la biocénose d'un homoptère (*Lepidosaphes beckii*, How. Diaspididae) dans deux habitats agrumicoles de la Nouvelle-Calédonie, Ed. ORSTOM., Paris, 222 p.
- 77 - **Fabres G., 1981** - Analyse structurelle et fonctionnelle comparative de la biocénose d'un homoptère (*Lepidosaphes beckii*, Diaspididae) dans deux types d'habitat agrumicole de la nouvelle Calédonie. Cah., ORSTOM, Sér., Biot., 44 p : 43-47.
- 78 - **Fadamiro H.Y., Xiao Y., Hargroder T., Nesbitt M., Umeh V. and Childers C.C., 2008** - Seasonal Occurrence of Key Arthropod Pests and Associated Natural Enemies in Alabama Satsuma Citrus. Environmental Entomology 37(2) : 555-567.
- 79 - **FAO, 2004** - L'eau, l'agriculture et l'alimentation. Une contribution au rapport mondial sur la mise en valeur des ressources en eau. Archives de documents de la FAO.
- 80 - **FAO, 2006** - Citrus Fruit fresh and processed. CCP.CI/ST/2006, FAO. 47 p.
- 81 - **FAO, 2012** - FAOSTAT.fao.org
- 82 - **FAO, 2018** -- Citrus Fruit Fresh and Processed Annual Statistics. FAO Regional Statistical yearbooks. Ed. food and agriculture organization of the United Nations, Rome.
- 84 - **FAO, 2020** - Citrus fruits statistics 2020. Ed. food and agriculture organization of the United Nations, Rome, pp : 1-47.
- 85 - **Faostat., 2010.2014** - Food and Agriculture Organization of the United Nations. In: <http://faostat.fao.org/> (ed). <http://faostat.fao.org/>
- 86 - **Faostat., 2020** - <http://faostat3.fao.org/>
- 87 - **Faurie C., Ferra Ch. et Medori P., 1980** - Ecologie. Ed. Baillière, Paris, 168 p.
- 88 - **Fawcett H.S et Bitancourt A.A., 1943** - Comparative symptomatology of psorosis varieties on citrus in California. Phytopathology 33 : 837-864
- 89 - **Ferrière C.H., 1965** - Hymenoptera – Aphelinidae d'Europe et du bassin méditerranéen. Ed. Masson et Cie., Paris, 203 p.
- 90 - **Foldi I., 2003** - les cochenilles 2ème partie, Insectes 130 : 27-30.
- 91 - **Garcia M.F., 1973** – Contribution à l'étude biologique de *Parlatoria olea* Colvée (Hom. Coccoidea – Diaspididae). INA, Buenos. Aires, Rep. Argentine, série 5, vol., X, n°1, 550 p.
- 92 - **Gautier M., 1987** – La culture fruitière.V 1, L'arbre fruitier, Technique et Documentation Lavoisier. Paris, 492 p.
- 93 - **Gherbi R., 2010** - Impact du complexe coccinelles - coccidiphages parasites hyménoptères dans des peuplements de cochenilles diaspiques (Homoptera ; Diaspididae) sur agrumes à Rouiba. Mém. Magist., Ecol. Nat. Sup. Agro., El-Harrach, 87 p.

- 94 - Gifruits, 2012 - Données sur le secteur des agrumes en Tunisie. <http://www.gifruit.nat.tn/>
- 95 - Guedada F., 2016 - Ecologie du Pou de Californie, *Aonidiella aurantii* (Hom : Diaspididae) sur citronnier dans la région de Rouïba. Mém. Magist. Ecol. Nat. Sup. Agron., El Harrach (Alger), 104 p.
- 96 - Habib A., Salama H. S. and Amin A. H., 1971 - Population Studies on Scale Insects Infesting Citrus Trees in Egypt. Zeitschrift für Angewandte Entomologie, 69: 318–330.
- 97 - Haddar L., 2002 - Eléments d'écologie du Pou noir, *Parlatoria ziziphi* (Homoptera : Diaspididae) sur Clémentinier dans la région de Boufarik. Mem. Ing. Agron., Inst. Nat. Agron., El Harrach (Alger), 66 p.
- 98 - Hafez M. et Salama H.S., 1970 - Biology of the citrus purple scale *Lepidosaphes beckii* Newm. in Egypt (Hemiptera-Homoptera : Coccoidea). Bull. Soc. Entomol. d'Egypte, 53 : 517-532.
- 99 - Hafez M.B., El-Minshawy.A.M. et Donia A.R., 1987 – Parasitic efficiency of some hymenopterous *Aphytis* sp on the purple scale insect *Lepidosaphes beckii* Newm J Appl. Entom. 103 (2) : 135-138.
- 100 - Hodgson C.J., 1994 - The Scale Insect Family Coccidae : an Identification Manual to Genera. London, CAB International Institute of Entomology, Wallingford, Oxon OX10 8DE, UK, 639 p
- 101 - INRA., 2019 – Relevés météorologiques de l'année 2017 et 2018. Institut Nationale de la Recherche Agronomique. Baraki, Alger.
- 102 - ITAF., 2010 - http://www.itafov.dz/Espece_Agrumes.php.
- 103 - Jacquemond, C., Curk, F. and Heuzet, M. 2013 - Les clémentiniers et autres petits agrumes Quae., Versailles: Quae. phytogénétiques, Rome, Italie., 17 p.
- 104 - Jafjaf A., 1978 – Etude de populations de la cochenille virgule, *Lepidosaphes beckii* Newman (Hom, Diaspididae) sur Hamelin et leurs parasites à Boufarik (Mitidja). Mém. Ing. Agro., Ecol. Nat. Sup. Agro., El Harrach, 60 p.
- 105 - Katsoyannos P., 1996 - Integrated Insect Pest Management for Citrus in Northern Mediterranean Countries. Benaki Phytopathological Institute, Athens (GR).
- 106 - Khalil A. A., Draz Gamil., El-Saadany B., Mohamed A., Mansour Abdel-Fattah., Hashem G. et Adnan A.E. Darwish., 2011 - Ecological studies on the purple scale insect, *Lepidosaphes beckii* (Hemiptera: Diaspididae) on Navel orange trees at Elbehaira governorate, Egypt in 2009 and 2010 seasons. J. Agric. & Env. Sci. Dam., Univ., Egypt Vol.10,
- 107 - Khan, I.A. et Kender, W.J. 2007 - Citrus breeding. In: Khan IA. Ed. Citrus genetics, breeding, and biotechnology. Wallingford, UK: CAB International : 1-8.
- 108 - Khoudour A., 1988 – Dynamique des populations de *Lepidosaphes beckii* (Homoptera, Diaspididae) dans un verger de clémentinier à Chebli. Mém. Ing. Agron., Ecol. Nat. Sup. Agron. El – Harrach, Alger, 60 p.
- 109 - Kihal N., 1992 - Etude bioécologique d'*Aonidiella aurantii* Mask (Hom. Diaspididae) sur clémentinier à l'I.T.F.V. de Boufarik et sa relation avec son parasite externe *Aphytis schrysomphali* M. (Hym., Aphelinidae). Mém. Ing. Agron. Inst. Nat. Ens. Sup. Univ. Blida (Algérie), 60 p.
- 110 - Kondo T., Gullan P.J., Williams D.J., 2008 - Coccidology: The study of scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea). Revista Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 9 : 55–61.
- 111 - Koszarab M., 1990 - Economic importance. Chap. 3.1. Armored scale insects as pests their biology, natural enemies and control. In: D. Rosen (Ed: Word Crop Pests), vol. 4B, Elsevier, Amsterdam: 311-312.

- 112 - **Kosztarab M., 1996** - Scale insects of Northeastern North America. Identification, biology, and distribution. Virginia Museum of Natural History, Martinsburg, Virginia, 650 p.
- 113 - **Kreiter P., Marro J. P. & Dijoux L., 1998** - Le monde mystérieux des Cochenilles. Bulletin de la Société Linnéenne de Lyon, 67: 201–206. <https://doi.org/10.3406/linly.1998.11236>.
- 114 - **Lacordaire. A.I., Piron. M., Germain. J.F., 2006** - Présentation des principales espèces de cochenilles rencontrées dans les serres tropicales et espaces verts ainsi que les auxiliaires spécifiques et transposables aux plantes d'intérieur. 1ère Conférence Internationale sur l'Entretien des Espaces Verts, Jardins, Gazons, Forêts, Zones Aquatiques et Autres Zones Non Agricoles. Avignon -11 et 12 octobre 2006, 456-465
- 115 - **Ladaniya, 2008** - Citrus Fruit: Biology, Technology and Evaluation. Elsevier Inc., Atlanta, USA, 1-10. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-012374130-1.50003-6>
- 116 - **Lasnami H., 1993** - Contribution à l'étude Bio-écologique de *Parlatoria ziziphi* Lucas (Hom. Diaspididae) sur clémentinier dans la région de Boufarik et sa relation avec son parasite interne *Aspidiotiphagus citrinus* Craw (Hym. Aphelinidae). Mém. Ing. Agron. Inst. Nat. Ens. Sup. Univ. Blida (Algérie), 80 p.
- 116 - **Loussert.R., 1985** - les agrumes. Paris, France, J.B. Bailliere. 136 p.
- 117 - **Loussert R., 1987** - Les agrumes Arboriculture. Ed. Lavoisier, Paris, Vol.n°1, 113 p.
- 118 - **Loussert R., 1989** – Les agrumes. Production. Ed. Lavoisier, Paris, Vol.n°2, 157 p.
- 119 - **Luro, F. Laigret, J.M. Bové, 2013** - Application of Random Amplified Polymorphic DNA (R.A.P. D) to Citrus Genetics and Taxonomy, Proc. Int. Soc. Citriculture (1992): 225–228.
- 120 - **M^{ac} Arthur R.H. et Wilson E.O., 1967** - The Theory of Island Biogeography, Princeton University Press, Princeton (New Jersey), 203 p
- 121 - **MADR., 2019** - Ministère de l'agriculture et du développement rural. Recensement général de l'agriculture 2019 : rapport général des résultats définitifs. Direction des statistiques agricoles et des systèmes d'information, 125 p.
- 122 - **Malais M.H., Ravensberg W.J., 2003** – Knowing and recognizing. The biology of glasshouse pests and their natural enemies. Reed Business Information. Netherlands, 288 p.
- 123 - **Malumphy, C., Halstead, A.J. & Salisbury, A., 2012** - First Incursion of Chinese Mussel Scale *Lepidosaphes chinensis* (Hemiptera: Diaspididae) in Europe, With a Review of *Lepidosaphes* Species Found in Britain. British Journal of Entomology and Natural History 25 : 1943.1943
- 124 - **Marchal P., 1909** - Contribution à l'étude des coccidés de l'Afrique occidentale. Mémoires de la Société Zoologique de France, 22 : 165-182.
- 125 - **Martínez-Ferrer M. T., 2014** - La gestion des coccidés et des pucerons dans les programmes de lutte intégrée contre les ravageurs dans les agrumes. Phytoma, Espagne, 31 p
- 126 - **Maxwell-Lefroy, H., 1902** – Scale insects of the West Indies. West Indian Bulletin 3: 295-319
- 127 - **Mayrolin G. M., Denno B., Barbara D.D., Douglass R.M., Gary L.M., Yair B and Nte B.H., 2016** - ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics.
- 128 - **Merazi N., 2010** - Rôle des parasites dans la régulation des populations de cochenilles sur leurs hôtes. Mem. Ing. Agron., Ecol. Nat. Sup. Agron. El-Harrach, Alger, 60 p
- 129 - **Meziane H., Dahmane A., 1989** - « Etude bibliographique sur la bio-écologie du pou noir de l'oranger *Parlatoria ziziphi* Lucas (Hom.Diaspididae) et inventaire de ses ennemis naturels », Dip. Etud. Sup. Biol., USTHB, Alger, 52 p
- 130 - **Meziane M., 2007** - Etude éco-physiologique des interactions entre la cochenille noire de l'oranger *Parlatoria ziziphi* Lucas 1893 (Homoptera, Diaspididae) et sa plante hôte : le clémentinier (*Citrus clementina*) dans la région de la Mitidja. Mem. Ing. Agron., Univ. Blida, 92 p.

- 131 - **Miller D.R et Davidson JA., 1990** - A list of the armored scale insect pests. Chap. 3.1. Armored scale insects as pests. In: D. Rosen (Ed.). Armored scale insects: their biology, natural enemies and control. Word Crop Pests, vol. 4B, Elsevier, Amsterdam : 299-306.
- 132 - **Miller D.R., Davidson J. A., 2005** -Armoured Scale Insect Pests of Trees and Shrubs“, Cornell Univ. Press. Ithaca, New York, (2005) : 442 p
- 133 - **Miller D.R., Miller G.L., Watson G.W., 2002** - Invasive species of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) and their threat to U.S. agriculture. Proceeding of the Entomological Society of Washington, 104 : 825–836.
- 134 - **Mostefaoui H., Benfekih L., Petit. D.P. et Saladi G., 2019** – Diversité et distribution des communautés de prédateurs au niveau des vergers d’agrumes dans la Mitidja centrale (Algérie). Annales de l’Institut National Agronomique de Tunisie, 93(1) : 3-24.
- 135 - **Mouas B., 1987** – Bioécologie de la cochenille virgule *Lepidosaphes beckii Newman* (coccidae, Diaspididae) dans un verger de clémentinier *Citrus reticulata* dans le domaine Chaoui Mabrouk (Annaba). Mém. Ing. Agron., Ecol. Nat. Sup. Agron., El-Harrach, 76 p.
- 136 - **Mutin G., 1969** – L’Algérie et ses agrumes In Revue et géographie de Lyon. Vol. 44 n°1 : 5-36.
- 137 - **Mutin G., 1977** – La Mitidja décolonisation et espèces géographiques. Ed. OPU, Alger, 607 p.
- 138 - **Nadir M., 1965** - Contribution à la détermination d'une fumure rationnelle des agrumes par l'analyse foliaire. Al Awamia, 16 : 128-147.
- 139 - **Nath, K., 1972** - Studies on the citrus inhabiting coccids (Coccoidea: Hemiptera) of Darjeeling District, West Bengal. Bulletin of Entomology 13 : 1-10.
- 140 - **Nebri R., 1994** – Bioécologie de quelques espèce de cochenilles particulièrement *Aonidiella aurantii* Maskell sur agrume en Mitidja. Mém. Magist. INA., El Harrach, 71 p.
- 141 - **Omr M. Abdel Wanees, Mesbah H.A., Moursi K.S., El-Sayed N.A. (2014)**. Dynamical fluctuating occurrence of *Lepidosaphes beckii* (Newman) on Navel Orange at El Beheira Governorate, Egypt. Journal of Entomology and Zoology Studies, 2(1), 17-22.
- Ouzzani T., 1984** - Approche bioécologique du Pou noir de l’oranger *Parlatoria ziziphi* Lucas (Homoptèra ; Diaspididae) dans la Mitidja. Mém. Ing., Inst. Nat. Agron., El– Harrach, 72 p.
- 142 - **PAC, 2006** - Maitrise de l’urbanisation et de l’artificialisation des sols. Projet d’aménagement. Rapport : Etude prospective de l’urbanisation phase 2.
- 143 - **Pellizzari G., Germain G.F., 2010** - Scales (Hemiptera, SuperfamilyCoccoidea). Chap. 9, 37 p
- 144 - **Praloran J.C., 1971** – Les agrumes, techniques agricoles et productions tropicale. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris, 561 p.
- 145 - **Quilici S., 2003** - Analyse du Risque Phytosanitaire AGR-a2 : *Brevipalpus californicus*, *Brevipalpus phoenicis*, *Brevipalpus obovatus*. CIRAD – Août 2003.
- 146 - **Quilici S., CIRAD., 2003** - Analyse du Risque Phytosanitaire (ARP). *P.ziziphi*.AGR. <http://e-phy.agriculture.gouv.fr>.
- 147 - **Rahman M.M et Nito N., 1994** - Phylogenetic relationships in the kumquat (*Fortunella*) as revealed by isozyme analysis. Scientia Horticulturae 57 : 17-28
- 148 - **Ramade F., 1984** – Eléments d’écologie. Ecologie fondamentale. Ecol. Mac. Graw-Hill, Paris, 477 p.
- 149 - **Ramzi M., Kaouthar G., Pompeo S., Gaetana M.and Agatino R., 2017** - Key Scale Insects (Hemiptera: Coccoidea) of High Economic Importance in a Mediterranean Area: Host Plants, Bio-Ecological Characteristics, Natural Enemies and Pest Management Strategies.
- 150 - **Rebour H., 1950** – Les agrumes en Afrique du Nord. Union des Syndicats de Producteurs d’Agrumes, 477 p.

- 151 - **Riba et Silvy., 1987** - Combattre les ravageurs des cultures, Enjeux et perspectives. Ed INRA, France 210 p.
- 152 - **Riley, C.V. & Howard, L.O., 1893** - Leeward Island Coccidae. *Insect Life*, 6 : 50-51
- 153 - **Rodrigo E. Garcia- et Mari, F., 1990** – Comparacion del ciclo biologico de los diaspinos *Parlatoria pergandii*, *Aonidiella aurantii* y *Lepidosaphes beckii* (Homoptera, Diaspididae) en citricos. (In Spanish; Summary In English). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas* 16(1): 25-35.
- 154 - **Rosen D. et Debach P., 1979** – Species of *Aphytis* of the world (Hymenoptera: Aphelinidae). Ed. The HAGUE-Bosten, London, 801 p.
- 155 - **Sadallah A., 2015** - Effet de teneur chimique des feuilles du clémentinier sur la dynamique des populations de *Parlatoria ziziphi* (Homoptera : Diaspididae) dans la région de Boufarik. *Mém. Ing. Ecol. Nat. Sup. Agr, El Harrach (Alger)*, 90 p.
- 156 - **Saharaoui L. et Hemptinne J.L., 2009** – Dynamique des communautés des cochenilles (Coleoptera : Coccinellidae) sur agrumes et interactions avec leurs proies dans la région de Rouiba (Mitidja orientale) Algérie. *Ann. Soc. Entomol. Fr.*, 45 (2) : 245-259.
- 157 - **Saïghi H., 1998** - Biosystématique des cochenilles Diaspines des plantes du jardin d'essai du Hamma et du parc de l'institut national agronomique d'El-Harrach. *Mem. Magist. Ecol. Nat. Sup. Agron., Alger*, 304 p.
- 158 - **Saighi H., Doumandji S. et Biche M., 2005** - Les cochenilles diaspines du Jardin d'Essai du Hamma (Alger) et leurs ennemis naturels (Hemiptera, Diaspididae). *Bull. Soc. Entomol. Fr.*, 110 (4-5) : 429-928.
- 159 - **Schvester D., 1959.** – Analyse des facteurs de fluctuation des populations chez *Ruguloscotus rugulosus*. Réunion annuelle des zoologistes, CNRA. Versailles, multigr. Sciences, Berkeley, California
- 160 - **Sforza R., 2008** - Les cochenilles sur la vigne in *Ravageurs de la vigne*, Edition Féret : 389 p.
- 161 - **Smirnoff W., 1960** – *Lepidosaphes beckii*, Newm. Parasite des agrumes au Maroc, avec description d'une méthode d'étude des cochenilles de la famille des Diaspididae. *Les Cahiers de la Recherche Agronomique, Maroc*, 10 : 37-68.
- 162 - **Stathas G.J., Skouras P.J., et Kontodimas D.C., 2015** - Data on ecology of the purple scale *Lepidosaphes beckii* (Newman) on citrus in Greece. *EPPO Bulletin*, 45 : 128–132.
- 163 - **Stone BC., 1985** - New and noteworthy paleotropical species of Rutaceae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 137 : 213-228.
- 164 - **Swingle W., 1915** - A new genus, *Fortunella*, comprising four species of kumquat oranges. *J. Washington Academy of Sciences* 5 : 165-176.
- 165 - **Swingle WT., Reece T., 1967** - The botany of citrus and its wild relatives. The citrus industry, University of California ed Reuther W, Webber HJ & Bachelor LD: Riverside, California 1:190-430.
- 166 - **Tabet O., 2017** - Incidence parasitaire de *Comperiella bifasciata* (Hym : Encyrtidae) et de *Aphytis melinus* (Hym : Aphelinidae) sur les populations du Pou de Californie *Aonidiella aurantii* (Hom : Diaspididae) dans un verger d'oranger à Rouiba. *Mem. Ing. Agron., Ecol. Nat. Sup. Agron. El-Harrach, Alger*, 85 p.
- 167 - **Takagi, S., 1975** - Coccoidea collected by the Hokkaido University expedition to Nepal, Himalaya, 1968 (Homoptera). *Insecta Matsumurana (New Series)* 6: 1-33.
- 168 - **Takarli F., 2012** - Eco éthologie de la cochenille noire *Parlatoria ziziphi* Lucas (Homoptera) sur le clémentinier de la Mitidja. *Mem. Magist. Univ. Saad dahlab. Blida*, 127 p.
- 169 - UNCTAD - Conférence des Nations unies sur le commerce et le développement.
- 170 - UNCTAD, 2013 - Agricultural products-Citrus. <http://www.unctad.info/en/Infocomm/>

- 171 - Villanueva R., Rodrigues J. et Childers C., 2005 – Larval *Cryptothelea gloverii* (Lepidoptera : Psycidae), an arthropod predator and herbivore on Florida citrus Experimental and Applied Acarology, Volume 36, n°1: 83-92
- 172 - Waterhouse D.F. et Sands D.P.A., 2001 – Classical biological control of arthropods in Australia, Ed. ACIAR., 560 p.
- 173 - Williams D.J., Watson G.W., 1988a - The Scale Insects of the Tropical South Pacific Region, Part 1: The Armoured Scales. London, CAB International Institute of Entomology, Wallingford, 257 p.
- 174 - Williams D.J., Watson G.W., 1988b - The Scale Insects of the Tropical South Pacific Region, Part 2: The Mealybugs (Pseudococcidae). London, CAB International Institute of Entomology, Wallingford, 257 p.
- 175 - Winters H., 1976 - *Microcitrus papuana*, a new species from Papua New Guinea (Rutaceae). *Baileya* 20 : 19-24
- 176 - Younsi M., 1990 – Amélioration variétales : Sélection nucellaire de *Valencia late* (*Citrus sinensis* L. Osbeck). Mem. Mast., Inst. Nat. Enseig. Sup., Blida, 63 p.
- 177 - Zaabta I et Boukhobza L., 2013 - Contribution à l'étude de la dynamique des populations de *Lepidosaphes beckii* N. (Homoptera : Diaspididae) et sa relation avec les parasites hyménoptères (Hym : Aphelinidae) dans un verger d'oranger à Rouiba. Mém. Ing., Inst. Nat. Agro., El – Harrach, 125 p.
- 178 - Zaabta I., Boukhobza L., Mimeche F. and Biche M., 2020 - Rôle of *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955 (Hymenoptera : Aphelinidae) in limiting *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations in an orange orchard in Rouiba (Algeria) *Biodiversity Journal*, 2020, 11 (1) : 35 - 40.
- 179 - Zekri F., 1993 - Etude bioécologique du Pou noir d'oranger *Parlatoria ziziphi* Lucas (Hom.Diaspididae) dans la région de Boufarik. Mem. Ing. Agron., Inst. Nat. Enseig. Sup., Blida, 141 p.
- 180 - Zellat N., 1989 – Entomofaune dans un verger d'agrumes à Mohammadia (Mascara), *Parlatoria ziziphi* Lucas (Homoptera, Diaspididae), *Aleurothrixus floccosus* Maskell (Homoptera, Aleyrodidae) et *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera, Trypetidae). Mem. Ing. Agron., Ecol. Nat. Sup. Agron. (ex INA) El-Harrach, Alger., 120 p.
- 181 - Zuniga S.E., 1971 – Biología de la conchuela morada, *Lepidosaphes beckii* (Newm.) en trea areas citricolas de Chile (Homoptera : Diaspididae). *Revista Peruanade Entomología* 14 : 285-290. In *Annales du 1^{er} Congres Latino-américain d'Entomologia, Cusco-Perù-12-18 Abril 1971.*

Annexe

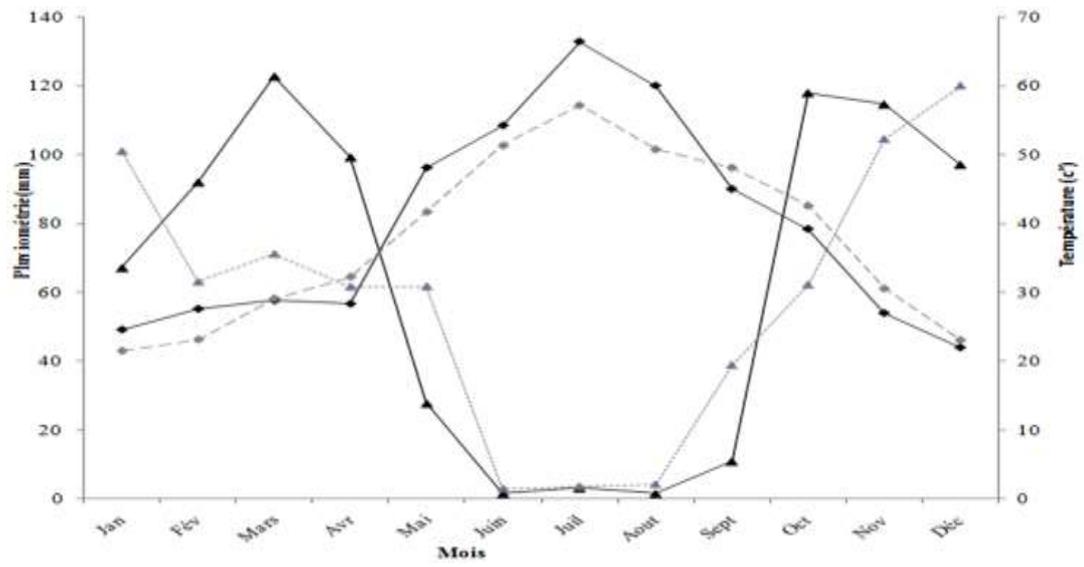


Figure 20 : Diagramme pluiothermique de Bagnouls et Gausson relatif à la région de la Mitidja (période 2000-2010).

Publications

Publication 1

Role of *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955 (Hymenoptera Aphelinidae) in limiting *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations in an orange orchard in Rouiba (Algeria)

Insaf Zaabta¹, Lalia Boukhobza¹, Fateh Mimeche^{2*} & Mohamed Biche¹

¹National Superior School of Agronomy 16200 El Harrach Algiers, Algeria

²Department of Agricultural Sciences, University of M'Sila, BP 166 Echbilia, 28000 M'Sila, Algeria

*Corresponding author, email: mimechefateh@gmail.com

ABSTRACT

This work highlights the study of *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) (Homoptera Diaspididae) population dynamics as well as the impact of its external parasite *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955 (Hymenoptera Aphelinidae) in an orange orchard in Rouiba (Algeria). A year period study shows that *L. beckii* has three generations per year: the first is the autumnal generation; the second is through the spring and the third throughout summer. Moreover, this cochineal presents a very strong affinity for the central part of the trees and the lower side of the tree leaves which offers optimal conditions for its development. *Aphytis lepidosaphes* also develops three generations per year: in autumn, spring and summer, matching perfectly the three generations of its host. The parasite can be found where its host is abundant (plentiful). The global parasitism rate records is 22.54% for *L. beckii*, this rate remains weak to control the cochineal populations.

KEY WORDS

Aphytis lepidosaphes; *Citrus*; *Lepidosaphes beckii*; Parasitic incidence; Parasitoid.

Received 24.09.2019; accepted 15.02.2020; published online 25.02.2020

INTRODUCTION

The Insecta belongs to the Coccoidea superfamily, which is divided into 23 families and 7700 species (Sforza, 2008) distributed throughout the world and more particularly in the southern hemisphere. These species are not all crop pests. Some are used in the daily life of humans and considered useful insects (Kreiter et al., 1998). However, three families cause major economic damage in the world: Coccidae, formerly known as lecanines, Pseudococcidae or mealybugs and Diaspididae or shielded mealybugs or diaspines. *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) (Homoptera Diaspididae)

constitute the most important pest of citrus fruits in Algeria. This insect is also considered a major pest of citrus in South Africa and Spain (Ben-Dov et al., 2014).

Indeed, biological control has very quickly been an effective way to fight mealybugs. It is one of the most effective given the sedentary nature of these pests (Foldi, 2003). In many geographical areas, the ectoparasitoid *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955 (Hymenoptera Aphelinidae) is reported as the most effective, natural enemy of *L. beckii*. In Florida, the parasitoid effectively controls cochineal populations at a parasitism rate of 50% (Stathas et al., 2015). The number of females in the parasite usu-

ally exceeds that of males (Waterhouse & Sands, 2001).

The study of this parasite allows us to have the opportunity to fight against this pest in order to improve yields and ensure a place among citrus producing countries.

MATERIAL AND METHODS

The study is conducted on a private farm in the Rouiba region (36°44'00" N and 3°17'00" E). This region is located East of Mitidja 25 km from Algiers and 7 km from the Mediterranean Sea. This experiment started at the beginning of November 2014 and ended in August 2015.

The study orchard has an area of 1.5 ha consisting of 425 orange trees of Washingtonia variety navel planted in 1990. The procedure requires regular sampling over time. The method used is inspired by the work of Vasseur & Schvester (1957). It consists of choosing 2 trees from which are taken 1 branch of 20 cm long and 2 leaves from each cardinal direction (North, South, East and West) and in the center of the tree. Then, these samples are placed differently in kraft paper bags on which all coordinates are mentioned (date, direction, etc.).

The twigs and leaves harvested are carefully examined under a binocular loupe. The different biological states of the mealybug are quantified and recorded on cards bearing the date of the release and the direction of sampling. For each stage we quantify the total number of live, dead and parasitized *L. beckii* individuals in order to assess the state of infestations and the evolution of its parasite *A. lepidosaphes* over time.

RESULTS AND DISCUSSION

Overall evolution

An overall examination of the fluctuations of the mealybug populations reveals the presence of three periods of intense activity: an autumnal period, a spring season and a summer season. The most important peaks are recorded during the spring and summer period. However, there are three very distinct peaks: the first peak at the beginning of January (10.02%), the second during the month of

March (20.53%) and the last during the month of June (27.97 %) (Fig. 1).

The results obtained on the population dynamics of *L. beckii* during the period from 1 November 2014 to 10 August 2015 confirm the existence of three annual generations: an autumn generation, a spring generation and a summer generation. Zuniga (1971) reported three annual generations in northern Chile, two to three generations per year in the central region and only one annual generation in the southern region. On the other hand, in the Eastern Cape in South Africa, De Villiers (1998) reports four generations annually and Smirnoff (1960) found four generations a year in Morocco. The majority of authors agree to count from 2 to 5 generations, this figure varies according to the region's climate conditions chosen for the study and the smallest number of generation is observed in the countries where the rigor of the winter imposes a stoppage of development (Benassy, 1975).

Cardinal distribution

The results of figure 2 shows that the center orientation is most favored by this scale with a percentage of 35.99%. This place seems to be a preferential place for this cochineal. Indeed, according to Fabres (1979), the influence of the thermohygrometric conditions of the shaded habitat on the rate of expansion of the cochineal are very favorable to the cochineal. The East of the tree comes in second place hosting 24.25% of the global population of the cochineal.

The spatial distribution of this species on the tree is closely related to the microclimate created within the tree. Moreover, the species have a marked preference for the center orientation of the tree. This place seems to give it favorable conditions for its optimal development. Moreover, this species shows in a remarkable way the lower face of the leaf.

Distribution according to the plant organ

The results reported in figure 3 show that the cochineal prefers to attach to the leaves and precisely on the underside with 46.32% against 41.17% on the upper face. This place offers cochineal favorable fixation conditions. Indeed, the blade of the leaf is of a very fine texture favoring

the bites of opophagous insects. Avidov & Harpaz (1969) noted that this cochineal prefers trees with thick foliage and settles more on leaves and fruits than on young branches. According to Fabres (1979), for the *L. beckii* scale, the leaves are the organs of choice.

Ecology of *Aphytis lepidosaphes*

We counted 99 eggs of the parasite throughout our study period. At the beginning of our sampling, eggs accounted for 30.16% of the global parasite population during the month of November. From this date, there is a gradual regression of eggs to disappear almost entirely during the winter period. As soon as atmospheric conditions become favorable again, we can see a recovery of the egg-laying, as it already is 3.85% as of February. Subsequently, the number of eggs gradually increases to 22.22% during the month of May and then decreases during the month of June. The oviposition of the parasite is once again taking place in August with 23.91% (Fig. 4). In general, it is very rare to observe the eggs of *A. lepidosaphes*. Benassy (1961) reports that all *Aphytis* Howard, 1900 pierce the host's shield to deposit their eggs. This limitation is probably due to the difficulty of piercing the shield of some mealybugs.

The larvae of *A. lepidosaphes* are represented by young larvae and older larvae. Concerning the fluctuations of the young larvae, we note the presence of three peaks of populations: the first peak in November (44.44%), the second in April (15.07%) and the third in August (26.09%) (Fig. 5). For older larvae, their rate varies between 88.46% and 100% during the month of December to February. Note that this stage represents the wintering stage of the parasitoid. From the beginning of April, there is a new increase of these larvae in the cochineal populations, and they reach their maximum in June with 48.24%. From this date, their number will decrease more and more to reach their lowest rate during the month of August with 2.17% (Fig. 6).

At the beginning of our sampling, nymphs are rarely present in cochineal populations. Indeed, they display only 7.94% during the month of November to disappear then completely the whole winter period. It is only from the month of February that they appear in the populations of its host where they display at this date 7.69% of the global population of

the parasitoid. The highest rate is noted during the month of March with 44.11%. There is then a gradual decrease in numbers of these larvae to reach their lowest level during the month of June. A new evolution is then noticed and a new peak is noted during the month of August with 45.65% (Fig. 7).

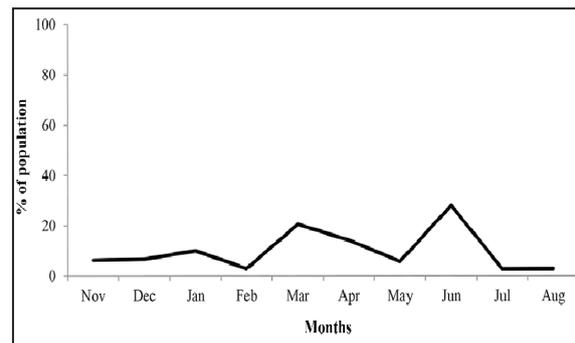


Figure 1. The Overall Fluctuation of *L. beckii* populations on orange trees in the Rouiba region.

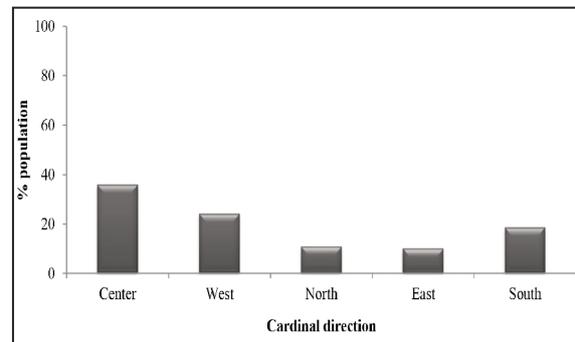


Figure 2. The global Cardinal distribution of *L. beckii* on orange trees in Rouiba region.

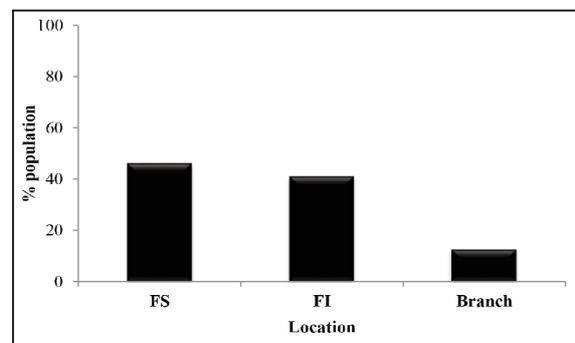


Figure 3. Distribution of the global population of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

Once mature, these adults perforate the mealybug shield and search for their hosts to lay their eggs. It is interesting to note that during our observations we counted up to three parasite individuals on the same host, so this parasite is considered a gregarious ectoparasite. When counting, we did not observe adult *A. lepidosaphes*. The highest percentages are noted during the spring period. Indeed, we note a percentage of 17.54% during the month of March. There is a significant presence thereafter from April to August (Fig. 8).

Parasitic incidence

The overall parasitism rate in *L. beckii* fluctuates throughout the study period and is around 22.54%. However, this parasitism rate remains very low to control populations of *A. lepidosaphes*. The parasitism rate fluctuations recorded in the insect scale population first pass through a first peak

during the month of March with a rate of 33.39% and the second peak in June with a parasitism rate of 28.58% (Fig. 9). Two-way analysis of variance showed that time (months) and orientation had a very highly significant effect on population dynamics and parasite incidence of *L. beckii* ($P = 0.0001 < 0.001$) with 80.2% of variations in dynamics and 92.6% of variations in parasite incidence. Also, two-way analysis of variance showed that time (month) and organ have a very highly significant effect on population dynamics and parasite incidence of *L. beckii* ($P = 0.0001 < 0.001$) with 82.4% of changes in dynamics and 98.4% of variations in parasite incidence. As for the parasite incidence, the results show that the rate of parasitism in *L. beckii* has improved compared to last year (22.54%). *Aphytis lepidosaphes* and *Encarsia* sp. (Hymenoptera Aphelinidae) have together parasitized up to 32% of *L. beckii* (Stathas et al., 2015). The parasite is located much more where the cochineal is in large numbers.

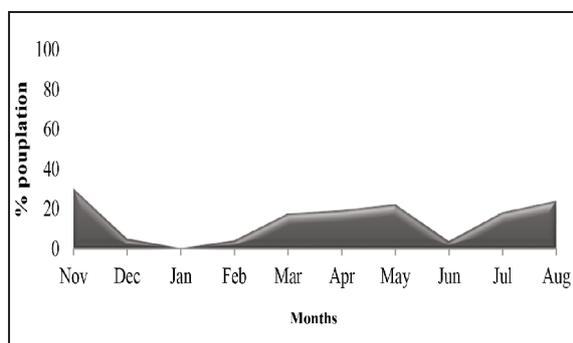


Figure 4. Fluctuation of eggs of *A. lepidosaphes* on *L. beckii* populations on orange trees in Rouiba.

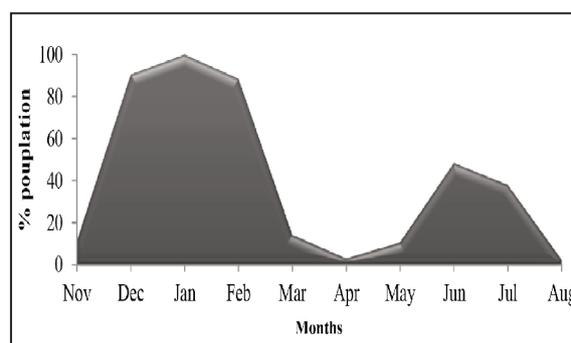


Figure 6. Fluctuation of older larvae of *A. lepidosaphes* in the populations of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

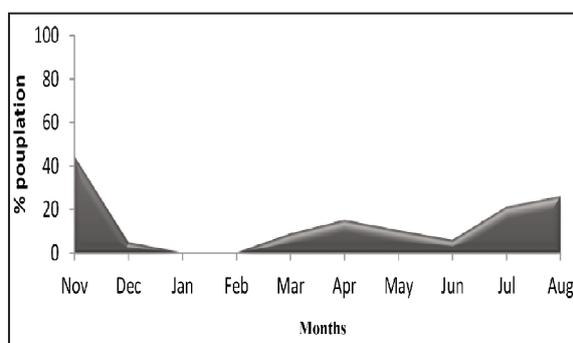


Figure 5. Fluctuation of young larvae of *A. lepidosaphes* in the populations of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

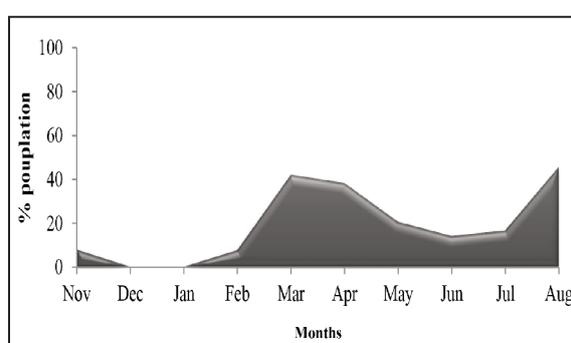


Figure 7. Fluctuation of nymphs of *A. lepidosaphes* in the populations of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

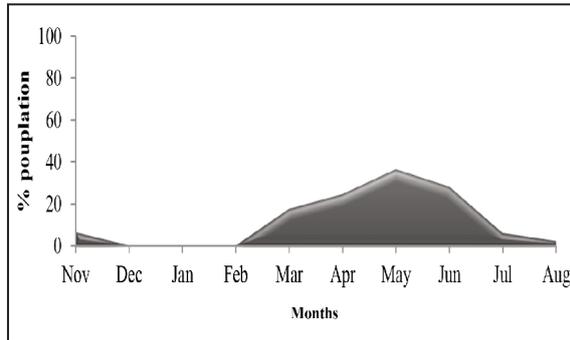


Figure 8. Fluctuation of adults of *A. lepidosaphes* in the populations of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

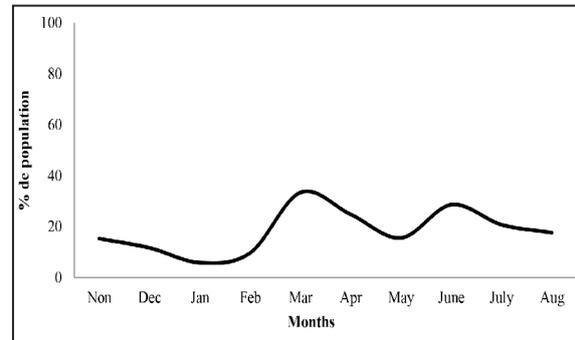


Figure 9. Impact of the global parasitism of *A. lepidosaphes* on the populations of *L. beckii* on orange trees in Rouiba.

The chemical treatments carried out in the orchard certainly contributed to limit the action of these parasites on the populations of the cochineal. Biological control methods should not be considered in isolation, but they have a chance of success in IPM strategies.

CONCLUSIONS

The results of fluctuations of *A. lepidosaphes* show that this parasitoid overwinters in the form of older larvae in the populations of its host where it develops 3 annual generations: an autumn generation, a spring generation and a summer generation. According to Fabres (1979), in New Caledonia, this parasitoid can develop two or three generations on a generation of its host which presents a great advantage in the use of this parasite in biological control. *Aphytis lepidosaphes* shows a preference for female stages although males are also attacked but with a low impact compared to that of females. According to Belguendouz (2014) the parasite is active on all organs and has a marked preference for young females.

REFERENCES

- Avidov Z. & Harpaz I., 1969. Plant Pests of Israel. Israel Universities Press, Jerusalem, 549 pp.
- Belguendouz R., 2014. Relations plantes hôtes -cochenilles diaspiques sur les agrumes en Algérie: cas de *Parlatoria ziziphi* Lucas, 1853 (Homoptera: Diaspididae)». Thèse doctorat. École Nationale Supérieure Agronomique, El-Harrach, Alger, 142 pp.
- Benassy C., 1961. Les sécrétions tégumentaires chez les Coccidés. *Annales de Biologie*, 37: 165–171.
- Benassy C., 1975. Les cochenilles des agrumes dans le bassin méditerranéen. *Annales de l'Institut national agronomique (El Harrach)*, 5: 118–142.
- Ben-Dov Y., Miller D.R. & Gibson G., 2014. Scale Net: a database of the scale insect of the World. Available in: <http://www.sel.barc.usda.gov/scalenet/query.htm> [accessed 2 January 2014].
- De Villiers J.F., 1998. *Citrus mussel scale: Lepidosaphes beckii* (Newman) [= *Cornuaspis beckii* (Newman)]. *Citrus pests in the Republic of South Africa*. Institute for Tropical and Subtropical Crops, Nelspruit, 288 pp.
- Fabres G., 1979. Analyse structurelle et fonctionnelle de la biocénose d'un homoptère (*Lepidosaphes beckii*, How. Diaspididae) dans deux habitats agrumicoles de la Nouvelle-Calédonie. Ed. ORSTOM, Paris, 222 pp.
- Foldi I., 2003. Les cochenilles 2ème partie, *Insectes*, 130: 27–30.
- Kreiter P., Marro J. P. & Dijoux L., 1998. Le monde mystérieux des Cochenilles. *Bulletin de la Société Linéenne de Lyon*, 67: 201–206. <https://doi.org/10.3406/linly.1998.11236>
- Sforza R., 2008. Les cochenilles sur la vigne in *Ravageurs de la vigne*, Edition Féret, 389 pp.
- Smirnoff W., 1960. *Lepidosaphes beckii*, Newm. Parasite des agrumes au Maroc, avec description d'une méthode d'étude des cochenilles de la famille des Diaspididae. *Les Cahiers de la Recherche Agronomique (Maroc)*, 10: 37–68.
- Stathas G.J., Skouras P.J. & Kontodimas D.C., 2015. Data on ecology of the purple scale *Lepidosaphes beckii* (Newman) on citrus in Greece. *EPPO Bulletin*, 45: 128–132. <https://doi.org/10.1111/epp.12184>
- Vasseur A. & Schvester D., 1957. Biologie et écologie du Pou de San Jose (*Quadraspidiotus perniciosus*) en France, *Annales des Epiphyties et de Phylogénétique*, Institut National de Recherche Agronomique, Paris, 65: 5–161.

Waterhouse D.F. & Sands D.P.A., 2001. Classical biological control of arthropods in Australia. ACIAR., 560 pp.

Zuniga S.E., 1971. Biología de la conchuela morada,

Lepidosaphes beckii (Newm.) en trea areas citricolas de Chile (Homoptera: Diaspididae). Revista Peruana de Entomología, 14: 285–290.

Publication 2

Role of hymenopterous parasites Aphelinidae in the regulation of levels of *Lepidosaphes beckii* (Newton, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations on orange trees in Rouiba area (Algeria)

Lalia Boukhobza¹, Insaf Zaabta¹, Rachida Belguendouz², Fateh Mimeche^{3*} & Mohamed Biche¹

¹National Superior School of Agronomy 16200 El Harrach Algiers, Algeria

²Medicinal and Aromatic Plant laboratory. University of Blida & Department of Biotechnology, Univ. Blida 1, (Algeria)

³Department of Agricultural Sciences, University of M'Sila, BP 166 Echbilia, 28000 M'Sila, Algeria.

*Corresponding author, email: mimechefateh@gmail.com

ABSTRACT

This present study put in evidence the dynamics of the populations of *Lepidosaphes beckii* (Newton, 1869) (Homoptera Diaspididae), and the study of the impact of its hymenopterous parasites *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955, *Aphytis chrysomphali* Mercet, 1912, *Aphytis proclia* Walker, 1839 and *Aspidiotiphagus citrinus* (Craw, 1831) on orange tree in the area of Rouiba. This diaspine develops three generations: one in autumn-winter, one in spring and one in summer. This scale insect presents a very marked affinity in the middle of the tree and the inferior faces of the leaves where the suitable conditions for its development seems to be offered. The natural mortality of *L. beckii* is of two types: climatic for young stages and physiological for the adult females. The parasitic incidence is almost the same for the young stages and the adult with respectively 22.24% and 23.89%. The global rate of parasitism is 23.24% insufficient to control its host.

KEY WORDS

Aphytis; *Aspidiotiphagus*; *Citrus*; *Lepidosaphes beckii*; parasitoids.

Received 19.03.2020; accepted 28.09.2020; published online 22.11.2020

INTRODUCTION

The cultivation of citrus fruits is of strategic importance for Algeria where it is a source of fruit supply and opportunities in the international market for citrus products. Among the Citruses, the Orange tree occupies the first place with 69.73%, then the Lemon tree with 6.94%, the Mandarin with 4.73% and the clementine with 1.82%. The citrus orchards are subjected to very high-pressure by several pests,

in particular by the cochineals that appear to be the second pest after the Mediterranean fruit fly (Benassy & Soria, 1964). The diaspines represent 42.37% of all the cochineals and the genus *Lepidosaphes* Shimer, 1868 (Homoptera Diaspididae) is the most dominant with 14% (Belguendouz, 2005). While the cochineals in general, and *Lepidosaphes beckii* (Newton, 1869) in particular, cause important damages on citrus fruits, there are, however, predators and pests very poorly known in Algerian conditions. Our work

presents a contribution to the understanding of the ecology of *L. beckii* on Orange trees in the region of Mitidja, and its relationship with the parasites Hymenopter.

MATERIAL AND METHODS

Our study was carried out on a private farm in Rouiba (36°44'00"N and 3°17'00"E), located to the east of the Mitidja, 25 km from the capital Algiers and 7 km from the Mediterranean Sea. It is delimited to the north by the town of Ain-Taya, to the south by the town of Khemis El Khechna, to the east by the town of Reghaia and to the west by the town of Dar El Beida, over a period from September 2016 to July 2017. The plot is 2 hectares, divided into 9 blocks of 25 trees. Prospecting was done once per 10 days, with a sampling of 2 trees from each block on which we took 1 branch of 20 cm long and 2 leaves (in each cardinal direction as well as in the center of the tree). The collected plant material were brought back to the laboratory where we counted for each stage the total live, dead and parasitized individuals of *Lepidosaphes beckii* in order to assess the condition of the insect infestation and the evolution of its pests in according to the method of Vasseur & Schvester (1957).

Identification technique for identified pests

The identification of Aphelinidae is based on the study of their morphological characters (Ferrière, 1965). The technique consists in organizing the parasites harvested under a binocular loupe between blades and lamellae. The latter fixed by Faure's liquid. In our study, 4 species of parasites were identified on the populations of *L. beckii*: *Aphytis lepidosaphes*, *Aphytis chrysomphali*, *Aphytis proclia*, which are ectoparasites, and *Aspidiotiphagus citrinus*, which is an endoparasite.

RESULTS AND DISCUSSION

Biology of the insect scale

The analysis of the results reported in figure 1 a cross-breeding between larval and adult elements,

which is dictated by the natural life cycle of *L. beckii* where the percentages of these two populations are almost equal until mid-December when the larvae are present with 31.63% of the total number of individuals. Then there is a further progression in mid-January that reaches 76.30%. These are likely from the adult females during autumn. Thereafter, the larval populations will undergo gradual regression and reach their lowest rate by the end of April. A further increase in staffing is then noted for the highest rate in July (81.59%). For adult fluctuations, the adults displayed their highest percentage (68.37%) only at the beginning of December. These females are likely the cause of the larvae observed during the month of November. Thereafter, these adult forms display a second peak (75.33%) in the first then days of May (Fig. 1).

The results indicate an overlap of three annual generations in *L. beckii*: spring, summer and autumn generation. Our results confirm those reported by Biche et al. (2011), Biche et al. (2012), Adda (2010) in the same region of the Orange tree. On the other hand, Meghazi (2010) found 2 generations: fall and spring on the Orange tree in Rouiba. Benassy et al. (1975) reported that the Cochineal develops 2 generations per year in France, 3 in Tunisia, 4 in Naples (Italy), Egypt and Morocco. In Chile, Zuniga (1971) reported three annual generations in the northern region, two to three generations in the central region and only one generation in the southern region. On the other hand, in Eastern Cape in South Africa, De Villiers (1998) reported four annual generations.

The overall study of *L. beckii* shows that the central orientation is affected the most by this

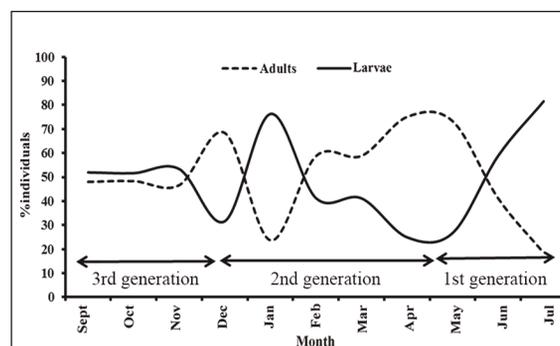


Figure 1. Fluctuation of larval and adult populations of *Lepidosaphes beckii*.

cochineal with 38.36%, followed by the eastern orientation with 22.12% of the total population (Fig. 2). Our results coincide with those obtained by Gherbi (2010) and Meghazi (2010) who worked in the same region. On the other hand, on the clementine trees, Mouas (1987), who worked in Annaba, and Khoudour (1988) in the Chebli region, report that *L. beckii* is found in the northern orientation. The vegetal organ has a very remarkable influence on the abundance of this cochineal, where the leaves contain 91.90% of the total population, mostly on the lower surface (56.31%) than on the upper surface (35.59%) (Fig. 2). This situation provides the cochineal with favorable fixation conditions. Indeed, the leaf blade has a very fine texture, favouring the bites of opophages insects. Our results are consistent with those found by Gherbi (2010). On the other hand, Mouas (1987), Khoudour (1988), Adda (2006) and Adda (2010) note that the highest rate of the living population of *L. beckii* is located in the upper surface of the leaves.

Study of mortality

In view of the results shown in the figure below, we note that overall mortality is significantly higher in larval populations (43.87%) than in adult populations (30.86%). Nevertheless, considerable fluctuations have been recorded throughout the period of study, stretching from September to July (Fig. 3). This mortality is likely related to the structure of the larval shield and the climatic conditions of the winter season where the minimum temperatures displayed 6.2°C in December, 2.3 °C in February and 7.6 °C in March. Instead, the strong rainfall recorded during the month of May was 75 mm, compared to 18 mm in April and 2.55 mm in June. Regarding adult mortality, it is mostly physiological. Indeed, the females after oviposition, die immediately. Mouas (1987), Meghazi (2010), and Gharbi (2010) found that overall adult mortality is quite significant in larvae.

The recorded results show that the overall mortality rate remains very high where the abundance of the cochineal is very pronounced. Nevertheless, the highest mortality rates were recorded at the central and southern orientation of the tree, with 19.78% and 16.84%, respectively, while on leaves is 52.72% (52.72%) (Fig. 4). This

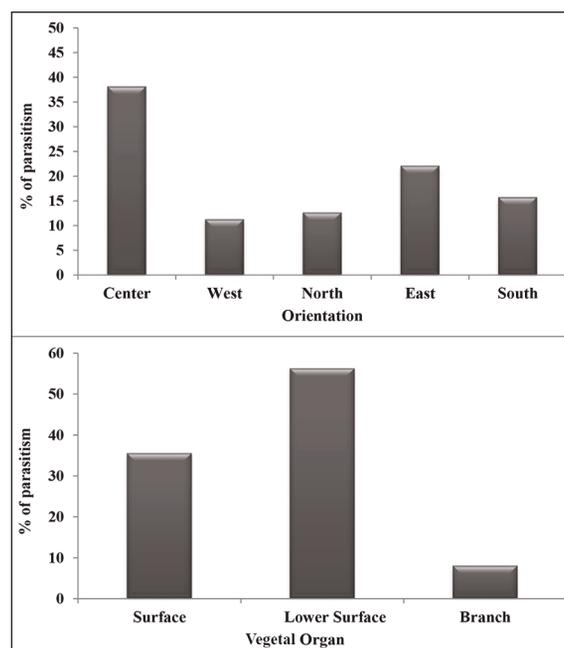


Figure 2. Spatiotemporal distribution of the overall population of *Lepidosaphes beckii*

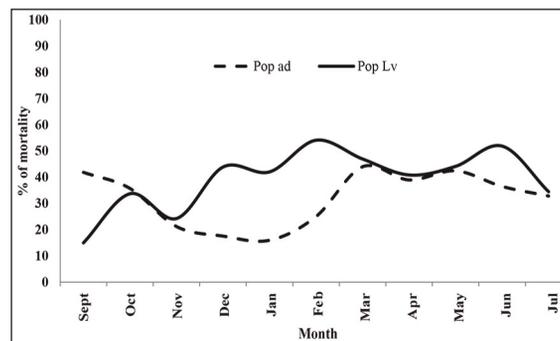


Figure 3. Mortality of *Lepidosaphes beckii* larvae and adults on the orange tree.

result is probably related to the exposure of these leaves to the different climatic hazards during the winter or summer period, namely high temperatures, winds, and hail, as well as the chemical treatments carried out in the orchard.

Inventory of cochineal pests listed on Orange tree at Rouiba

Periodic and random sampling of parasite populations remains an efficient method that allows, in addition to the inventory, to clarify

certain bioecological parameters, on the one hand, and, on the other hand, to assess possibly the entomological role of each species identified for their biological control jobs. The parasite inventory of *L. beckii* highlights 4 species of Hymenoptera Aphelinidae represented by *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955, *Aphytis chrysomphali* Mercet, 1912, *Aphytis proclia* Walker, 1839 and *Aspidiotiphagus citrinus* (Craw, 1831) (Table 1).

Aphytis lepidosaphes is an ectoparasite that develops at the expense of females adult and 2nd stage male larvae.

Aphytis chrysomphali, *Aphytis proclia* are ectoparasites that develop at the expense of 2nd stage male larvae.

Aspidiotiphagus citrinus is an endoparasite that develops at the expense of the larvae of 2nd stage larvae of *P. ziziphi* and of young females (Ferrière, 1965). We found it for the first time on female larvae in Algeria.

Study of the Parasite incidence

The results recorded in the graph below show that the overall rate of all-stage parasitism in *L. beckii* fluctuates throughout the study period. This fluctuation first passes through a first peak during November with a rate of 30.49% and the second peak in April with a rate of 20.64% and reached the highest rate of parasitism during the month of July with 67.62% (Fig. 5). Overall, the parasitism recorded in the populations of *L. beckii* is 23.24%. This rate is similar to that reported by Meghazi (2010) who worked in the same region of the Orange tree (20.45%). On the other hand, compared to the work of Adda (2006), the parasitic incidence was higher, as the author noted 4.01% adult parasitism. This is likely due to the declining chemical treatments carried out in the study orchard.

The fluctuation of parasitism goes through two main periods: autumn-winter and spring-summer. During the first period, rates varied between 53.81% (September) and 25.58% (December), due to the availability of host larvae for parasites during this period. Thereafter, Parasitism considerably decreases to vary between 13.78% (January) and 11.03% (February). This decrease is likely related to pesticide application in the study orchard. There was not parasitic activity in the

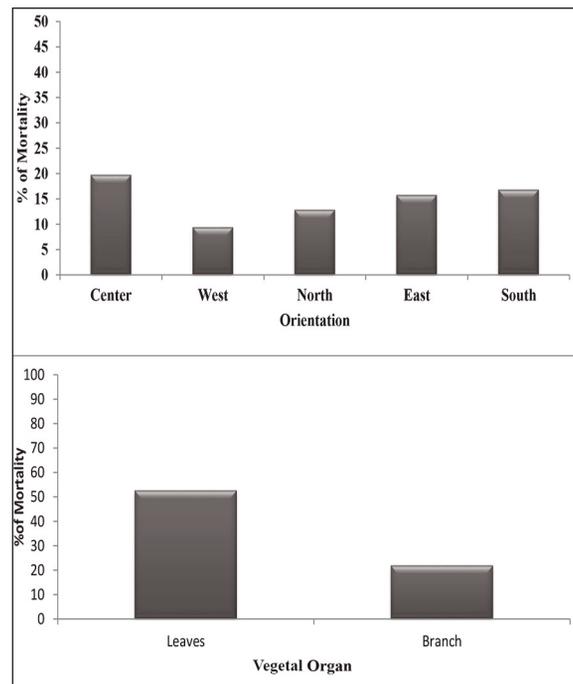


Figure 4. Spatiotemporal mortality of *Lepidosaphes beckii*.

Class	Order	Family	Species	
Insecta	Hymenoptera	Aphelinidae	<i>Aphytis lepidosaphes</i>	Ectoparasites
			<i>Aphytis chrysomphali</i>	
			<i>Aphytis proclia</i>	
			<i>Aspidiotiphagus citrinus</i>	Endoparasite

Table 1. Description of the parasites of *Lepidosaphes beckii* on the orange tree in the region of Rouiba.

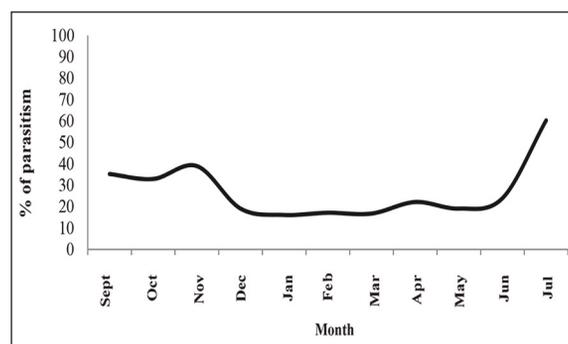


Figure 5. Overall Parasite Incidence of *Lepidosaphes beckii* populations

larval populations until the end of March. In fact, the parasitism of this second period varies between 24.94% (April) and 28.65% (July) (Fig. 6).

Due to the availability of a greater presence of adult cochineal stages, and in contrast to larval populations, the parasite incidence in adults noted for 3 periods: autumn-winter, spring and summer. The first peak of the parasite incidence was recorded in November with 30.49%, the second in April with 21.72% and the third in July with 67.62% (Fig. 7).

Based on the results obtained, it appears that the orientation and the vegetal organ do not have a significant effect on the distribution of the parasite on the tree. Abundance of host cochineals would result in a synchronous increase in the numbers of the parasite populations (Fabres, 1979). Nevertheless, the highest parasitism were recorded in the east and South, orientations, with 28.86% and 28.75%, respectively (Fig. 8). It should be noted that the lowest rate recorded was in the population in the central orientation of the trees. Pests seem to avoid shady areas of the tree and prefer to look for cochineal fixed in sunny places. Our results are similar to those reported by Adda (2006) and Meghazi (2010), whose northern orientation is the most preferred by parasitism.

For the spatial distribution of pests, it should be noted that the latter are more active on the upper surface (27.16%) than on the lower surface of the leaves (21.47%) and twigs (18.24%). These places seem to explain the requirement of parasites in micro-climatic conditions since in these places the sunshine is better.

The host's females perforated shields correspond to the release of adult parasites and reveal the

presence of parasitoids. During the study period, we found the presence of a very large number of these females shields and puparia holes. However, they display three peaks, including 217 females shields and puparia holes in the month of October, then 509 in March and lastly in June with 436 females shields and puparia holes (Table 2).

Comparative global parasitism rate

Based on the results recorded in figure 9, it is apparent that the parasitoids attack much more the female stages of the cochineal, in which 23.89% of the adults are parasitized. On the contrary, the males are attacked throughout their life cycle, which provides the parasitoid with nutritional conditions for better development. We also noted that parasitism remains constant in the female population throughout the study period with fluctuations in three peaks; the first in November (30.70%), the second in April (21.7%) and the third in July (67.90%) (Fig. 9). A similar work in Egypt, on the incidence of external parasites of *L. beckii*, has shown that rates of parasitism are not very high. In fact, Hafez et al. (1987) reported rates of parasitism between 29.7 and 40.2% in October-December, 21.6% in January, 16.1% in May and 15.4% in June.

The rate of parasitism of the males remains low compared to that of females with 19.11%. Probably, the male stages do not offer the optimal nutritional conditions for better development of the parasitoid because they no longer feed during the nymph stages to become adult (Fig. 10).

The rate of parasitism in 2nd stage male larvae remained low at 7.42% compared with 1st 2nd stage

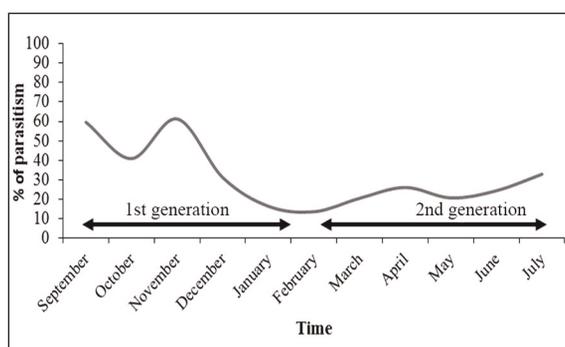


Figure 6. Parasite impact of larval populations of *Lepidosaphes beckii*

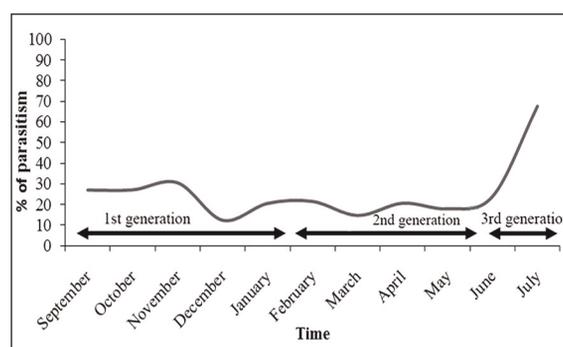


Figure 7. Parasite incidence of adult populations of *Lepidosaphes beckii*

female larvae. Presumably, these male larvae do not offer optimal nutritional conditions for better development of parasitoid. Three peaks of parasitism have been observed: the first in October (43.18%), the second in March (18.42) and the last in June (8.33%) (Fig. 11).

Based on the results recorded in figure 12, it is apparent that parasitoids attack much more the female larval stages of the cochineal (24.82%).

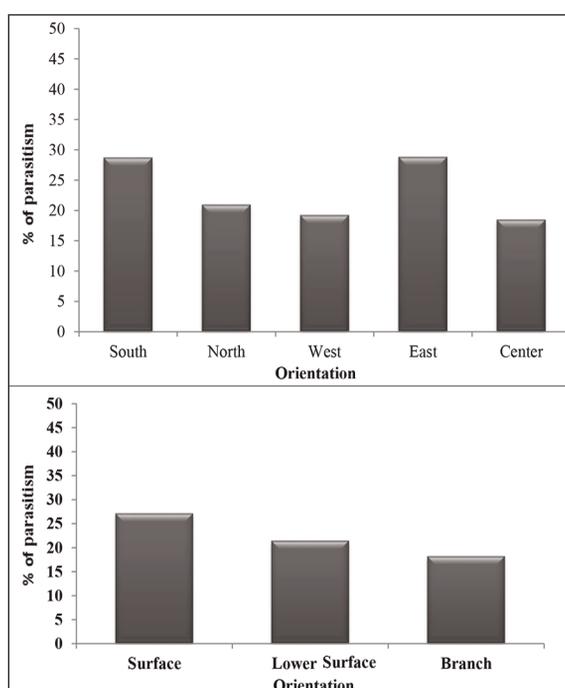


Figure 8. Parasite incidence of *Lepidosaphes beckii* populations according to the orientations and vegetal organs.

Date	Shields holes	Puparias holes	(S+P) Holes
September	70	2	72
October	196	21	217
November	134	11	145
December	103	12	115
January	112	15	127
February	163	8	171
March	495	6	501
April	333	3	336
May	242	6	248
June	435	1	436
July	290	10	300
Total	2573	95	2668

Table 2. Parasitic incidence of parasites in *Lepidosaphes beckii* populations by taking into account holes puparias and females shields.

Given the availability of these larvae throughout our sampling, parasitoids provide the nutritional conditions for better development. We also noted that parasitism in these larvae goes through three peaks: the first during the month of September (59.60%), the second during the month of November (61.32%) were the highest rate and the third were recorded during the month of July (32.82%) (Fig. 12).

CONCLUSIONS

The study allowed us to undertake a new relative approach to the role of parasites Hymenoptera Aphelinidae in limiting populations of *L. beckii*. However, the study of the population dynamics of the pest is a key element in understanding the biological phenomena that govern the evolution of the pest during the seasons and to better define the techniques of control to adopt.

Based on the results obtained, we conclude that there is an overlap of three generations in year of *L. beckii*: one in autumn-winter, one in spring, and one in summer. The spatial distribution of this species on the tree is closely related to the microclimate created within the tree from which the species has a marked preference for its central orientation. This place seems to give it the favorable conditions for its optimum development.

The incidence of natural enemies is the result of the action of Hymenoptera parasites of the genus *Aphytis* Howard, 1900 and *Encarsia* Foerster, 1878, whose activity is mainly noticeable in full and spring. Three ectoparasites Hymenoptera species have been identified in the populations of *L. beckii*, *A. lepidosaphes*, *A. chrysomphali*, and *A. proclia*, and a single endoparasite species, *Aspidiotiphagus citrinus*, during our study. It should be noted that this is the first time in Algeria that the presence of these parasitoids on the larval forms of the cochineal is observed. All of the studies conducted so far on the Diaspines have never reported this type of information.

We noted that *A. lepidosaphes* is present only in adult males and females. However, they are much more present on the females of the cochineal as it offers optimal nutritional conditions. The overall rate of parasitism approximates 23.89%. Two

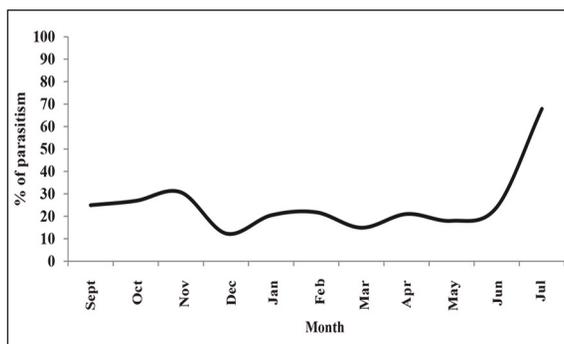


Figure 9. Parasite incidence of *A. lepidosaphes* on females *Lepidosaphes beckii*.

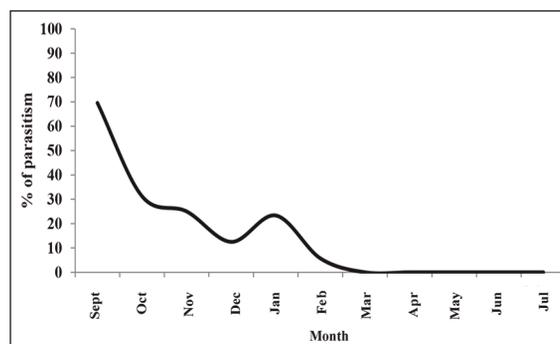


Figure 10. Parasite incidence of *A. lepidosaphes* on the males of *Lepidosaphes beckii*.

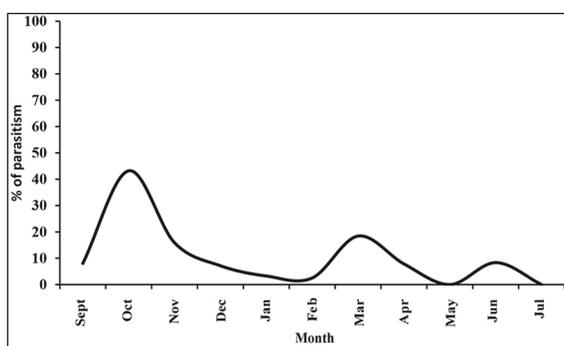


Figure 11. Parasite incidence of *A. chrysomphali* and *A. proclia* on 2nd stage male larvae of *Lepidosaphes beckii*.

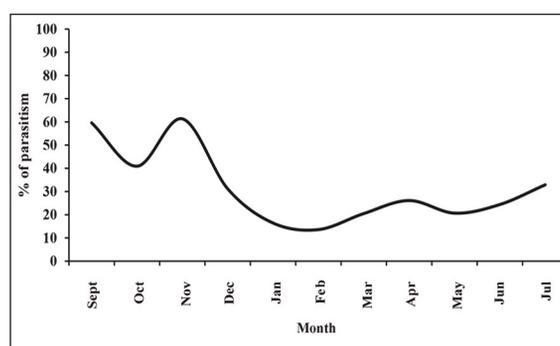


Figure 12. Parasite incidence of *A. citrinus* on 2nd stage female larvae of *Lepidosaphes beckii*.

ectoparasites, *A. proclia* and *A. chrysomphali*, with a parasitism rate of 7.01%, and an endoparasite *A. citrinus*, were identified on 2nd stage male larvae. The latter is the only parasite that develops on 2nd stage female larvae with an overall rate of 22.19%.

Our work provides further information on the impact of parasitoids *A. lepidosaphes*, *A. chrysomphali*, *A. proclia* and *Aspidiotiphagus citrinus*, for a possible rational management of integrated control methods in good conditions.

REFERENCES

- Adda R., 2006. Rôle d'*Aphytis Lepidosaphes* (Hymenoptera; Aphelinidae) dans une population de cochenilles diaspines (Homoptera; Diaspididae) dans un verger de citronnier à Rouiba. Mémoire d'ingénieur, Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El-Harrach. Alger, 125 pp.
- Adda R., 2010. Effet du Spirotetramate (insecticide) sur un peuplement de cochenilles diaspines dans un verger d'agrumes à Rouiba. Mémoire. Magistère., Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El-Harrach, Alger, 125 pp.
- Belguendouz R., 2005. Biosystématique des cochenilles diaspines d'Algérie. Mémoire. Magistère, Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El-Harrach, Alger, 86 pp.
- Benassy C. & Soria F, 1964. Observations écologiques sur les cochenilles diaspines nuisibles aux agrumes en Tunisie. Annales Instrument Type Rating Examination, I.N.R.A.T., 37: 193–222.
- Bénassy C., Bianchi H. & Franco E., 1975. Utilisation en France d'*Aphytis lepidosaphes* Comp. (Chalcidien, Aphelinidae) parasite spécifique de la cochenille virgule des Citrus (*Lepidosaphes beckii* Newm.). II. Données préalable sur l'évolution du parasite. Revue Fruits, 30: 267–270.
- Biche M., Siafa A., Adda R., Agagna Y. & Sellami M., 2011. Evaluation du Spirotetramate sur les populations de *Lepidosaphes beckii* sur des agrumes en Algérie. Bull. OILB - IOBC/wprs, Integrated Control in Citrus Fruit Crops, 62: 123–131
- Biche M., Siafa A., Adda R. & Gharbi R., 2012. Biologie

- de *Aonidiella aurantii* (Homoptera, Diaspididae) sur citronnier dans la région de rouiba (Algérie). *Lebanese Science Journal*, 13: 59–64.
- De Villiers J.F., 1998. Citrus mussel scale: *Lepidosaphes beckii* (Newman) [= *Cornuaspis beckii* (Newman)]. 149-153. In: Bedford, E.C.G., Van den Berg, M.A. & De Villiers, E.A. (Eds.), *Citrus pests in the Republic of South Africa*. Institute for Tropical and Subtropical Crops, Nelsprui, 288 pp.
- Ferrière C.H., 1965. Hymenoptera - Aphelinidae d'Europe et du bassin méditerranéen. Ed. Masson et Cie., Paris, 203 pp.
- Gherbi R., 2010. Impact du complexe coccinelles coccidiphages parasites hyménoptères dans des peuplements de cochenilles diaspidines (Homoptera ; Diaspididae) sur agrumes à Rouiba. Mémoire. Magistère., Ecole National Supérieure Agronomique. El-Harrach. Alger, 87 pp.
- Hafez M.B., El-Minshawy A.M. & Donia A.R., 1987. Parasitic efficiency of some hymenopterous *Aphytis* spp on the purple scale insect *Lepidosaphes beckii* *New Journal of Applied Entomology*, 103: 135–138. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1987.tb00970.x>
- Khoudour A., 1988. Dynamique des populations de *Lepidosaphes beckii* (Homoptera, Diaspididae) dans un verger de clémentinier à Chebli. Mémoire d'ingénieur, Ecole National Supérieure Agronomique. El-Harrach, Alger, 60 pp.
- Meghazi N., 2010. Rôle du parasitoïde *Aphytis lepidosaphes* (Hymenoptera: Aphelinidae) dans la limitation des populations de *Lepidosaphes beckii* (Homoptera : Diaspididae) sur oranger dans la région de Rouiba. Mémoire d'ingénieur, Ecole National Supérieure Agronomique. El-Harrach, Alger, 112 pp.
- Mouas B., 1987. Bioécologie de la cochenille virgule *Lepidosaphes beckii* Newman (Coccidae, Diaspididae) dans un verger de clémentinier *Citrus reticulata* dans le domaine Chaoui Mabrouk (Annaba). Mémoire d'ingénieur, Ecole National Supérieure Agronomique. El-Harrach. Alger, 76 pp.
- Vasseur R., & Schvester D., 1957. Biologie et écologie du pou de San José (*Quadraspidiatius perniciosus Comst*) en France. *Annales Instrument Type Rating Examination, I.N.R.A.T.*, 8: 5–161.
- Zuniga S.E., 1971. Biología de la conchuela morada, *Lepidosaphes beckii* (Newm.) en trea areas citricolas de Chile (Homoptera : Diaspididae). *Revista Peruana de Entomología*, 14: 285–290. In: *Annales du 1^{er} Congrès Latino-américain d'Entomologia*, Cusco-Perù 12–18 Abril 1971.

Publication 3

The armored scales (Homoptera Diaspididae) of Algeria

Mohammed Biche^{1*}, Khaoula Aroua⁶, Nesrine Medani¹, Rachida Belguendouz², Lalia Boukhobza¹, Insaf Zaabta³, Kaci Zakia⁴, Lydia Dahmani¹, Cansu Ercan⁴, Denis Achiri Tange⁵, Mehmet Bora Kaydan⁵ & Abde-rahmane Chebli¹

¹Plant protection laboratory in agricultural and natural environments against crop pests, Department of Agricultural and Forestry Zoology, ENSA, El Harrach, Algiers, Algeria

²Medicinal and Aromatic Plant laboratory. University of Blida & Department of Biotechnology, Univ. Blida 1, Algeria

³Center for Scientific and Technical Research on Arid Regions “Omar EL-Bernaoui” (C.R.S.T.R.A), The bio-resources station of El Outaya, Laghouat, Algeria

⁴Laboratory of Water-Rock-Plants, Agricultural Science Department, Faculty of Nature and Life Sciences and Earth. University Djillali Bounaama, Khemis Miliana, Ain Defla, Algeria

⁵Department of Plant Protection, Çukurova University, 01330, Adana, Turkey

⁶Department de Biology, Faculty of Natural and Life Sciences, University Abbes Laghrour Khenchela, Algeria

*Corresponding author: e-mail: m.biche@ensa.dz

ABSTRACT

Diaspididae (Hemiptera Coccoomorpha) is one of the largest and most diverse family of scale insects and it contains many agricultural parasites worldwide. The study collected data from those previously reported in the literature over the period of 123 years. The inventory includes armored scales collected from field samples in several regions of Algeria as well as from a bibliographic survey. A critical review of the literature on armored scales in Algeria revealed the presence of 114 species, with mainly a palearctic distribution belonging to 48 genera distributed in four tribes. The Diaspidini tribe is the most abundant (50 species, 24 genera), followed by the Aspidiotini (47 species, 18 genera) and the Parlatorini (13 species, 4 genera) and finally the Odonaspidini (2 genera, 2 species). According to our survey, conducted between 1987 and 2020, 79 species were recorded, belonging to 37 genera distributed in four tribes. Compared to the Maghreb countries, Algeria has a significant coccidological richness in relation to the total number of species.

KEY WORDS

Diaspididae; scale insects; inventory; Algeria.

Received 02.03.2022; accepted 29.06.2022; published online 16.08.2022

INTRODUCTION

Algeria enjoys an exceptional situation since it is the tenth largest country in the world (2.382 million km²) and the largest country on the African continent. It is bordered to the north by the Mediterranean Sea with 1200 km of coastline, to the east by Tunisia and Libya, to the south by Niger and Mali, to the southwest by Mauritania and Western

Sahara, and to the west by Morocco. It lies between the parallels 18°58' and 37°05'N latitude and 08°40' W and 11°58' E. This geographical situation provides it with very special climatic and ecological diversity. Its vast territory grants it a diversification of its climate, landscapes, soils and natural vegetation (Letreuch-Belarouci, 1995). This ecoclimatic diversity offers an adaptability to thousands of species of fauna and flora and their populations.

Scale insects are one of the most serious pests in its range (Demirozer et al., 2009). Diaspididae (Hemiptera Coccoomorpha) are the largest and most diverse family of scales, with more than 2,500 species described in 400 genera (García et al., 2016). They infest more than 1,380 host plant genera in 182 botanical families (Miller & Davidson, 2005). In Algeria, these armored scales throughout the northern band of Algeria (Biche, 2012) are the main cause of these infestations and the damages on the various hosts. Studies conducted so far on the ecology and biosystematics of Diaspididae remain few and far between. However, some earlier works on coccidological fauna were undertaken by several authors among which we quote the most important: Newstead (1897), Marchal (1909), Trabut (1911), Balachowsky (1926, 1927, 1928, 1929, 1930, 1932, 1933, 1939, 1948, 1949, 1950, 1951, 1953, 1954, 1956, 1958), Balachowsky & Mesnil (1935), Piguet (1960), Iperiti et al. (1970), Benassy (1975), Doumandji (1984, 1985), Biche (1987; 2012), Saighi et al. (2005) and recently Taibi et al. (2016), Aroua et al. (2019, 2020), Zaabta et al., (2019), Boudjemaa et al. (2020) and Boukhobza et al. (2020).

In Algeria, with the advent of national and international trade, other species of diaspidines have appeared and are currently causing significant damage to plants. Among these armoured scale insect, there are

Aonidiella aurantii, *Chrysomphalus dictyospermi*, *Lepidosaphes beckii*, *Parlatoria ziziphi* and *Comstockaspis pernicioso*. Due to the lack of research on scale studies, we have undertaken extensive research into the inventory and the accurate recognition of the geographic and floristic distribution.

MATERIAL AND METHODS

Field survey and sampling

The survey was carried out in several study sites in Algeria (Fig. 1, Table 1), over a period of 33 years (1987–2020). We started out by going out into the field and selecting infested plants to take samples of infested plant organs. We put them in bags bearing labels indicating the place, date, host plants, and brought them to the laboratory for examination. The specimens were mounted on blade according to the method described in Balachowsky and Mesnil of 1935 and in Kosztarab & Kozar (1988) observed by optical microscopy and identified by key in Balachowsky (1949a, b; 1950; 1951; 1953; 1954a, b; 1956) and (Miller & Davidson, 2005) The identification of the scale was done by one of us.

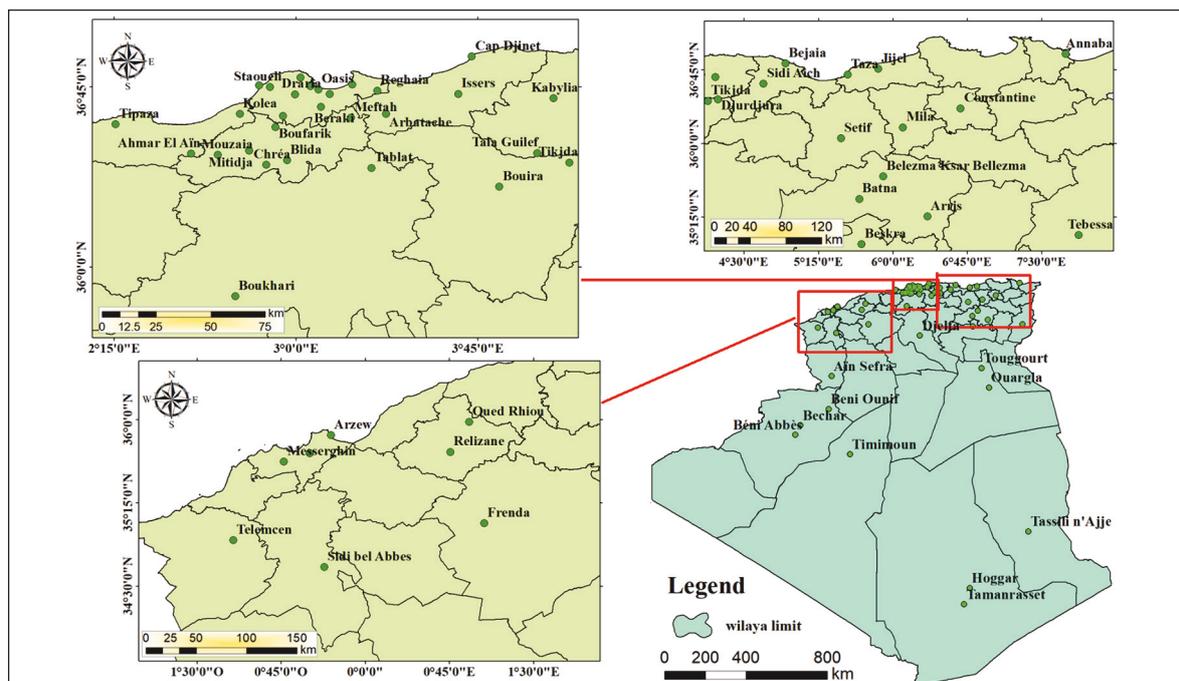


Figure 1. Location of study regions in Algeria.

	Collected		Bibliographic		
	Host plant	Place	Sources	Host plant	Place
ASPIDIOTINI					
<i>Aonidia</i>					
1. <i>A. lauri</i> (Bouche)	<i>Laurus nobilis</i>	4, 22	Balachowsky, 1927, 1932a	<i>Laurus nobilis</i>	3
			Saighi, et al., 2005	<i>Lagerstroemia indica nivea</i>	3
2. <i>A. mediterranea</i> (Lindinger)			Lindinger, 1910	<i>Callitris articulata, Juniperus communis</i>	4
<i>Aonidiella</i>					
3. <i>A. aurantii</i> (Maskell) *	<i>Citrus limetta, C. aurantium var. amara, C. clementina, C. sinensis, C. limon, C. reticulata, C. paradisi, C. medica, C. triptera, C. myrtifolia, C. japonica</i>	4, 22	Balachowsky, 1950	<i>Citrus limetta, C. aurantium var. amara, C. clementina, C. sinensis, C. limon, C. reticulata, C. paradisi, C. medica, C. triptera, C. myrtifolia, C. japonica</i>	55
			Saighi, et al., 2005	<i>Rosa major</i>	4
			Biche, 2012	<i>Citrus</i>	3
			Franco et al., 2006	<i>Citrus</i>	3
			Aroua et al., 2019	<i>C. clementina, C. sinensis</i>	4, 21
			Boudjemaa et al., 2020	<i>C. limon</i>	4
4. <i>A. taxus</i> Leonardi	<i>Podocarpus neriifolius, Taxus baccata.</i>	63	Balachowsky, 1927	<i>Taxus baccata</i>	21
			Saighi et al., 2005	<i>Podocarpus nereifolia</i>	4
<i>Aspidaspis</i>					
5. <i>A. longiloba</i> (Hall)	<i>Tamarix africana, T. gallica, Camellia sp.</i>	4	Belguendouz & Biche, 2015		3
<i>Aspidiotus</i>					
6. <i>A. nerii</i> Bouche*	<i>Phoenix dactylifera, Hedera helix, Arthrocnemum indicum, Laurus nobilis, Citrus limetta, C. aurantium var. amara, C. clementina, C. sinensis, C. limon, C. reticulata, C. paradisi, C. medica, C. triptera, C. myrtifolia, C. japonica, Prunus spinosa, Morus nigra.</i>	7, 22, 28	Leonardi, 1920; Balachowsky, 1932a, 1950.	<i>Ceratonia siliqua, Sophora japonica, Morus pomifera</i>	28
		7, 28	Delassus et al., 1927; Doumandji, 1985; Doumandji & Biche, 1986	<i>Citrus limetta, C. aurantium var. amara, C. clementina, C. sinensis, C. limon, C. reticulata, C. paradisi, C. medica, C. triptera, C. myrtifolia, C. japonica</i>	22, 25, 30, 32, 64, 68
		1, 4, 16, 23, 28, 45, 57, 64, 77.	Signoret, 1877	<i>Pistacia lentiscus</i>	
		4	Newstead, 1897		

	<i>Olea europaea</i> , <i>Brachychiton populneus</i> , <i>Pistacia lenticularis</i> , <i>Acacia retinodes</i> , <i>Chamaerops humilis</i>				
	<i>Pistacia atlantica</i> , <i>Hedera helix</i> , <i>Sambucus nigra</i> , <i>Acacia retinodes</i> , <i>Gleditsia triacanthos</i> var. <i>inermis</i> , <i>Lavatera arborea</i> , <i>Smilax aspera</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i> , <i>Chamaerops humilis</i> , <i>Calycotome spinosa</i> , <i>Brachychiton populneus</i> , <i>Crataegus oxyacantha</i> , <i>Quercus</i> sp., <i>Olea europaea</i>	4, 45, 78	Saighi et al., 2005	<i>Dracaena dracon</i> , <i>Yucca aloifolia</i> , <i>Acocanthera spectabilis</i> , <i>Nerium oleander</i> , <i>Howea belmoreana</i> , <i>Phoenix canariensis</i> , <i>Rhapis flabelliformis</i> , <i>Berberis pruinosa</i> , <i>B. sanguinea</i> , <i>Bignonia chere</i> , <i>Lonicera caprifolia</i> , <i>Viburnum</i> sp., <i>V. lantana</i> , <i>V. tinus</i> , <i>Evonymus japonica</i> , <i>Encephalartos caffer</i> , <i>Diospyros duelon</i> , <i>D. kaki</i> , <i>Arbutus unedo</i> , <i>Aleurites palmatae</i> , <i>Ceratonia siliqua</i> , <i>Erythrina herbacea</i> , <i>Robinia pseudacacia</i> , <i>Shotia latifolia</i> , <i>Rosmarinus officinalis</i> , <i>Tetranthera</i> sp., <i>Asparagus falcatus</i> , <i>Strelitzia augusta</i> , <i>Fraxinus</i> sp., <i>Jasminum primulinum</i> , <i>Ligustrum vulgare</i> , <i>Olea europea</i> , <i>Pittosporum heterophyllum</i> , <i>P. tobira</i> , <i>P. undulatum</i> , <i>Grevillea robusta</i> , <i>Macadamia ternifolia</i> , <i>Prunus</i> sp., <i>P. laurocerasus</i> , <i>Datura arborea</i> , <i>Luhaea divaricata</i> , <i>Alpinia nutans</i>	3
Chrysomphalus					
7. <i>C. aonidium</i> (Linnaeus) *	<i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i> , <i>F. carica</i> , <i>F. macrophylla</i> , <i>F. elastica</i> , <i>F. capensis</i> , <i>F. rubiginosa</i> , <i>F. indica</i> , <i>F. nitida</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i> , <i>Citrus sinensis</i>	4, 19, 22, 47	Balachowsky, 1927, 1928a, 1932a, 1950	<i>Bupleurum lateriflorum</i> , <i>Cocos plumosa</i> , <i>Howea selloniana</i> , <i>Phoenix canariensis</i> , <i>Aralia papyrifera</i> , <i>Meryta denhamii</i> , <i>Nerium</i> sp., <i>Carissa bispinosa</i> , <i>Acer</i> sp., <i>Acer negundo</i> , <i>Begonia</i> sp., <i>Opuntia tomentosa</i> , <i>Euonymus japonicus</i> , <i>Ricinus communis</i> , <i>Brexia</i> sp., <i>Laurus nobilis</i> , <i>Persea gratissima</i> , <i>Musa</i> sp., <i>Strelitzia augusta</i> , <i>Eucalyptus</i> sp., <i>Psidium guajava</i> , <i>Ficus elastica</i> , <i>Panicum parlatorei</i> , <i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i> , <i>C. bigaradia</i> , <i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Prunus laurocerasus</i> , <i>Rhamnus alaternus</i> , <i>Camellia</i> sp., <i>Magnolia grandiflora</i> , <i>Ficus retusa</i> , <i>Morus nigra</i> , <i>M. pomifera</i>	4
			Aroua et al., 2019	<i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i>	

8. <i>C. dictyospermi</i> (Morgan) *	<i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i> , <i>F. carica</i> , <i>F. macrophylla</i> , <i>F. elastica</i> , <i>F. capensis</i> , <i>F. rubiginosa</i> , <i>F. indica</i> , <i>F. nitida</i> , <i>Olea europaea</i>	4, 48	Balachowsky, 1927, 1932a, 1950	<i>Monstera deliciosa</i> , <i>Cocos romanzoffiana</i> , <i>Howea selloniana</i> , <i>Phoenix canariensis</i> , <i>Pritchardia filifera</i> , <i>Lithraea aroeira</i> , <i>Pistacia lenticularis</i> , <i>Buxus sempervirens</i> , <i>B. balearica</i> , <i>Euonymus europaeus</i> , <i>Cyperus alternifolius</i> , <i>Arbutus unedo</i> , <i>Acacia cyanaphylla</i> , <i>Cercis siliquastrum</i> , <i>Ceratonia siliqua</i> , <i>Sophora davididae</i> , <i>Quercus lusitanica</i> , <i>Ophiopogon japonicus</i> , <i>Ruscus aculeatus</i> , <i>R. hypoglossum</i> , <i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i> , <i>F. carica</i> , <i>F. macrophylla</i> , <i>F. elastica</i> , <i>F. capensis</i> , <i>F. rubiginosa</i> , <i>F. indica</i> , <i>F. nitida</i> , <i>F. heterophyllus</i> , <i>Olea europaea</i> , <i>Yucca elephantipes</i> , <i>Strelitzia augusta</i> , <i>S. reginae</i> , <i>Eugenia jambo</i> , <i>Chamaerops humilis</i> , <i>Gigantochloa asersa</i> , <i>Pittosporum tobira</i> , <i>Platanus orientalis</i> , <i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Prunus laurocerasus</i> , <i>Pyrus communis</i> , <i>Platanus reclinata</i> , <i>Bonksia</i> sp., <i>Punica granatum</i> , <i>Brachychiton populneus</i> , <i>Populus alba</i> , <i>P. nigra</i> , <i>Cotoneaster</i> sp.	
			Saighi et al., 2005	<i>Chorisia speciosa</i> , <i>Cupressus sempervirens</i> , <i>Ficus elastica</i> , <i>F. retusa</i> , <i>Eucalyptus botryoides</i> , <i>Platanus orientalis</i> , <i>Brachychiton acerifolium</i> , <i>Sterculia platanifolia</i> ,	4
			Biche, 2012; Franco et al., 2006	<i>Citrus</i>	3
			Aroua et al., 2019	<i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i>	4, 21
9. <i>C. pinnulifer</i> (Maskell)			Balachowsky, 1932a	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>	
<i>Clavaspis</i>					
10. <i>C. herculeana</i> (Cockerell & Hadden)	<i>Bauhinia purpirae</i>	4	Saighi et al., 2005	<i>Tithonia tagetiflora</i> , <i>Aleurites palmatae</i> , <i>Bauhinia aculeata</i> , <i>B. purpurea</i> , <i>Gleditschia triacanthos</i> .	4
<i>Comstockaspis</i>					
11. <i>C. perniciosa</i> (Comstock) *	<i>Carya porcina</i> , <i>Pterocarua fraxinifolia</i> , <i>Cydonia</i> sp., <i>Malus communis</i> , <i>Prunus pissardi</i>	4, 21, 22, 45, 78, 81	Borchsenius, 1966	<i>Malus communis</i>	22, 45, 50
			Cabi, 1986		3
<i>Cryptoparlatoresopsis</i>					
12. <i>C. meccae</i> (Hall)			Balachowsky, 1951	<i>Ziziphus</i> sp.	18
13. <i>C. tlaiae</i> (Balachowsky)			Balachowsky, 1927	<i>Tamarix aphylla</i>	3

			Balachowsky, 1951	<i>Tamarix</i> sp.	17
<i>Diaspidiotus</i>					
14. <i>D. armenicus</i> (Borchsenius)	<i>Tamarix</i> sp.	70	Belguendouz & Biche, 2015		3
15. <i>D. braunschvigi</i> (Rungs)	<i>Pistacia atlantica</i>	30	Belguendouz & Biche, 2015		3
16. <i>D. cecconii</i> (Leonardi)	<i>Anabasis oropediorum</i>	54	Borchsenius, 1966; Marchal, 1909; Sanders, 1909; Balachowsky, 1927, 1932a	<i>Sedum album</i> , <i>Moricandia arvensis</i> , <i>Ephedra</i> sp., <i>Ephedra altissima</i> , <i>Asparagus</i> sp.	57
			Bodenheimer, 1937 et 1943	<i>Ephedra</i> sp.	
17. <i>D. distinctus</i> (Leonardi)			Balachowsky, 1932a	<i>Quercus lusitanica</i>	4
18. <i>D. forbesi</i> (Johnson)	<i>Tamarix</i> sp.	70	Belguendouz & Biche, 2015		3
19. <i>D. gigas</i> (Thiem & Gerneck)			Balachowsky, 1950	<i>Myrtus alba</i> , <i>M. nevelii</i> , <i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i> , <i>Solanum sodomaeum</i> , <i>Populus nigra</i> , <i>Salix alba</i> , <i>S. pedicellata</i> , <i>Tilia parvifolia</i>	21
20. <i>D. labiatarum</i> (Marchal)			Balachowsky, 1929a, 1932a, 1934; Kaussari, 1955	<i>Teucrium capitatum</i>	
21. <i>D. lapperrinei</i> (Balachowsky)	<i>Nerium</i> sp., <i>Tamarix africana</i> , <i>T. gallica</i> , <i>T. aphylla</i>		Balachowsky, 1929a, 1932d, 1934; Kaussari, 1955	<i>Nerium</i> sp., <i>Myrtus nevelii</i> , <i>Olea lapperrinei</i> , <i>Olea europaea</i>	29, 40
22. <i>D. lenticularis</i> (Lindinger)	<i>Pistacia lenticularis</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i> , <i>Prunus avium</i> , <i>Rhamnus alaternus</i> , <i>R. alaternus</i>	4, 50, 60.	Belguendouz & Biche, 2015		3
	<i>Olea europaea</i>	23, 26, 56, 59,			
23. <i>D. lepinyi</i> (Balachowsky)	<i>Chamaerops</i> sp., <i>C. humilis</i> , <i>Prunus domestica</i>	4	Belguendouz & Biche, 2015		3
24. <i>D. maleti</i> (Vayssière)	<i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i> , <i>Olea europaea</i>	8, 14, 26, 44, 50, 61, 64, 81	Balachowsky, 1927, 1932a	<i>Olea europaea</i>	4
25. <i>D. nitrariae</i> (Marchal)			Marchal, 1911; Balachowsky, 1930 a, 1932a	<i>Nitraria</i> sp	4
26. <i>D. ostreaeformis</i> (Curtis)	<i>Quercus ilex</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i>	4, 76	Balachowsky, 1928b, 1932a		3
27. <i>D. pyri</i> (Lichtenstein)	<i>Chamaerops</i> sp., <i>Olea europaea</i> , <i>Platanus orientalis</i> , <i>Prunus dulcis</i>	26, 59, 64	Balachowsky, 1928b, 1932a, 1948		4
28. <i>D. wuenni</i> (Lindinger)	<i>Ilex aquitifolius</i>	70	Belguendouz & Biche, 2015		3
29. <i>D. zonatus</i> (Frauenfeld)	<i>Ficus carica</i>	4, 30, 46, 79	Belguendouz & Biche, 2015		3

Dynaspidiotus					
30. <i>D. abietis</i> (Schrank)			Balachowsky, 1928b, 1932a	<i>Pinus halepensis</i> , <i>Quercus pubescens</i> , <i>Ficus carica</i> , <i>Platanus orientalis</i>	
31. <i>D. britannicus</i> (Newstead)			Balachowsky, 1928b, 1932a, 1950	<i>Ilex aquitifolius</i> , <i>Buxus sempervirens</i> , <i>B. balearica</i> , <i>Pinus halepensis</i> ,	4
32. <i>D. ephedrarum</i> (Lindinger)			Balachowsky, 1930a, 1950	<i>Ephedra</i> sp., <i>Ephedra nebrodensis</i> , <i>Cedrus</i> sp., <i>Pinus sylvestris</i>	27
33. <i>D. regnieri</i> (Balachowsky)	<i>Fraxinus communis</i> , <i>Cedrus atlantica</i>	16, 64, 76	Balachowsky, 1950, 1954a	<i>Cedrus</i> sp.	27
Gonaspidiotus					
34. <i>G. minimus</i> (Leonardi)		16, 52, 79, 81	Balachowsky 1928b, 1932a, 1932b		4
35. <i>G. seurati</i> (Marchal)			Marchal, 1911	<i>Acanthorrhinum ramosissimum</i>	3
			Balachowsky 1934, 1956	<i>Trichodesma africanum</i>	3
Hemiberlesia					
36. <i>H. lataniae</i> (Signoret) *	<i>Olea europaea</i> , <i>Calycotome spinosa</i>	26, 44	Balachowsky, 1927, 1932a, 1950	<i>Chrysanthemum segetum</i> , <i>Beta maritima</i> , <i>Eriodendron</i> sp, <i>Ficus heterophyllus</i> , <i>F. indica</i> , <i>Inula viscosa</i> , <i>Strelitzia reginae</i> , <i>Opuntia tomentosa</i> , <i>Solanum sodomaeum</i> , <i>Vitis vinifera</i>	4
	<i>Nerium</i> sp, <i>Olea europaea</i> , <i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Prunus amygdalus</i>	57	Saighi et al., 2005	<i>Aralia</i> sp., <i>Hedera helix algeriensis</i> , <i>Meryta denhamii</i> , <i>Corypha australis</i> , <i>Catalpa fargesii</i> , <i>Chorisia speciosa</i> , <i>Buddleia davidii</i> , <i>Buxus balearica</i> , <i>B. japonica</i> , <i>B. sempervirens</i> , <i>Eleadendron capense</i> , <i>Cyperus</i> sp., <i>Erica arborea</i> , <i>Aleurites palmatae</i> , <i>Bauhinia purpurea</i> , <i>Cercis siliquastrum</i> var. <i>alba</i> , <i>Aberia caffra</i> , <i>Ginkgo biloba</i> , <i>Rosmarinus officinalis</i> , <i>Persea americana</i> , <i>Magnolia grandiflora</i> var. <i>exoniensis</i> , <i>Cocculus laurifolius</i> , <i>Ficus retusa</i> , <i>Morus rubra</i> , <i>Strelitzia augusta</i> , <i>S. nicolai</i> , <i>Theophrasta</i> sp., <i>Eugenia uniflora</i> , <i>Feijoa sellowiana</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> , <i>Phytolacca decandra</i> , <i>Macadamia ternifolia</i> , <i>Hovenia dulcis</i> , <i>Crataegus oxyacantha</i> , <i>Prunus laurocerasus</i> , <i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>Populus alba</i> , <i>Brachychiton populneum</i> , <i>Sterculia platanifolia</i> , <i>Taxus baccata</i> , <i>Tilia euculana</i> , <i>Ulmus campestris</i> , <i>Vitis</i> sp., <i>V. berlandieri</i> , <i>V. riparia</i> , <i>V. rupestris</i>	4
	<i>Prunus dulcis</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> var. <i>excelsior</i>	45			
	<i>Bauhinia grandiflora</i> , <i>Euonymus japonicus</i> , <i>Hypericum canariensis</i> , <i>Ficus rubiginosa</i> , <i>Chamaerops humilis</i> , <i>Calycotome spinosa</i> , <i>Sterculia platanifolia</i>	4, 39			

37. <i>H. rapax</i> (Comstock)*	<i>Chamaerops humilis</i> , <i>Hedera</i> sp., <i>Cercis</i> <i>siliquastrum</i> , <i>Fraxinus</i> sp., <i>Olea europaea</i> , <i>Platanus</i> <i>orientalis</i> , <i>Rubus</i> sp.	4, 44, 57	Newstead, 1897; Balachowsky, 1927; 1932a, 1950	<i>Hedera helix</i> , <i>Inula viscosa</i> , <i>Elaeagnus reflexa</i> , <i>Laurus</i> <i>nobilis</i> , <i>Theophrasta</i> sp., <i>Myrtus alba</i> , <i>Morus alba</i> , <i>Fraxinus oxyphylla</i> , <i>Phytolacca dioica</i> , <i>Platanus</i> <i>orientalis</i> , <i>Populus alba</i> , <i>Ruta</i> <i>angustifolia</i>	4, 7, 65
			Saighi et al., 2005	<i>Corypha australis</i> , <i>Platanus</i> <i>orientalis</i>	4
Morganella					
38. <i>M. longispina</i> (Morgan)	<i>Fraxinus communis</i>	4	Balachowsky, 1926, 1927, 1950; Ferris, 1938	<i>Ficus carica</i> , <i>Fraxinus</i> <i>communis</i> , <i>Olea europaea</i>	4
			Saighi et al., 2005	<i>Corylus avellana</i> , <i>Catalpa</i> <i>fargesii</i> , <i>Cordia myxa</i> , <i>C.</i> <i>nodosa</i> , <i>Buddleia davidii</i> , <i>Aleurites mollucana</i> , <i>A.</i> <i>palmatae</i> , <i>Acacia arabica</i> , <i>A.</i> <i>floribunda</i> , <i>Bauhinia</i> <i>purpurea</i> , <i>B. racemosa</i> , <i>Ceratonia siliqua</i> , <i>Gleditschia</i> <i>sinensis</i> , <i>G. triacanthos</i> var. <i>inermis</i> , <i>Castanea sativa</i> , <i>Aesculus californica</i> , <i>Lagumaria patersonii</i> , <i>Ficus</i> sp., <i>F. carica</i> , <i>F. elastica</i> , <i>F.</i> <i>macrophylla</i> , <i>Morus nigra</i> , <i>Morus pomifera</i> , <i>Musa</i> sp., <i>Fraxinus</i> sp., <i>F. angustifolia</i> , <i>Ligustrum japonicum</i> , <i>Olea</i> <i>europaea</i> , <i>Palliurus australis</i> , <i>Prunus</i> sp., <i>Populus nigra</i> , <i>Salix alba</i> , <i>Cestrum</i> <i>foetidissimum</i> , <i>C. futibum</i> , <i>C.</i> <i>nocturnum</i> , <i>Lochroma</i> <i>tubulosa</i> , <i>Luhaea divaricata</i>	4
39. <i>M. claviformis</i> Balachowsky et Richardeau			Balachowsky, 1951; Balachowsky & Richardeau, 1942	<i>Tamarix gallica</i>	82, 58
40. <i>M. megapora</i> (Balachowsky)			Balachowsky, 1951	<i>Tamarix aphylla</i>	82
Oceanaspidiotus					
41. <i>O. spinosus</i> (Comstock)*	<i>Meryta denhamii</i> , <i>Nerium</i> sp., <i>Euonymus japonicus</i> , <i>Olea europaea</i> , <i>Pittosporum tobira</i> , <i>Platanus</i> sp., <i>Brachychiton</i> <i>populneus</i> , <i>Crataegus</i> sp., <i>Crataegus oxydentalis</i> , <i>Rhamnus alaternus</i>	4, 26, 57, 21	Balachowsky, 1932a; Ferris, 1938		
			Balachowsky, 1948; 1950	<i>Euonymus japonicus</i> , <i>Nephelium longana</i>	
	<i>Phoenix reclinata</i> , <i>Euonymus japonicus</i> , <i>Olea</i> <i>europaea</i> , <i>Populus alba</i>	4	Saighi et al., 2005	<i>Acer</i> sp., <i>A. negundo</i> , <i>Dracaena draco</i> , <i>Chamaerops</i> <i>humilis</i> , <i>Bauhinia racemosa</i> , <i>Cercis siliquastrum</i> , <i>Robinia</i> <i>pseudacacia</i> , <i>Castanea sativa</i> , <i>Carya porcina</i> , <i>Pterocarya</i> <i>fraxinifolia</i> , <i>Rosmarinus</i> <i>officinalis</i> , <i>Persea indica</i> , <i>Morus nigra</i> , <i>M. pomifera</i> , <i>Musa</i> sp., <i>Fraxinus excelsior</i> ,	4

				<i>Ziziphus</i> sp., <i>Crataegus oxyacantha</i> , <i>Cydonia vulgaris</i> , <i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Prunus</i> sp., <i>Nephelium longana</i> , <i>Sterculia macrocarpa</i> , <i>Celtis australis</i> , <i>C. occidentalis</i> , <i>Ulmus campestris</i>	
<i>Rhizaspidotus</i>					
42. <i>R. donacis</i> (Leonardi)			Balachowsky, 1928c, 1932a; Ferris, 1943	<i>Arundo donax</i> , <i>Phragmites australis</i>	4
<i>Rungaspis</i>					
43. <i>R. capparidis</i> (Bodenheimer)	<i>Pistacia atlantica</i> , <i>Atriplex halimus</i> , <i>Halocnemum strobilaceum</i>	30, 57	Balachowsky, 1949a, 1951	<i>Convolvulus trautianus</i> , <i>Calligonum comosum</i>	62
<i>Sahasaspis</i>					
44. <i>S. ceardi</i> (Balachowsky)	<i>Pistacia atlantica</i> , <i>P. lenticularis</i> .	23, 26, 76	Balachowsky, 1932a; Balachowsky & Mesnil, 1935; Rungs, 1935.	<i>Ficus carica</i> , <i>Vitis vinifera</i>	2, 13, 17, 28, 77, 82
	<i>Ficus carica</i> , <i>Olea europaea</i> , <i>Vitis vinifera</i>	4, 20, 30, 44, 50, 54, 57, 59			
<i>Targionia</i>					
45. <i>T. halophila</i> (Balachowsky)	<i>Platanus orientalis</i>	4	Balachowsky, 1932a; Ferris, 1943	<i>Halocnemum strobilaceum</i>	28
46. <i>T. nigra</i> Signoret	<i>Debregeasia longifolia</i>	54	Balachowsky, 1932a; Ferris, 1943	<i>Helichrysum angustifolium</i> , <i>Senecio cineraria</i> , <i>Suaeda vermiculata</i> , <i>Arundo donax</i> , <i>Retama raetam</i> , <i>Debregeasia longifolia</i>	56
47. <i>T. vitis</i> (Signoret)	<i>Atriplex halimus</i>	10	Leonardi 1900; Trabut, 1911; Balachowsky, 1927; Ferris, 1943	<i>Arbutus</i> sp., <i>Quercus ilex</i> , <i>Oplismenus compositus</i> .	28, 51
DIASPIDINI					
<i>Acanthomytilus</i>					
48. <i>A. intermittens</i> (Hall)			Balachowsky, 1954b	<i>Panicum sp</i>	72
<i>Andaspis</i>					
49. <i>A. hawaiiensis</i> (Maskell)	<i>Acacia farnesiana</i> , <i>Acacia arabica</i> , <i>Sophora davididae</i> , <i>Olea europaea</i>	4	Balachowsky, 1928b	<i>Albizia</i> sp., <i>Mimosa</i> sp.	
			Balachowsky, 1954b	<i>Cassia</i> sp., <i>Cedrus atlantica</i> , <i>Albizia lebbek</i> , <i>Erythrina</i> sp., <i>Mimosa</i> sp.	4
			Saighi et al., 2005	<i>Buddleia davidii</i> , <i>Acacia floribunda</i> , <i>Albizia lophantae</i> , <i>Cassia tora</i> , <i>Gleditschia triacanthos</i> var. <i>inermis</i> , <i>Lagerstroemia indica nivea</i> , <i>Hibiscus elatus</i> , <i>Lagunaria patersonii</i> , <i>Lavatera olbia</i> , <i>Fraxinus angustifolia</i> , <i>F. excelsior</i> , <i>Salix pubescens</i> , <i>Harpullia</i> sp., <i>Kobreneria paniculata</i> , <i>Spindus utilis</i>	4

<i>Aulacaspis</i>					
50. <i>A. herbae</i> (Green)			Bodenheimer, 1924, 1937	<i>Bambusa</i> sp., <i>Erythrina</i> sp., <i>Phragmites communis</i>	
			Green, 1899	<i>Oplismenus compositus</i> , <i>Panicum parlatorei</i>	
51. <i>A. rosae</i> (Bouché) *	<i>Rubus ulmifolius</i>	4, 28, 45	Trabut, 1911	<i>Laurus nobilis</i>	4
			Balachowsky, 1954b	<i>Rubus</i> sp.	
<i>Carulaspis</i>					
52. <i>C. atlantica</i> (Lindinger)	<i>Cupressus sempervirens</i> , <i>Cupressus lusitanica</i> , <i>Juniperus communis</i> , <i>Juniperus phoenicea</i> , <i>Taxus baccata</i>	4, 28, 59	Belguendouz & Biche, 2015		3
53. <i>C. juniperi</i> (Bouché) *	<i>Cedrus atlantica</i> , <i>C. libanotica</i>	31	Danzig & Pellizzari, 1998	<i>Albizia leb</i>	3
	<i>Cedrus</i> sp.	73	Miller and Davidson, 2005		3
54. <i>C. minima</i> (Signoret) *	<i>Cupressus sempervirens</i> , <i>Biota orientalis</i>	4	Balachowsky 1926, 1954b		4
			Rosen & DeBach, 1978		3
			Miller & Davidson, 2005		3
55. <i>C. taxicola</i> (Vayssière)	<i>Taxus baccata</i>	21	Vayssière, 1913	<i>Taxus baccata</i>	
56. <i>C. visci</i> (Schränk)	<i>Juniperus phoenicea</i> , <i>Taxus baccata</i>	14, 79	Balachowsky, 1954b	<i>Juniperus oxycedrus</i> , <i>Viscum</i> sp., <i>Pinus</i> sp., <i>Taxus</i> sp.	4, 9, 31
	<i>Cupressus sempervirens</i>	4			
<i>Chionaspis</i>					
57. <i>C. etrusca</i> Leonardi	<i>Tamarix africana</i> , <i>T. gallica</i> , <i>T. sp.</i>	30, 57	Balachowsky, 1954b	<i>Tamarix</i> sp.	
	<i>Tamarix africana</i> , <i>T. gallica</i>	42, 57	Danzig & Pellizzari, 1998	<i>Quercus</i> sp., <i>Tamarix africana</i> , <i>Myricaria</i> sp., <i>Tilia</i> sp.	4
58. <i>C. kabyliensis</i> Balachowsky	<i>Pinus pinea</i>	73	Balachowsky, 1930 a, 1954a,b	<i>Cedrus</i> sp., <i>Cedrus atlantica</i> , <i>Pinus pinea</i> , <i>P. sylvestris</i>	11, 76
	<i>Cedrus</i> sp.	30			
59. <i>C. platani</i> (Cooley)	<i>Tamarix</i> sp.	4	Belguendouz & Biche, 2015		3
60. <i>C. salicis</i> (Linnaeus)	<i>Salix pubescens</i>	27	Balachowsky 1954b	<i>Salix pubescens</i>	27, 53, 81
	<i>Populus alba</i>	4	Danzig & Pellizzari, 1998		4
<i>Contigaspis</i>					
61. <i>C. bilobis</i> (Newstead)	<i>Calycotome spinosa</i>	20, 54	Newstead, 1895		3
			Balachowsky, 1954b	<i>Foeniculum vulgare</i> , <i>Calycotome spinosa</i>	4, 20, 72
			Balachowsky 1926	<i>Globularia alypum</i>	4
62. <i>C. farsetiae</i> (Hall)			Danzig & Pellizzari, 1998		3
<i>Diaspis</i>					
63. <i>D. asparagi</i> Giard			Giard, 1893	<i>Asparagus horridus</i>	
64. <i>D. boisduvalii</i> Signoret*	<i>Phoenix dactylifera</i>	4	Lepiney & Mimeur, 1931	<i>Phoenix canariensis</i>	
			Balachowsky 1929b, 1954b	<i>Cocos plumosa</i> , <i>Cocos weddelliana</i>	55
			Saighi, et al., 2005	<i>Phoenix dactylifera</i>	4

65. <i>D. coccois</i> Lichtenstein	<i>Cocos romanzoffiana</i>	4	Balachowsky, 1954b	<i>Cocos romanzoffiana</i> , <i>Cocos nucifera</i>	4
66. <i>D. echinocacti</i> (Bouché) *	<i>Ficus indica</i>	5	Newstead, 1901	<i>Opuntia elongate</i>	3
			Saighi et al., 2005	<i>Opuntia ficus-indica</i>	4
67. <i>D. radicolica</i> Ferris			Balachowsky 1927, 1954b; Nakahara, 1982	<i>Opuntia tomentosa</i>	4
Discodiaspis					
68. <i>D. numidica</i> (Balachowsky)	<i>Helianthemum virgatum</i>	57	Balachowsky, 1949b	<i>Helianthemum virgatum</i> , <i>Helianthemum pilosum</i>	57
69. <i>D. salicorniae</i> (Gómez-Menor Ortega)	<i>Atriplex campestris</i> , <i>Salsola strobilaceum</i> , <i>Salsola vermiculata</i> var. <i>pubescens</i> , <i>Salicornia</i> sp., <i>Holocnenum strabilaceum</i>	57	Belguendouz & Biche, 2015		3
Duplacionaspis					
70. <i>D. berlesii</i> (Leonardi)	<i>Pistacia lentiscus</i> , <i>Asparagus acutifolia</i> , <i>Pittosporum</i> sp.	4	Leonardi, 1920		
			Balachowsky, 1954b	<i>Pistacia lentiscus</i> , <i>Asparagus</i> sp.	4, 21, 66
71. <i>D. divergens</i> (Green)			Trabut, 1910; Hall, 1923	<i>Arundo donax</i>	
72. <i>D. monodi</i> (Rungs)			Balachowsky, 1954b	<i>Panicum</i> sp.	71, 72
73. <i>D. natalensis</i> (Maskell) *			Rungs, 1942	<i>Panicum parlatorei</i>	
74. <i>D. noaeeae</i> (Hall)			Balachowsky, 1933, 1954b	<i>Arthrocnemum glaucum</i> , <i>Arthrocnemum indicum</i> , <i>Salicornia fruticosa</i> , <i>S.</i> sp.	55
75. <i>D. sicula</i> (Lupo)			Balachowsky, 1954b	<i>Aphyllanthes monspessulanus</i> , <i>Lygeum spartum</i>	3
Epidiaspis					
76. <i>E. leperii</i> (Signoret)	<i>Olea europaea</i> , <i>Prunus persica</i>	4, 43	Balachowsky, 1954a	<i>Malus</i> sp., <i>Prunus</i> sp., <i>Pyrus communis</i> , <i>Mespilus germanica</i>	43, 11
			Trabut, 1911		
			Miller & Davidson, 2005		
Fiorinia					
77. <i>F. fioriniae</i> (Targioni Tozzetti) *	<i>Chamaerops humilis</i>	68	Mamet, 1943	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>	
			Balachowsky, 1954b	<i>Howea</i> sp., <i>Phoenix</i> sp., <i>Pistacia</i> sp., <i>Buxus</i> sp., <i>Laurus</i> sp., <i>Eucalyptus</i> sp., <i>Chamaerops</i> sp., <i>Tilia</i> sp.,	
		Saighi et al., 2005	<i>Chamaerops humilis</i> , <i>Phoenix canariensis</i> , <i>Laurus nobilis</i> , <i>Musa</i> sp., <i>Strelitzia nicolai</i>	4	
Froggatiella					
78. <i>F. penicillata</i> (Green)			Balachowsky, 1953; Takagi, 1969	<i>Bambusa</i> sp.	
			Saighi et al., 2005	<i>Arundo donax</i> , <i>Bambusa vulgaris</i>	4
Furchadaspis					
79. <i>F. zamiae</i> (Morgan) *	<i>Cycas revoluta</i> , <i>Encephalartos caffer</i>	4	Balachowsky, 1954b	<i>Cussonia spicata</i> , <i>Cycas revoluta</i> , <i>Ceratozamia mexicana</i>	4

			Saighi et al., 2005	<i>Cycas revoluta</i> , <i>Encephalartos caffer</i>	4
Getulaspis					
80. <i>G. bupleuri</i> (Marchal)	<i>Olea europaea</i>	23, 49	Marchal, 1904	<i>Bupleurum gibraltarium</i>	
			Balachowsky, 1954b	<i>Bupleurum gibraltarium</i> , <i>Bupleurum lateriflorum</i> , <i>Bupleurum spinosum</i> , <i>Olea europaea</i>	28
Kuwanaspis					
81. <i>K. bambusicola</i> (Cockerell)			Cockerell, 1902	<i>Bambusa bambos</i> , <i>Bambusa spinosa</i>	
			Balachowsky, 1927, 1954b	<i>Aralia papyrifera</i> , <i>Asparagus falcatus</i> , <i>Asparagus horridus</i>	4
			Saighi et al., 2005	<i>Bambusa vulgaris</i>	4
82. <i>K. pseudoleucaspis</i> (Kuwana) *	<i>Bambusa macroculmis</i> , <i>Eragrostis</i> sp., <i>Arundinaria</i> sp., <i>Phyllostachys</i> sp.	4	Balachowsky, 1954b	<i>Tetranthera</i> sp.	4
Lepidosaphes					
83. <i>L. beckii</i> (Newman) *	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>		Balachowsky, 1930b, 1954b	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C.</i> <i>sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C.</i> <i>triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C.</i> <i>japonica</i>	51
			Franco et al., 2006	<i>Citrus</i> ?	3
			Saighi et al., 2005	<i>Buddleia davidii</i> , <i>Murraya</i> <i>exotica</i> , <i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i>	4
			Biche, 2012	<i>Citrus</i>	3
			Zaabta et al., 2020; Boukhobza et al., 2020	<i>C. sinensis</i>	4
84. <i>L. conchiformis</i> (Gmelin) *	<i>Tilia parvifolia</i>	42, 57	Newstead, 1897; Balachowsky, 1954b		3
	<i>Bauhinia racemosa</i>	4, 28, 57	Saighi et al., 2005	<i>Ficus carica</i>	4
	<i>Olea europaea</i>	26			
	<i>Cupressus sempervirens</i>	59			
85. <i>L. flava</i> (Signoret)	<i>Olea europaea</i>	4, 14, 21, 23, 26, 44, 45, 54, 57, 59, 61, 64, 81	Bodenheimer, 1924	<i>Olea europaea</i>	
			Balachowsky, 1954b; Benassy, 1986; Biche et Bourahla, 1991	<i>Phillyrea media</i> , <i>Olea europaea</i>	55, 79, 24
			Pellizzari & Fontana, 1996	<i>Olea europaea</i>	
86. <i>L. gloverii</i> (Packard) *	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> ,	51, 21, 57	Piguet, 1960	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C.</i> <i>sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C.</i> <i>triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C.</i> <i>japonica</i>	51

	<i>C. japonica</i>		Danzig & Pellizzari, 1998; Tena & Garcia Mari, 2011; Biche, 2012	<i>Citrus</i>	3
			Saighi et al., 2005	<i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i> ,	4
87. <i>L. granati</i> Koroneos	<i>Crataegus oxyacantha</i> ,	16	Balachowsky, 1955b	<i>Crataegus</i> sp.	27, 76
	<i>Pinus maritime</i>		Danzig, 1972	<i>Brexia</i> sp.	
88. <i>L. ulmi</i> (Linnaeus) *	<i>Biota orientalis</i> , <i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i>	45	Balachowsky, 1954	<i>Pinus</i> sp.	55
	<i>Elaeagnus angustifolia</i> , <i>Pinus maritime</i> , <i>Ulmus rosae</i>	4	Merrill, 1953		
Lineaspis					
89. <i>L. striata</i> (Newstead)	<i>Taxus baccata</i>	76	Balachowsky, 1954b	<i>Cupressus</i> sp., <i>Cupressus lusitanica</i> , <i>Callitris quadrivalvis</i> , <i>Juniperus oxycedrus</i> , <i>Taxus baccata</i>	4, 7, 28, 11, 36, 43, 78,
	<i>Juniperus phoenicea</i>	75			
			Newstead, 1897		
Mohelnaspis					
90. <i>M. ampelodesmae</i> (Newstead)	<i>Ampelodesma tenax</i>	28	Newstead, 1897	<i>Ampelodesma tenax</i>	3
Pinnaspis					
91. <i>P. aspidistrae aspidistrae</i> (Signoret)*			Balachowsky, 1954b	<i>Ophiopogon japonicus</i>	4
Salicicola					
92. <i>S. vayssierei</i> (Balachowsky)			Balachowsky, 1958b	<i>Rhus pentaphylla</i>	
			Rungs, 1942	<i>Rhus tripartitum</i>	
			Lepiney & Mimeur, 1931	<i>Argania sideroxylon</i>	
Thysanoflorinia					
93. <i>T. nephelii</i> (Maskell)			Marchal, 1906; Balachowsky, 1954b; Takagi, 1970; Danzig & Pellizzari, 1998	<i>Nephelium longana</i>	4
Unachionaspis					
94. <i>U. bambusae</i> (Cockerell)			Balachowsky, 1927	<i>Bambusa</i> sp.	
Unaspis					
95. <i>U. citri</i> (Comstock)			Trabut, 1910; Borchsenius, 1966	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>	3
96. <i>U. euonymi</i> (Comstock) *			Nakahara, 1982	<i>Euonymus japonicus</i>	
			Lepiney & Mimeur, 1931	<i>Euonymus europaeus</i>	
			Borchsenius, 1966	<i>Lonicera</i> sp., <i>Syringa</i> sp., <i>Fraxinus berlandieri</i> , <i>Ligustrum vulgare</i> , <i>Olea europaea</i>	
Voraspi					
97. <i>V. Ceratoniae</i> (Marchal)	<i>Ceratonia siliqua</i>	4, 57	Marchal, 1904		
			Balachowsky, 1954b	<i>Ceratonia siliqua</i>	3, 28
98. <i>V. nerii</i> (Newstead)	<i>Nerium</i> sp.	20, 28	Newstead, 1895; Lindinger, 1910		

	<i>Nerium</i> sp., <i>Laurus nobilis</i>	4, 57, 20	Balachowsky, 1954b	<i>Beta maritima</i>	20, 28
PARLATORINI					
<i>Cryptoparlatoareopsis</i>					
99. <i>C. tlaiae</i> (Balachowsky)			Balachowsky, 1927	<i>Tamarix aphylla</i>	3
<i>Parlatoareopsis</i>					
100. <i>P. longispina</i> (Newstead)	<i>Ficus macrophylla</i> , <i>Persea gratissima</i> , <i>Tetranthera</i> sp.	4	Doumandji, 1984	<i>Persea gratissima</i> , <i>Viscum</i> sp., <i>Asparagus</i> sp., <i>Ophiopogon japonicus</i>	4
101. <i>P. pyri</i> (Marlatt)	<i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i>	35, 41, 47, 38	Doumandji, 1984		4
<i>Parlatoria</i>					
102. <i>P. blanchardi</i> (Targioni Tozzetti)	<i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i> , <i>Ficus elastic</i>	20	Targioni, 1892; Palmer, 1905; Balachowsky, 1953; Carpenter et al., 1978 Miller & Davidson, 2005	<i>Howea belmoreana</i>	13, 20, 58
103. <i>P. camelliae</i> Comstock	<i>Euonymus japonicus</i>	39	Saighi et al., 2005	<i>Evonymus japonica</i> , <i>Citrus aurantium</i> var. <i>amara</i>	4
104. <i>P. fluggeae</i> Hall	<i>Sambucus nigra</i> , <i>Euonymus</i> sp.	4	Balachowsky, 1953 Danzig & Pellizzari, 1998	<i>Oplismenus compositus</i>	
			Saighi et al., 2005	<i>Erythrina herbacea</i> , <i>Robinia pseudocacia</i> , <i>Logunaria patersonii</i> , <i>Salix pubescens</i> , <i>Cestrum foetidissimum</i> , <i>C. nocturnum</i> , <i>Luhaea divaricata</i> , <i>Debregeasia longifolia</i>	4
105. <i>P. oleae</i> (Colvée) *	<i>Olea europaea</i>	57, 64, 65, 70, 78	Newstead, 1897; Balachowsky, 1953		4, 57
	<i>Prunus</i> sp., <i>Rubus ulmifolius</i>	26, 44, 45, 50, 59, 61	Trabut, 1911		
	<i>Pittosporum heterophyllum</i> , <i>Pyrus communis</i> , <i>Prunus aspersa</i>	21, 26	Biche, 1987	<i>Olea europaea</i>	26
	<i>Photinia Japonica</i>	12			
	<i>Prunus cerasus</i> , <i>Rhaphiolepis indica</i>	21, 80, 81			
	<i>Euonymus japonicus</i> , <i>Fraxinus</i> sp., <i>Cotoneaster pannosa</i> , <i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Prunus armeniaca</i> , <i>Mespilus germanica</i>	74			
	<i>Ficus retusa</i> var. <i>alba</i>	4			
	<i>Eucalyptus botryoides</i>	7			
<i>Pistacia</i> sp., <i>Schinus terebinthifolius</i> , <i>Calicotome spinosa</i> , <i>Fraxinus ornus</i> , <i>Pinus nigra</i>	76				

	<i>Prunus</i> sp.	59			
106. <i>P. pergandii</i> Comstock*	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>	7, 28, 42, 51, 52, 57, 63, 61, 67, 81,	Balachowsky, 1953	<i>Euonymus japonicus</i>	
			Newstead, 1897; Piguët, 1960; Benassy, 1975	<i>Bupleurum spinosum</i> , <i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. myrtifolia</i> , <i>C. japonica</i>	51
			Biche, 2012	<i>Citrus</i>	3
			Aroua et al., 2019	<i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i>	4, 21
107. <i>P. theae</i> Cockerell *	<i>Euonymus</i> sp., <i>Viburnus</i> sp.	4	Belguendouz & Biche, 2015		3
108. <i>P. ziziphi</i> (Lucas) *	<i>Citrus limetta</i> , <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i> , <i>C. limon</i> , <i>C. reticulata</i> , <i>C. paradisi</i> , <i>C. medica</i> , <i>C. triptera</i> , <i>C. nobilis</i> , <i>C. myrthifolia</i> , <i>C. japonica</i> , <i>C. bigaradia</i>	55	Boisduval, 1867; Piguët 1960		
			Benassy, 1975	<i>Citrus</i>	
			Boisduval, 1867		
			Saighi et al., 2005	<i>Citrus</i> sp., <i>C. aurantium</i> var. <i>amara</i> , <i>C. limetta</i>	4
			Belguendouz et al., 2009; Belguendouz et al., 2011; Biche, 2012; Belguendouz, 2014	<i>Citrus</i> ssp	51
			Franco et al., 2006	<i>Citrus</i>	3
			Taibi et al., 2016	<i>Citrus</i>	81
			Takarli et al., 2015	<i>C. clementina</i> ,	51
			Aroua et al., 2019; Aroua et al., 2020	<i>C. clementina</i> , <i>C. sinensis</i>	4
<i>Leucaspis</i>					
109. <i>L. pini</i> (Hartig)	<i>Cedrus atlantica</i>	4, 16, 22, 27, 31, 76,	Saighi et al., 2005	<i>Pinus halepensis</i> , <i>P. longifolia</i> , <i>P. pinea</i>	4
	<i>Pinus nigra</i>	22, 34, 57, 79	Belguendouz & Biche, 2015		3
	<i>Pinus</i> sp., <i>Pinus halepensis</i>	12, 16, 30			
110. <i>L. pusilla</i> Löw			Saighi et al., 2005	<i>Pinus halepensis</i> , <i>P. longifolia</i> , <i>P. pinea</i>	4
111 <i>L. riccae</i> Targioni-Tozzetti	<i>Ephedra alata</i> , <i>Ephedra corsoniana</i>	4	Marchal, 1909 Balachowsky, 1953	<i>Ephedra</i>	57

112. <i>L. signoreti</i> (Signoret)	<i>Pinus nigra</i>	76, 14	Balachowsky, 1928b		
			Balachowsky, 1953	<i>Cedrus</i> sp., <i>Cedrus atlantica</i>	31
ODONASPIDINI					
<i>Froggatiella</i>					
113. <i>F. penicillata</i> (Green)	<i>Bambusa macroculmus</i>	4	Balachowsky, 1953	<i>Bambusa</i> sp.	4
			Takagi, 1969		
			Saighi et al., 2005	<i>Arundo donax</i> , <i>Bambusa vulgaris</i>	4
<i>Odonaspis</i>					
114. <i>O. secreta</i> (Cockerell)			Lindinger, 1912; Borchenius, 1937; Balachowsky, 1953; Takagi, 1970	<i>Bambusa</i> sp.	4

Table 1. Armored scales species of Algeria.

Data Analysis

The listed species, are grouped by separate tribe by region and host plant, with corresponding references for each species.

RESULTS AND DISCUSSION

Bibliographic inventory of Algerian citrus scales

In light of the results, we list the Diaspididae which now has 114 species belonging to 48 genera in four tribes; 27 of them are considered cosmopolitan species. The host plants of the Diaspididae reach 488 plant species belonging to 94 botanical families. Although these species have primarily a palearctic distribution, the Diaspidini tribe is the most abundant with 50 species in 24 genera, followed by the Aspidiotini with 47 species in 18 genera with, the Parlatorini with 13 species in 4 genera the Odonaspidini is the least represented with 2 genera and 2 species. The two species *Froggatiella penicillata* (Green) and *Odonaspis secreta* (Cockerell) infested only species of the Poaceae family and were found only in Algiers.

Census study

Based on the results of our 33-year survey, we identified 79 species belonging to 37 genera in four tribes, 24 of which are considered cosmopolitan spe-

cies. The Diaspidini tribe is the most abundant with 35 species in 18 genera, followed by the Aspidiotini with 31 species in 15 genera with, the Parlatorini with 12 species in 3 genera the Odonaspidini is the least represented with one genus and one species.

In Table 1 we organized the distribution of the species according to different regions in Algeria; namely Ahmar El Aïn (1), Ain Sefra (2), Algeria (3), Algiers (4), All regions of Algeria (5), All the localities of this host (6), Annaba (7), Arbatache (8), Arris (9), Arzew (10), Aures (11), Batna (12), Bechar (13), Bejaia (14), Bel Abbes (15), Belazma (16), Beni Abbes (17), Beni Ounif (18), Beraki (19), Biskra (20), Blida (21), Boufarik (22), Bouira (23), Boukhari (24), Bouzarea (25), Cap Djinet (26), Chr ea (27), Constantine (28), Djanet (29), Djelfa (30), Djurdjura (31), Draria (32), El Harrach (33), Elmeurdja (34), Fort-De-l'Eau (35), Frenda (36), Ghardaia (37), Hacem Badi (38), Hassi Bounif (Oran) (39), Hoggar (40), Issers (41), Jijel (42), Kabylia (43), Khemis Miliana (44), Kolea (45), Media (46), Meftah (47), Messerghin (48), Mila (49), Miliana (50), Mitidja (51), Mostaganem (52), Mouzaia (53), M'Sila (54), Northern of Algeria (55), Oasis (56), Oran (57), Ouargla (58), Oued Rhiou (59), Reghaia (60), Relizane (61), Sahara (62), Setif (63), Sidi Aich (64), Sidi Bel Abb es (65), Sidi Fredj (66), Skikda (67), Staoueli (68), Tablat (69), Tala Guilef (70), Tamanrasset (71), Tassili N'Ajers (72), Taza (73), Tebessa (74), Tiaret (75), Tikjda (76), Timimoun (77), Tipaza (78), Tizi Ouzou (79), Tizi Rached (80), Tlemcen (81), Touggourt (82). On the other hand the cosmopolite is (**).

The results show that the distribution is not yet complete, as it is to be considered the presence of other species that could not be encountered, but this shows that the majority is located on the northern strip of Algeria where concentrated fruit trees and forests and ornamental.

CONCLUSIONS

This study is the third report dealing with the armored scales fauna in Algeria, the first is reporting in 2005 and the second in 2015. It is intending to present news on the host plants and the biogeography, which have appeared in this region since. The publication of the first contribution 1987. The object of this work is to draw up an exhaustive inventory of diaspine in Algeria, which will be a reference base for other faunistic and zoogeographical studies of this group of insects. Our list is at least an important contribution, quite complete on the armored scales in Algeria, to the overall knowledge.

ACKNOWLEDGEMENTS

We thank the Laboratory of Plant Protection in Agricultural and Natural Environments against Crop Pests of the Department of Agricultural and Forest Zoology (ENSA - El Harrach) for funding this project.

REFERENCES

- Aroua K., Kaydan M.B., Achiri T.D. & Biche M., 2020. The influence of the region and the host plant on population dynamics of *Parlatoria ziziphi* (Lucas) (Homoptera: Diaspididae) in Mitidja (Algeria). *Ecology, Environment and Conservation*, 26: 333–340.
- Aroua K., Kaydan M.B., Belguendouz R., Achiri T.D. & Biche M., 2019. Inventaire Des cochenilles des Agrumes (Clémentinier et Oranger) dans Deux Régions de la Mitidja (Algérie). *Revue Agrobiologia*, 9: 1707–1714.
- Balachowsky A.S., 1926. Note sur un coccide de la faune Neo-tropicale récemment acclimaté et nuisible au figuier en Algérie. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 17: 63–69.
- Balachowsky A.S., 1927. Contribution à l'étude des coccides de l'Afrique mineure (1re note) *Annales de la Société Entomologique de France*, 96: 175–207.
- Balachowsky A.S., 1928a. Contribution à l'étude des coccids de L'Afrique mineure (3e note). *Chrysomphalus aonidum* L. - biologie - traitement. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 19: 156–180.
- Balachowsky A.S., 1928b. Contribution à l'étude des coccides de l'Afrique Mineure (2^{ème} note). *Bulletin de la Societe d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 19: 121–144.
- Balachowsky A.S., 1928c. Contribution à l'étude des Coccides de l'Afrique mineure (4^{ème} note). Nouvelle liste de Coccides nord-africains avec description d'espèces nouvelles. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 33: 273–279.
- Balachowsky A.S., 1929a. Contribution à l'étude des coccides de l'Afrique Mineure (6^{ème} note). Faune du Hoggar. *Annales de la Société Entomologique de France*, 98: 301–322.
- Balachowsky A.S., 1929b. Contribution à l'étude de la faune du Congo Belge. Diaspines nuisibles au caféier et au cacaoyer. *Revue de Pathologie Végétale et d'Entomologie Agricole de France*, 16: 141–145.
- Balachowsky A.S., 1930a. Contribution à l'étude des coccides de l'Afrique mineure (9me note). Addition a la faune du nord-africain avec description de trois espèces nouvelles. *Bulletin de la Societe d'Histoire Naturelle de l'Afrique du nord*, 21: 119–125.
- Balachowsky A.S., 1930b. Deux *Chionaspis* (Hem. Coccidae) nouveaux de *Abies pinsapo* et du cèdre. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de France*, 17: 266–273.
- Balachowsky A.S., 1932a. Étude biologique des coccides du bassin occidental de la Méditerranée. *Encyclopédie Entomologique*, XV P. Lechevalier & Fils Paris 214 pp + LXVII.
- Balachowsky A.S., 1932b. Contribution à l'étude des coccides de l'Afrique mineure [11^{ème} note]. Sur une diaspine nouvelle récoltée par M.P. Vayssiere dans le Haute-Atlas. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 37: 18–20.
- Balachowsky A.S., 1933. Contribution à l'étude des coccides du Nord-Africain [12^{ème} note]. Diaspines récoltée dans la région de Tamanrasset (Massif du Hoggar) par J. Lauriol. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 24: 253–254.
- Balachowsky A.S., 1934. Les coccides du Sahara central. Mission du Hoggar. III. (Février à Mai 1928) In: Seurat L.-G., *Études Zoologiques sur le Sahara Central. Mémoires de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord*, 4 : 145–157.
- Balachowsky A.S., 1948. *Entomologie appliquée. Les cochenilles de France d'Europe du Nord de l'Afrique et du bassin méditerranéen*. Ed. Hermann et Cie,

- Paris, Collection Actualités Scientifiques et Industrielles, n° 1054, T. IV, 549 pp.
- Balachowsky A.S., 1949a. Sur un genre nouveau d'Aspidiotini [Hem. Coccidea] du sud de l'Anti-Atlas (Maroc méridional). Bulletin de la Société Entomologique de France, 54: 74–76.
- Balachowsky A.S., 1949b. Sur un Rugaspidiotus (Coccoidea-Odonaspidini) nouveau d'Oranie. Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle de l'Afrique du Nord, 40: 107–110.
- Balachowsky A.S., 1950. Les cochenilles de France, d'Europe, du Nord de l'Afrique et du Bassin Méditerranéen. V. Monographie des Coccoidea; Diaspidinae (deuxième partie) Aspidiotini. Entomologie Appliquée Actualités Sciences et Industrielles 1087, pp 397–557, Entomologie Appliquée Actualités Scientifiques et Industrielles, 1127: 561–720.
- Balachowsky A.S., 1951. Les cochenilles de France, d'Europe, du Nord de l'Afrique et du bassin Méditerranéen. VI. Monographie des Coccoidea; Diaspidinae (3^{ème} partie) Aspidiotini (fin). Entomologie Appliquée Actualités Scientifiques et Industrielles, 1127: 561–720.
- Balachowsky A.S., 1953. Les cochenilles de France d'Europe, du Nord de l'Afrique, et du bassin Méditerranéen. VII. - Monographie des Coccoidea ; Diaspidinae-IV, Odonaspidini - Parlatorini. Entomologie Appliquée Actualités Scientifiques et Industrielles, 1202: 725–929.
- Balachowsky A.S., 1954a. Étude comparative des cochenilles du cèdre au Liban et en Afrique du Nord. Revue de Pathologie Végétale et d'Entomologie Agricole de France, 33: 108–114.
- Balachowsky A.S., 1954b. Les cochenilles Paléarctiques de la tribu des Diaspidini. Mémoires Scientifiques de l'Institut Pasteur, Paris, 450 pp.
- Balachowsky A.S., 1956. Les cochenilles du continent Africain Noir. Vol. 1 - Aspidiotini (1^{ère} partie). Annales du Musée Royal du Congo Belge, N.S. 4: 145–356.
- Balachowsky A.S., 1958. Les cochenilles du continent Africain Noir. Vol. 2 Aspidiotini (2^{ème} partie), Odonaspidini and Parlatorini. Annales du Musée Royal du Congo Belge, N.S. 4: 145–356.
- Balachowsky A.S. & Mesnil L., 1935. Les insectes nuisibles aux plantes cultivées leurs mœurs, leur destruction. Ed. Busson, Paris, T. 1, 627 pp.
- Balachowsky A.S. & Richardeau D., 1942. Sur un nouveau genre de coccoides vivant sur *Tamarix* dans le Sahara Nord-Africain avec description d'une espèce nouvelle. Bulletin de la Société Entomologique de France, 47: 100–103.
- Belguendouz R., 2014. Relations plantes hôtes cochenilles diaspidines sur les agrumes (*Citrus* sp) en Algérie: cas de *Parlatoria ziziphi* (Lucas, 1853) (Homoptera: Diaspididae). Thèse. Doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique, El Harrach (Alger), 265 pp.
- Belguendouz R. & Biche M., 2015. Biodiversity of diaspididae scale insects (Homoptera), their host plants and natural enemies in Algeria. Journey of Entomology and Zoology Studies (Algeria), 3: 302–309.
- Belguendouz R., Biche M. & Haddoum M., 2009. Biologie du Pou noir de l'oranger *Parlatoria ziziphi* (Homoptera: Diaspididae) et l'impact de son parasitoïde *Encarsia citrinus* (Hymenoptera Aphelinidae) dans la régulation de son niveau d'infestation sur clémentinier en Mitidja (Algérie). In: Proceeding of 2009. AMMP Scholars Conference.
- Belguendouz R., Biche M. & Seninet I., 2011. Etude de la teneur en protéine et en phosphore des feuilles de jeunes plantes d'agrumes sous serre non éclairée avec la pullulation du Pou noir de l'oranger *Parlatoria ziziphi* (Homoptera: Diaspididae) en Mitidja Algérie. In the proceeding of 2011. AFPP Conference: 120–129.
- Benassy C., 1975. Les cochenilles des agrumes dans le bassin méditerranéen. Annale de l'Institut National Agronomique, El - Harrach (Alger), 5: 118–142.
- Biche M., 1987. Bioécologie de *Parlatoria oleae* Colvée (Hom. Diaspididae) Ravageur de l'olivier, *Olea europaea* L., dans la région de Cap-Djinet (Algérie) et étude biologique de son parasite externe *Aphytis malicornis* Masi (Hym. Aphelinidae). Diplôme Universitaire de Recherches, Université de Nice (France), 119 pp.
- Biche M., 2012. Les principaux insectes ravageurs des agrumes en Algérie et leurs ennemis naturels. Ed. FAO., Regional Integrated Pest Management Programme in the Near East / GTFS/REM/070/ITA, 36 pp.
- Bodenheimer F.S., 1924. The Coccidae of Palestine. First report on this family. Zionist Organization Institute of Agriculture and Natural History, Agricultural Experiment Station Bulletin, 1: 1–100.
- Bodenheimer F.S., 1937. *Prodromus* Faunae Palaestinae. Essai sur les éléments zoogéographiques et historiques du Sud-Oest du sous-règne paléarctique. T. 33. Le Caire, l'INSTITUTE Français d'Archéologie Orientale, 286 pp.
- Bodenheimer F.S., 1943. A first survey of the Coccoidea of Iraq. Government of Iraq, Ministry of Economics, Directorate General of Agriculture, Bulletin 28: 1–33.
- Boisduval J.B.A., 1867. Essai sur l'entomologie horticole. [Report on horticultural entomology.]. Ed. Donnadieu Paris, 648 pp.

- Borchsenius N.S., 1937. Tables for the identification of coccids injurious to cultivated plants and forests in the USSR. Quarantine Regional Inspection, Leningrad, 148 pp.
- Borchsenius N.S., 1966. A catalogue of the armoured scale insects (Diaspidoidea) of the world. Nauka, Moscow & Leningrad, 449 pp.
- Boudjema K., Karaca İ. & Biche M., 2020. Morphometric comparison between two populations of *Aonidiella aurantii* (Maskell) (Homoptera: Diaspididae) from Algeria and Turkey. *Ukrainian Journal of Ecology*, 10: 240–244.
https://doi.org/10.15421/2020_237
- Boukhobza L., Zaabta I., Belguendouz R., Mimeche F. & Biche M., 2020. Role of hymenopterous parasit Aphelinidae in the regulation of levels of *Lepidosaphes beckii* (Newton, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations on orange trees in Rouiba area (Algeria). *Biodiversity Journal*, 11: 845–852.
<https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2020.11.4.845.852>
- Cockerell T.D.A., 1902. Bamboo coccids in Algeria. *Entomologist's Monthly Magazine*, 13: 86.
- Danzig E.M. & Pellizzari G., 1998. Diaspididae. Catalogue of Palaearctic Coccoidea. Plant Protection Institute, Hungarian Academy of Sciences Budapest, Hungary, 526 pp.
- Demirozer O., Kaydan M.B., Karacer I. & Ben-Dov Y., 2009. First records of armoured scale insects (Hemiptera: Coccoidea: Diaspididae) from the oil rose, *Rosa damascena*, in Turkey. *Hellenic Plant Protection Journal*, 2: 33–35.
- Doumandji S.E., 1984. Une nouvelle cochenille pour la région paléarctique et pour l'Algérie, *Parlatoreopsis pyri* Marlatt. *Bulletin de Zoologie Agricole, Institut National Agronomique.*, n° 9, El Harrach, 18 pp.
- Doumandji S.E., 1985. Les cochenilles diaspines du caroubier, *Ceratonia siliqua* en Algérie. 1er Journée Etudes Scientifiques, Institut National d'Enseignement Supérieur, Blida, 15 pp.
- Ferris G.F., 1938. Atlas of the scale insects of North America. Series 2. Stanford University Press Palo Alto, California
- Ferris G.F., 1943. The genus *Targionia* Signoret and some of its allies (Homoptera: Coccoidea: Diaspididae). *Microentomology*, 8: 81–111.
- Franco C.J., García Marí F., Ramos A.P. & Besri M., 2006. Survey on the situation of citrus pest management in Mediterranean countries. *Bulletin IOBC/wprs*, 29: 335–346.
- García Morales M., Denno B., Miller D.R., Miller G.L., Ben-Dov Y. & Hardy N.B., 2016. ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database, 1–5: bav118; accessed on 5.10.2018.
- Giard A., 1893. Communications. *Annales de la Société Entomologique de France*, 62: 199–201.
- Green, E.E., 1899a. The Coccidae of Ceylon, Part II. Dulau London, pp. 105–169.
- Iperti G., Laudého Y., Brun J. & Chippin De Janvry E., 1970. Les entomophages de *Parlatoria blanchardi* Targioni dans les palmiers de l'Adrar mauritanien. *Annales de Zoologie et d'Ecologie Animale de France*, 2: 617–638.
- Kaussari M., 1955. La première liste des cochenilles de l'Iran. Ministère de l'Agriculture, Entomologie et Phytopathologie Appliquées, Publication du Département Général de la Protection Plantes, Téhéran 15: 14–20
- Kosztarab M. & Kozar F., 1988. Scale insects of Central Europe. Akadémiai Kiadó, Budapest, 456 pp.
- Leonardi G., 1900. Generi e specie di diaspidi. Saggio di sistematica degli Aspidiotus. *Rivista di Patologia Vegetale*, 8: 298–363.
- Leonardi G., 1920. Monografia delle cocciniglie Italiane. Della Torre Portici, 555 pp.
- Lepiney J. & Mimeur J.M., 1931. Les coccidés du Maroc. *Revue de Pathologie Vegetale et d'Entomologie Agricole de France*, 18: 243–255.
- Letreuch Belarouci N., 1995. Réflexion autour du développement du forestier: les zones à potentiel de production les objectifs O.P.U. Algérie, 69 pp.
- Lindinger L., 1910. Beiträge zur Kenntnis der Schildläuse und ihrer Verbreitung II. *Zeitschrift für Wissenschaftliche Insektenbiologie*, 6: 371–376
- Lindinger L., 1912b. Die Schildläuse (Coccidae) Europas, Nordafrikas und Vorder-Asiens, einschliesslich der Azoren, der Kanaren und Madeiras. Ulmer Stuttgart, 388 pp.
- Mamet J.R., 1943. A revised list of the Coccoidea of the islands of the western Indian Ocean, south of the equator. *Mauritius Institute Bulletin*, 2: 137–170.
- Marchal P., 1904. Sur quelques cochenilles nouvelles. *Bulletin du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris*, 10: 448–457.
- Marchal P., 1906. Sur deux espèces de cochenilles nouvelles (Hem: Hom.) récoltées en Algérie. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 9: 143–145.
- Marchal P., 1909. Sur deux cochenilles nouvelles sur les *Ephedra*. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 34: 59–60.
- Marchal P., 1911. Sur une cochenille nouvelle d'Algérie (Hem. Coccidae). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 4: 71 pp.
- Merrill G.B., 1953. A revision of the scale insects of Florida. *Bulletin of the Florida State Plant Board*, 1: 1–143.
- Miller D.R. & Davidson J.A., 2005. Armored Scale In-

- sect Pests of Trees and Shrubs. Cornell Univ. Press Ithaca, New York, 442 pp.
- Nakahara S., 1982. Checklist of the armored scales (Homoptera: Diaspididae) of the conterminous United States. United States Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection Service, 110 pp.
- Newstead R., 1895. Observations on Coccidae (No. 13). Entomologist's Monthly Magazine 31: 233–236.
- Newstead R., 1897. New Coccidae collected in Algeria by the Rev. Alfred E. Eaton. Transactions of the Entomological Society of London: 93–103.
- Newstead R., 1901. Monograph of the Coccidae of the British Isles. Ray Society London, 220 pp.
- Pellizzari G. & Fontana P., 1996. Contribution to the knowledge of Homoptera Coccoidea of Sardinia with description of a new species. Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura, 28: 119–140.
- Piguet P., 1960. Les ennemis animaux des Agrumes en Afrique du Nord. Ed. Soc. Shell, Algérie, 117 pp.
- Rosen D. & DeBach P., 1978. Diaspididae. Introduced Parasites and Predators of Arthropod Pests and Weeds: a World Review. Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture Washington D.C., 545 pp.
- Rungs C., 1935. Coccidae du Maroc (3^{ème} note). Revue de Pathologie Vegetale et d'Entomologie Agricole de France, 22: 270–282.
- Rungs C., 1942. Une diaspine nouvelle du Maroc: *Diaspis diacanthii* nov. sp. (Hem. Coccidae). Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle d'Afrique du Nord, France, 33: 59–61.
- Saighi H., Doumandji S. & Biche M., 2005. Les cochenilles diaspines du Jardin d'Essai du Hamma (Alger) et leurs ennemis naturels (Hemiptera, Diaspididae). Bulletin de la Société Entomologique de France, 110: 429–928.
- Sanders J.G., 1909. Catalogue of recently described Coccidae - II. United States Department of Agriculture, Bureau of Entomology, Technical Series, 16: 33–60.
- Signoret V., 1877. Essai sur les cochenilles ou gallinsectes (Homoptères - Coccides), 18e et dernière partie. [Essay on gall-forming scale insects (Homoptera - Coccidae), 18th part.]. Annales de la Société Entomologique de France (serie 5) 6: 591–676.
- Taibi A., Gacemi A., Medjdoub Y., Medjdoub I. & Doumandji S., 2016. *Citrus* infestation by the black scale, *Parlatoria ziziphi* Lucas (Homoptera: Diaspididae) in Tlemcen, Algeria. Journal of Entomological Research, 40: 217–221.
- Takagi S., 1969. Diaspididae of Taiwan based on material collected in connection with the Japan-U.S. Co-operative Science Programme, 1965 (Homoptera: Coccoidea). Part I. Insecta Matsumurana, 32: 1–110.
- Takagi S., 1970. Diaspididae of Taiwan based on material collected in connection with the Japan-U.S. Co-operative Science Programme, 1965 (Homoptera: Coccoidea). Pt. II. Insecta Matsumurana, 33: 1–146.
- Tena A. & Garcia Mari F., 2011. Current situation of citrus pests and diseases in the Mediterranean basin. Bulletin IOBC/WRPS, 62: 365–378.
- Trabut L., 1910. La défense contre les cochenilles et autres insectes fixés. Gouvernement. Général, Algérie, Alger, 151 pp.
- Trabut L., 1911. Catalogue des cochenilles observées en Algérie. Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle d'Afrique du Nord, France, 3: 51–64.
- Vayssière P., 1913. Cochenilles nouvelles de l'Afrique Française. Revue de Phytopathologie Appliquée, 1: 124.
- Zaabta I., Boukhobza L., Mimeche F. & Biche M., 2020. Role of *Aphytis lepidosaphes* Compere, 1955 (Hymenoptera Aphelinidae) in limiting *Lepidosaphes beckii* (Newman, 1869) (Homoptera Diaspididae) populations in an orange orchard in Rouiba (Algeria) Biodiversity Journal, 11: 35–40.
<https://doi.org/10.31396/Biodiv.Jour.2020.11.1.35.40>

المخلص: يسلم هذا العمل الضوء على دراسة الديناميكيات السكانية ل *Lepidosaphes beckii* وكذلك دراسة تأثير طفيلها *Aphytis.lepidosaphes* خلال عامين من الدراسة 2017 و 2018 ، في بستان برتقال في الرويبة ، وبستان كليمنتين في سيدي موسى. ستسمح لنا هذه المعرفة بتحديد طريقة تحكم فعالة وكافية لكل منطقة. أظهرت الدراسة أن *L.beckii* تطور ثلاثة أجيال سنوية خلال سنتا الدراسة: أول خريفي ، ثان ربيعي وثالث صيفي. علاوة على ذلك ، فإن هذه القشرية تتكاثر بنسبة عالية في الوجه السفلي للأوراق في منطقة الرويبة ، والوجه العلوي في منطقة سيدي موسى. معدل الوفيات الطبيعي لهذه القرمزية هو مناخي للمراحل الصغيرة وفسولوجي للإناث البالغة. للخصوبة أيضاً ثلاث فترات لوضع البيض مع تأخر من بضعة أيام إلى أسبوعين بين العامين وبين النباتين المضيفين: الخريف والربيع والصيف. الأعداء الطبيعيون للقشرية *L.beckii* في منطقة الرويبة ، هو نتيجة عمل الطفيل *A.lepidosaphes*. تظهر نتائج التقلبات أن هذا الطفيل يتطور أيضاً إلى 3 أجيال سنوية: جيل الخريف ، وجيل الربيع ، وجيل الصيف ، ويقضي الشتاء على شكل يرقات كبيرة في السن في التجمعات القرمزية ، ويوجد في الأماكن التي يكون فيها مضيفه أكثر وفرة. . بهاجم *A. lepidosaphes* أيضاً المراحل المختلفة للقشرية ولكنها تظهر تفضيلاً ملحوظاً للإناث البالغات والتي توفر لها الظروف الغذائية لتطورها الأمثل. سجل معدل التطفل الكلي 22.54% في *L.beckii* ، ولا يزال هذا المعدل منخفضاً للسيطرة على تجمعات البق الدقيقي.

كلمات البحث: علم البيئة، حمضيات، الطفيلي، رويبة، سيدي موسى، *Lepidosaphes beckii*, *Aphytis lepidosaphes*

Titre : Influence de la région et de la plante hôte sur quelques paramètres écologiques de *Lepidosaphes beckii* Newman, 1869 (Hom : Diaspididae) en Mitidja

Résumé : Le présent travail met en évidence l'étude de la dynamique des populations de *Lepidosaphes beckii* ainsi que l'étude de l'impact de son parasite *Aphytis.lepidosaphes* durant deux années d'étude 2017 et 2018, dans un verger d'oranger à Rouiba et verger de clémentinier à Sidi Moussa. Ces connaissances nous permettrons de déterminer une méthode de lutte efficace et adéquate pour chaque région. L'étude montre que *L.beckii* développe trois générations annuelles durant les années d'étude : une première automnale, une deuxième printanière et une troisième estivale. Par ailleurs, cette cochenille présente une affinité très marquée pour la face inférieure des feuilles dans la région de Rouiba, et la face supérieure dans la région de Sidi Moussa. La mortalité naturelle de cette cochenille est d'ordre climatique pour les jeunes stades et physiologique pour les femelles adultes. La fécondité présente également trois périodes de ponte avec un décalage de quelques jours à deux semaines entre les deux années et entre les deux plantes hôtes : une ponte automnale, printanière et estivale. Les ennemis naturels de *L.beckii* dans la région de Rouiba, elle est le résultat de l'action du parasitoïde *A.lepidosaphes*. Les résultats des fluctuations montrent que ce parasitoïde développe aussi 3 générations annuelles : une génération automnale, une génération printanière et une génération estivale, il hiverne sous forme de larves âgées dans les populations de la cochenille, et il se trouve là où son hôte est plus abondant. *A.lepidosaphes* attaque également les différents stades mais manifeste une préférence marquée pour les femelles adultes qui lui offrent les conditions nutritionnelles pour son développement optimal. Le taux de parasitisme global enregistre 22,54% chez *L.beckii*, ce taux reste faible pour contrôler les populations de la cochenille.

Mots clés : Ecologie, Agrume, Parasitoïde, Rouiba, Sidi Moussa, *Lepidosaphes beckii*, *Aphytis lepidosaphes*.

Title: Influence of the region and the host plant on some ecological parameters of *Lepidosaphes beckii* Newman, 1869 (Hom: Diaspididae) in Mitidja.

Summary: This work highlights the study of the population dynamics of *Lepidosaphes beckii* as well as the study of the impact of its parasite *Aphytis.lepidosaphes* during two years of study 2017 and 2018, in an orange orchard in Rouiba, and clementine orchard in Sidi Moussa. This knowledge will allow us to determine an effective and adequate control method for each region. The study shows that *L.beckii* develops three annual generations during the years of study: a first autumn, a second spring and a third summer. Moreover, this cochineal has a very marked affinity for the lower face of the leaves in the region of Rouiba, and the upper face in the region of Sidi Moussa. The natural mortality of this cochineal is climatic for the young stages and physiological for the adult females. Fertility also has three egg-laying periods with a lag of a few days to two weeks between the two years and between the two host plants: autumn, spring and summer egg-laying. The natural enemies of *L.beckii* in the Rouiba region, it is the result of the action of the parasitoid *A.lepidosaphes*. The results of the fluctuations show that this parasitoid also develops 3 annual generations: an autumn generation, a spring generation and a summer generation, it overwinters in the form of old larvae in the cochineal populations, and it is found where its host is more abundant. *A. lepidosaphes* also attacks the different stages but shows a marked preference for adult females which provide it with the nutritional conditions for its optimal development. The overall parasitism rate recorded 22.54% in *L.beckii*, this rate remains low to control mealybug populations.

Keywords: Ecology, Citrus, parasitoid, Rouiba, Sidi Moussa, *Lepidosaphes beckii*, *Aphytis lepidosaphes*,