



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
PUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE



وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للفلاحة – الجزائر –
ECOLE NATIONALE SUPERIEURE D'AGRONOMIE
- ALGER -

Thèse

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

Département : Zoologie agricole et forestière

Spécialité : Bioagresseurs et phytopharmacie

Thème

Contribution à l'étude des pucerons et de leurs hyménoptères
parasitoïdes dans la Mitidja

Présenté par : SADAT Asma

Soutenu : 15 juillet 2021

Devant le jury :

Président :	M ^r . DOUMANDJI S.E.	Professeur (ENSA - Alger)
Directeur de thèse :	M ^{me} HACINI S.	Professeur (ENSA - Alger)
Examineurs :	M ^r . BICHE M.	Professeur (ENSA – Alger)
	M ^{me} CHEBBOUTI-MEZIOU N.	Professeur (Université de Boumerdes)
	M ^{me} SAIDI-TOUATI M.	Maître de conférences A (U.S.T.H.B)

Année Universitaire : 2020/2021

Remerciements

Je tiens à remercier Madame DAOUDI-HACINI S., Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'Alger, qui m'a encadré tout au long de cette thèse et qui m'a fait partager ses brillantes intuitions. Qu'elle soit aussi remercié pour sa gentillesse, sa disponibilité permanente et pour les nombreux encouragements qu'elle m'a prodiguée.

Mes vifs remerciements vont à Mr DOUMANDJI S., Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'Alger, qui me fait l'honneur de présider le jury. Je tiens également à remercier Mme CHEBOUTI-MEZIOU N., Professeur à l'Université de Boumerdes, Mr BICHE M., Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique et Mme SAIDI-TOUATI M. Maître de conférences à l'Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediène d'avoir accepté d'être parmi le jury et d'examiner cette thèse.

Je tiens à remercier profondément Mr SAHARAOUI L., de m'avoir guidée, conseillée et orientée avec beaucoup de pertinence, de m'avoir aidé à identifier les espèces de puceron. Je lui suis très reconnaissante pour ses encouragements, son soutien moral, sa disponibilité, sa bienveillance et son aide aux différentes entraves rencontrées, pour sa gentillesse et ses qualités humaines.

Je tiens aussi à remercier profondément Mr SELLAMI M. et son épouse Mme SELLAMI S., de m'avoir conseillée et orientée vers cette prestigieuse école et de m'avoir aidée.

J'adresse aussi mes remerciements à mes enseignants et à mes collègues de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach.

Celles et ceux que j'ai oublié de mentionner, excusent cette inattention de hâte.

Je dédie cet événement marquant à mon très cher père parti trop tôt, dieu seul sait combien j'aurais souhaité que tu sois là en ce moment et te voir fier de moi, tu es toujours présent dans mon esprit et dans mon cœur. Puisse Dieu, le tout puissant, t'avoir en sa sainte miséricorde.

A ma très chère mère, quoi que je dise, je ne saurai te remercier comme il se doit, tu as toujours été à mes cotés et tu as tout fait pour que mes efforts se concrétisent, que ce travail traduit ma gratitude et ma reconnaissance.

A ma petite Lina

A mon très cher et unique Zaki qui m'a aidée, accompagnée, encouragée et surtout supportée tout au long de la réalisation de ce modeste travail.

A mes sœurs ; Amina qui m'a soutenue et qui a toujours était présente à mes côtés et qui s'est donnée à fond jusqu'à la dernière minute et Amel « la consule » qui m'a toujours soutenue, conseillée et surtout écoutée

A la plus douce des grands-mères Houria , merci pour tes prières

A mes beaux-parents qui m'ont épaulée

A mes belles sœurs Selma, Houria et Meriem, mes beaux frères Sofiane et Ayoub

A Sarah et Mounib

A mes amies Yasmine, Sabrina et Ferial

A tous ceux qui de près ou de loin m'ont soutenue

Liste des abréviations

E.N.S.A : École Nationale Supérieure Agronomique

I.T.A.F.V : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne

I.T.G.C : Institut Technique des Grandes Cultures

Liste des figures

Figure 1 - Clé d'identification des familles des pucerons	6
Figure 2 - Représentation de la morphologie d'un puceron aptère (<i>Toxoptera aurantii</i>).....	9
Figure 3 - Représentation de la morphologie d'un puceron ailé (<i>Aphis gossypii</i>).....	10
Figure 4 - Forme de la tête d'un aphide avec sinus frontal	11
Figure 5 - Différentes forme d'antennes	11
Figure 6 - Les différentes formes de sinus frontaux	12
Figure 7 - Représentation schématique et micrographique de l'anatomie des stylets du puceron <i>Brevicoryne brassicae</i> , en section transversale.....	13
Figure 8 - Pattes	14
Figure 9 - Ailes antérieures	14
Figure 10 - Différentes formes de cornicules	15
Figure 11 - Différentes formes de cauda	16
Figure 12 - Différentes formes de la plaque anale	17
Figure 13 - Différents types de pigmentation de l'abdomen	17
Figure 14 - Organes génitaux mâle et femelles	18
Figure 15 - Schéma des stades de développement d'un puceron.....	19
Figure 16 - Schéma du cycle d'un puceron holocyclique monoécique	21
Figure 17 - Schéma du cycle d'un puceron holocyclique dioecique (1)	21
Figure 18 - Schéma du cycle d'un puceron holocyclique dioecique (2)	22
Figure 19 - Le parasitisme des pucerons	27
Figure 20 - Enroulement des feuilles d'Agurmes (A) et jaunissement des feuilles de pêchers (B).....	28
Figure 21 - Modes de transmissions des virus, A: virus non persistants. B: virus persistants..	30
Figure 22 - Larves (a et b) et adulte (c) de coccinelle s'alimentant de pucerons.....	34
Figure 23 - Larve d'un Syrphidae s'alimentant de pucerons	35
Figure 24 - Œuf (a) larve (b) et adulte (c) de <i>Chrysoperla caranea</i>	35
Figure 25 - Les différents articles formant l'antenne d'un Aphidiide adulte.....	39
Figure 26 - Les pièces buccales d'un Hyménoptère Aphidiidae.....	39
Figure 27 - Différents types de notaules : A/ incomplètes chez <i>Ephedrus plagiator</i> B/complètes chez <i>Praon volucre</i>	40

Figure 28 - Nervation alaire des parasitoïdes Aphidiides	41
Figure 29 - Différentes nervations alaires chez les Aphidiides ; A - <i>Lysephlebus testaceipes</i> , B - <i>Lysephlebus fabarum</i> ,C - <i>Aphidius ervi</i> , D - <i>Aphidius matricariae</i>	41
Figure 30 - Propodeum sans carènes : <i>Lysiphlebus testaceipes</i> Avec carènes : <i>Ephedrus plagiator</i>	42
Figure 31 - Ovipositeur d'un Aphidiide	43
Figure 32 - Le pétiole d'un Aphidiide	43
Figure 33 - Cycle biologique d'un hyménoptère parasitoïde	44
Figure 34 - Situation géographique de la Mitidja.....	49
Figure 35 - Proportion des classes de sols dans la Mitidja.....	51
Figure 36 - Diagramme pluviothermique de la région de la Mitidja durant 10 années (2008/2017).....	56
Figure 37 - Climagramme d'Emberger de la Mitidja durant 10 années (2008/2017)	58
Figure 38 - Station du jardin d'essai du Hamma vue par satellite.....	62
Figure 39 - Carré des plantes médicinales.....	62
Figure 40 - Carré botanique.....	62
Figure 41 - Station de l'ITAFV de Tessala-El-Merdja vue par satellite.....	63
Figure 42 - Verger de pêchers.....	64
Figure 43 - Verger d'abricotiers.....	64
Figure 44 - Parc à bois de rosacées	65
Figure 45 - Verger de mandariniers.....	65
Figure 46 - Verger d'orangers.....	66
Figure 47 - Station de l'E.N.S.A vue par satellite.....	67
Figure 48 - Plante ornementale <i>Pittosporum tobira</i> au niveau de la station de l'E.N.S.A.....	67
Figure 49 - Station de l'I.T.G.C vue par satellite.....	68
Figure 50 - Photographie d'une parcelle de blé dur <i>Triticum durum</i> au niveau de la station de l'I.T.G.C	69
Figure 51 - Colonies de pucerons, rencontrées sur les différentes espèces et partie des plantes.	70
Figure 52 - Parasitoïdes émergés des momies et récupérés dans des tubes à essais.....	72
Figure 53 - Matériel utilisé au laboratoire pour préparer les pucerons et leurs parasitoïdes	72
Figure 54 - Différentes étapes de montage des pucerons.....	74
Figure 55 - Répartition de l'aphidofaune inventoriée par tribu.....	80

Figure 56 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis fabae</i>	83
Figure 57 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis citricola</i>	84
Figure 58 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis gossypii</i>	85
Figure 59 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis craccivora</i>	86
Figure 60 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis hederæ</i>	87
Figure 61 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis nerii</i>	88
Figure 62 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis illinoisensis</i>	89
Figure 63 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis punicae</i>	90
Figure 64 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis(Protaphis Aphis) sp</i>	91
Figure 65 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis pomi</i>	92
Figure 66 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis rumicis</i>	93
Figure 67 - Critères d'identification du puceron <i>Aphis frangulae</i>	94
Figure 68 - Critères d'identification du puceron <i>Aulacorthum solani</i>	95
Figure 69 - Critères d'identification <i>Acyrtosiphum pisum</i>	96
Figure70 - Critères d'identification de <i>Rhopalosiphum padi</i>	97
Figure71 - Critères d'identification du puceron <i>Rhopalosiphum maidis</i>	98
Figure72 - Critères d'identification du puceron <i>Hyadaphis foeniculi</i>	99
Figure 73 - Critères d'identification du puceron <i>Hyadaphis coriandri</i>	100
Figure 74 - Critères d'identification du puceron <i>Melanaphis donaci</i>	101
Figure 75 - Critères d'identification du puceron <i>Lipaphis erysimi</i>	102
Figure 76 – Critères d'identification du puceron <i>Toxoptera aurantii</i>	103
Figure 77 - Critères d'identification du puceron <i>Sitobion avenae</i>	104
Figure 78 – Critères d'identification du puceron <i>Sitobion fragariae</i>	105
Figure 79 – Critères d'identification du puceron <i>Metopolophium dirhodum</i>	106
Figure 80 – Critères d'identification du puceron <i>Hyperomyzus lactucae</i>	107
Figure 81 – Critères d'identification du puceron <i>Uroleucon sonchi</i>	108
Figure 82 - Critères d'identification du puceron <i>Uroleucon aeneum</i>	109
Figure 83 – Critères d'identification du puceron <i>Dysaphis plantaginea</i>	110
Figure 84 - Critères d'identification du puceron <i>Hyalopterus pruni</i>	111
Figure 85 - Critères d'identification du puceron <i>Megoura vicia</i>	112
Figure 86 - Critères d'identification du puceron <i>Brachycaudus cardui</i>	113
Figure 87 – Critères d'identification du puceron <i>Brachycaudus helichrysi</i>	114
Figure 88 - Critères d'identification du puceron <i>Brachycaudus persicae</i>	115

Liste des tableaux

Tableau 1 - Températures mensuelles moyennes des maxima et des minima de 2017 et 2018 dans la région de la Mitidja.....	53
Tableau 2 - Précipitations mensuelles de 2017 et 2018 de la région de la Mitidja.....	54
Tableau 3 - Humidité relative moyenne (%) de la région de la Mitidja de 2017 et 2018.....	54
Tableau 4 - Vitesse (km/h) moyenne mensuelle du vent de la région de la Mitidja de 2017 et 2018.....	55
Tableau 5 - Données climatiques de la décennie 2008-2017 de la région d'étude.....	57
Tableau 6 - Liste détaillée de l'aphidofaune recensée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	78
Tableau 7 - Richesse spécifique totale des espèces aphidiennes inventoriées sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude.....	81
Tableau 8 - Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes.....	127
Tableau 9 - Les relations trophiques entre les pucerons et les plantes hôtes appartenant différentes cultures dans la région de la Mitidja.....	128
Tableau 10 - Liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	135
Tableau 11 - Richesse spécifique totale des espèces de parasitoïdes inventoriées sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude en 2017-2018...	136
Tableau 12 - Différentes interactions tri trophiques plantes hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire sur plantes cultivées et spontanées dans différentes localités dans la région de la Mitidja.....	142
Tableau 13 - Importance des espèces de pucerons parasités, des espèces de plantes hôtes et des associations tritrophiques établies par chaque espèce de parasitoïde.....	147
Tableau 14 - Importance des hyménoptères parasitoïdes émergés à partir des momies collectées à travers différentes localités de la région d'étude en 2017- 2018...	148
Tableau 15 - Liste détaillée des espèces d' hyperparasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	153

Table des matières	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction	1
Chapitre I – Généralités sur les pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes.....	5
I- Généralités sur les pucerons.....	5
I.1- Systématique des pucerons.....	5
I.2- Morphologie	8
I.2.1.- La tête	10
I.2.1.1. - Les antennes.....	11
I.2.1.2 - Le front.....	12
I.2.1.3 - Le rostre	12
I.2.2 - Le thorax.....	13
I.2.3 - L’abdomen.....	14
I.2.3.1 - Les cornicules	14
I.2.3.2 - Cauda et plaque anale	16
I.2.3.3 – Pigmentation.....	17
I.2.3.4 - Soies et plaques cirières	17
I.2.3.5 - Organes génitaux.....	18
I.3 - Bioécologiques des pucerons	18
I.3.1 - Stades de développements	18
I.3.2 – Reproduction.....	19
I.3.3 - Cycle biologique.....	20
I.3.3.1 - Cycle holocyclique monoecique	20
I.3.3.2 - Cycle holocyclique dioecique (Type 1)	21
I.3.3.3 - Cycle holocycliquedioecique (Type 2)	22
I.3.3.4 – Anholocyclie.	22
I.4 - Alimentation.....	23
I.4.1 - Les pièces buccales.....	23

I.4.2 - Le miellat des pucerons	24
I.5 - La dynamique des populations	24
I.6 - Facteurs de développement et de régression des populations de pucerons	25
I.6.1 - facteurs abiotiques	25
I.6.1.1 - Les températures	25
I.6.1.2 - Les précipitations	25
I.6.1.3 - La durée d'insolation	25
I.6.1.5 - L'humidité de l'air	26
I.6.2 - Facteurs biotiques	26
I.6.2.1 - Rôle de la plante hôte	26
I.6.2.2 - Rôle des ennemis naturels	26
I.6.2.2.1 - Les prédateurs	26
I.6.2.2.2 - Les parasitoïdes	27
I.6.2.2.3 - Les pathogènes	27
I.7 – Dégâts	27
I.7.1- Les dégâts directs	28
I.7.1.2 – Dégâts dû aux sécrétions salivaires	28
I.7.2 - Les dégâts indirects	29
I.7.2.1- Miellat et fumagine	29
I.7.2.2 - Transmission de virus	29
I.8 - La lutte contre les pucerons	30
I.8.1 - Lutte préventive	30
I.8.2 - Lutte curative	31
I.8.2.1 - Lutte chimique	31
I.8.2.2 - Lutte intégrée	31
I.8.2.3 - Lutte variétale	31
I.8.2.4 - Lutte biotechnique	32
I.8.2.5 - La lutte biologique	32
I.8.2.5.1 - Les prédateurs	32
I.8.2.5.2- Les parasitoïdes	35
I.8.2.5.3 - Pathogènes	35
II - Les hyménoptères parasitoïdes	37
II.1 - Systématique	37

II.1.1 - Braconidae.....	37
II.1.2 - Aphelinidae	38
II.2 - Morphologie.....	38
II.2.1 - Tête.....	38
II.2.2.- Thorax	40
II.2.3- Abdomen	42
II.3 - Cycle biologique	43
II.4 - Origine biogéographique.....	43
II.5–Rôle des hyménoptères parasitoïdes en lutte biologique.....	45
II.6 - Hyperparasitoïdes des pucerons (Parasites secondaires)	46
II.6.1 - Biologie	46
II.6.2 - Impact des hyperparasitoïdes sur la lutte biologique	47
III - Les interactionstri-trophiques.....	47
Chapitre II – Présentation de la région d’étude	49
II.1- Situation géographique de la Mitidja.....	49
II.1.2 – Facteurs abiotiques	50
II.1.2.1 - Facteurs édaphiques.....	50
II.1.2.2- Facteurs pédologiques et implications agricoles	50
II.1.2.3 - Facteurs hydrographiques.....	51
II.1.2.4 - Facteurs climatiques	52
II.1.2.4.1 – Température.....	52
II.1.2.4.2– Pluviométrie	53
II.1.2.4.3- L’Humidité relative (HR%)	54
II.1.2.4.4 - Vent.....	55
II.1.2.5- Synthèse climatique	55
II.1.2.5.1– Diagramme pluviothermique.....	55
II.1.2.5.2-Climagramme d’Emberger.....	56
II.3 - Facteurs biotiques	58
II.3.1 - Données floristiques	58
II.3.2- Données faunistiques.....	59
Chapitre III – Matériel et méthodes.....	61
I.1- Choix et description des stations d’étude	61
I.1.1- Station horticole du jardin d’essai du Hamma.....	61

I.1.2- La ferme de l'institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne (l'ITAFV) de Tessala-El-Merdja.....	63
I.1.3 - Station de l'E.N.S.A d'El Harrach.....	66
I.1.4- Station de l'Institut Technique des Grandes Cultures (I.T.G.C) d' Oued Smar.....	68
II. 2 – Matériel de travail et méthodologie adoptée	70
II.2 .1 - Matériel de travail	70
II.2.1.1 -Matériel végétal	70
II.2.1.2- Matériel animal.....	70
II.2.1.3- Matériel utilisé.....	70
II.3 -. Méthodologie du travail.....	71
II.3.1 - Méthodologie appliquée sur le terrain.....	71
II.3.2 – Méthodologie appliquée au laboratoire	71
II.4 – Préparation des spécimens et leur montage.....	73
II.4.1 – Montage des pucerons	73
II.4.2 – Montage des hyménoptères parasitoïdes	74
II. 5 – Identification des pucerons et des hyménoptères parasitoïdes.....	74
II.5.1 – Les pucerons	74
II.5.2 – Les parasites et les hyperparasites	75
III– Méthodes d'exploitation des résultats	75
III.1 - Richesse spécifique totale (S).....	75
III.2 - Relations trophiques	75
III.3 - Taux d'émergence	76
III.4 - Exploitation des résultats par une analyse factorielle des correspondances (AFC).....	76
Chapitre IV - Résultats sur l'aphidofaune et leur hyménoptères parasites.....	78
I- Etude de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	78
I .1 – Liste détaillée de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	78
I .2 – Richesse spécifique totale de l'aphidofaune récoltée sur les plantes cultivées et adventices dans la région de la Mitidja.....	80
I .3– Systématique des espèces aphidiennes	82
I. 3.1- Tribu des Aphidini.....	83
I. 3.1.1 – <i>Aphis fabae</i> (puceron noir de la fève)	83
I. 3.1.2 – <i>Aphis citricola</i> (puceron vert des agrumes).....	84

I.3.1.3 – <i>Aphis gossypii</i> (puceron du melon et du cotonnier).....	85
I. 3.1.4 – <i>Aphis craccivora</i> (puceron noir de la luzerne).....	86
I.3.1.5 – <i>Aphis hederae</i> (puceron du lierre).....	87
I.3.1.6– <i>Aphis nerii</i> (puceron du laurier rose).....	88
I. 3.1.7 – <i>Aphis illinoisensis</i> (puceron de la vigne).....	89
I. 3.1.8 – <i>Aphis (Aphis) punicae</i> (puceron du grenadier).....	90
I. 3.1.9 - <i>Aphis (Protaphis Aphis) sp</i>	91
I. 3.1.10 - <i>Aphis pomi</i> (puceron vert non migrant du pommier).....	92
I. 3.1.11 – <i>Aphis (Aphis) rumicis</i>	93
I. 3.1.12 - <i>Aphis frangulae</i> (puceron de la pomme de terre).....	94
I. 3.1.13 – <i>Aulacorthum solani</i> (puceron strié de la pomme de terre).....	95
I. 3.1.14 – <i>Acyrtosiphum pisum</i> (puceron vert du pois).....	96
I. 3.1.15 – <i>Rhopalosiphum padi</i>	97
I. 3.1.16 – <i>Rhopalosiphum maidis</i> (puceron du maïs).....	97
I.3.1.17 – <i>Hyadaphis foeniculi</i> (puceron du fenouil).....	98
I. 3.1.18 - <i>Hyadaphis coriandri</i> (puceron de la coriandre).....	100
I.3.1.19 – <i>Melanaphis donacis</i> (puceron de <i>Arundo donax</i>).....	101
I. 3.2- Tribu des Macrosiphini.....	101
I. 3.2.1- <i>Lipaphis erysimi</i> (puceron du navet).....	102
I. 3.2.2 - <i>Toxoptera aurantii</i> (puceron noir des agrumes)	103
I. 3.2.3 - <i>Sitobion avenae</i> (puceron vert des céréales).....	104
I.3.2.4 - <i>Sitobion fragariae</i> (puceron vert de l'avoine)	105
I. 3.2.5 - <i>Metopolophium dirhodum</i> (puceron des céréales et du rosier).....	106
I. 3.2.6 - <i>Hyperomyzus lactucae</i> (puceron de la laitue)	107
I. 3.2.7 - <i>Uroleucon sonchi</i>	108
I. 3.2.8 - <i>Uroleucon aeneum</i>	109
I. 3.2.9 - <i>Dysaphis plantaginea</i> (puceron cendré du pommier).....	110
I. 3.2.10 - <i>Hyalopterus pruni</i> (puceron farineux du prunier).....	111
I. 3.2.11 - <i>Megoura vicia</i> (Puceron de la vesce).....	112
I. 3.2.12 - <i>Brachycaudus cardui</i> (Puceron de l'artichaut)	113
I. 3.2.13 - <i>Brachycaudus helichrysi</i> (puceron vert du prunier).....	114
I. 3.2.14 - <i>Brachycaudus persicae</i> (puceron noir du pêcher)	115
I. 3.2.15 - <i>Macrosiphoniella sanbroni</i>	116

I. 3.2.16 - <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Puceron vert et rose de la pomme de terre)	117
I.3.2.17 - <i>Macrosiphum rosae</i> (puceron vert ou rose du rosier)	118
I.3.2.18 - <i>Myzus persicae</i> (puceron vert du pêcher)	119
I.3.3- Tribu des Atheroidini	120
I.3.3.1 - <i>Sipha (Rungisia) maydis</i> (puceron du maïs)	120
I. 3.4- Tribu des Greenideini	121
I. 3.4.1 - <i>Greenidea ficicola</i> (puceron du Ficus)	121
I. 3.5- Tribu des Chaitophorini	121
I. 3.5.1- <i>Chaitophorus</i> sp	122
I. 3.6- Tribu des Lachnini	123
I. 3.6.1- <i>Lachnus roboris</i> (puceron du chêne)	123
I. 3.7 - Tribu Calaphidini	124
I. 3.7.1- <i>Tinocallis (Sappocallis) takachihoensis</i> (Puceron japonais de l'orme)	124
I. 3.8- Tribu des Panaphidini	125
I. 3.8.1 - <i>Hoplocallis pictus</i> (puceron du chêne vert)	125
I. 3.8.2 - <i>Therioaphis trifolii</i>	126
I.4 -Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes	127
I.5 – Relations trophiques « plantes hôte – puceron »	128
II – Etude des espèces de parasitoïdes échantillonnées dans la région de la Mitidja	132
II .1 – Les parasitoïdes primaires	135
II.1.1 –Liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja	135
II.1.2 Richesse spécifique totale (S) des espèces de parasitoïdes primaires récoltées dans la région de la Mitidja	136
II.1.3 - Systématiques de quelques espèces de parasitoïdes primaires	137
II.1.3.1 - Genre <i>Aphidius</i> Nees, 1818	137
II .1.3.1.1 - <i>Aphidius matricariae</i>	137
II.1.3.1.2 - <i>Aphidius ervi</i>	138
II.1.3.2- Genre <i>Diaeretiella</i>	139
II.1.3.2.1- <i>Diaeretiella rapae</i>	139
II.1.3.3– Genre <i>Lysiphlebus</i>	140
II.1.3.3.1- <i>Lysiphlebus fabarum</i>	140
II.1.3.4- Genre <i>Praon</i>	141
II.1.3.4.1 - <i>Praon volucre</i>	141

II. 1.4 – Interactions tritrophiques plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire	142
II.1.5 – Evaluation des émergences des parasites à partir des momies	148
II.1.6 - Analyse factorielle des correspondances appliquée aux espèces de pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes récoltés sur différentes catégories de plantes hôtes (cultures et adventices)	149
II .2 – Les hyperparasitoïdes	151
II .2.1. Liste détaillée des espèces d' hyperparasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja	151
Chapitre V– Discussions sur l'aphidofaune et ses hyménoptères parasitoïdes	155
I – Discussion sur l'étude de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	155
I.1 – Discussion sur la liste détaillée de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	155
I.2 Discussion sur la richesse spécifique totale (S) de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja.....	155
I.3 – Discussion sur la systématique des pucerons	157
I.4 – Discussion sur la répartition de l'aphidofaune par familles de plantes hôtes.....	158
I.5 – Discussion sur les relations trophiques « plante hôte – puceron »	159
II– Discussion sur l'étude des espèces de parasitoïdes échantillonnées dans la région de la Mitidja	160
II.1- Discussion sur les parasitoïdes primaires	160
II.1.1–Discussion sur la liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja	160
II.1.2–Discussion sur la richesse totale (S) des espèces d'hyménoptères parasitoïdes primaires récoltées dans la région de la Mitidja.....	161
II.1.3- Discussion sur la systématique de quelques espèces de parasitoïdes primaires.....	162
II.1.4 – Discussion sur les interactions tritrophiques plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire.....	162
II.1.5- Discussion sur l'évaluation des émergences des parasitoïdes primaires à partir des momies.....	168
II.1.6- Discussion sur l'analyse factorielle des correspondances appliquée aux espèces de pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes récoltés sur différentes catégories de plantes hôtes (cultures et adventices)	169
II.2- Discussion sur les hyperparasitoïdes.....	169

III.2.1- Discussion sur la liste détaillée des espèces d' hyperparasitoïdes récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja	169
Conclusion	172
Références bibliographiques	175
Annexes	199
Résumé.....	202

Introduction

Les pucerons constituent un groupe d'insectes extrêmement répandu dans le monde et qui s'est diversifié parallèlement à celui des plantes à fleurs (HULLE et *al.*, 1998). Ils sont surtout connus pour leur développement rapide (MOHANNAD et *al.*, 2011) et leur pouvoir de dispersion sur de longues distances (HULLE et *al.*, 1999). Actuellement, ils sont devenus des ravageurs majeurs des forêts, des cultures et des plantes ornementales (HARMEL et *al.*, 2010). Plus d'une centaine d'espèces de pucerons dans le monde causent des dommages d'importance économique aux cultures (DEDRYVER et *al.*, 2010). Grâce à leur appareil buccal de type piqueur-suceur, ils sont capables de se nourrir facilement à partir de la sève des plantes et par conséquent, ils nuisent à la croissance de ces dernières en détournant l'allocation des nutriments à leur profit (HULLE et *al.*, 1998). De plus, lors de la prise alimentaire, les pucerons injectent des toxines salivaires et transmettent des virus phyto-pathogènes (CHRZANOWSKI et *al.*, 2009) Enfin, les pucerons contribuent à la prolifération de la fumagine par la production de miellat (DEDRYVER et *al.*, 2010).

Les pucerons sont combattus essentiellement avec des insecticides de synthèse qui peuvent limiter leurs populations à un seuil tolérable (HARMEL et *al.*, 2010 ; LOPEZ et *al.*, 2012). Bien que ces insecticides se soient avérés d'une grande efficacité, une stratégie fondée sur leur emploi immodéré a montré ses limites se traduisant par l'apparition des souches résistantes. De plus, cette stratégie est contestée pour ses conséquences sur la santé humaine et l'environnement. Des alternatives existent ou sont en cours de développement, reposant sur l'utilisation de plantes résistantes ou de leurs ennemis naturels. (PLANTEGENEST et LE RALEC, 2007).

Les pucerons sont souvent contrôlés par un cortège de prédateurs (coccinelles, syrphes, etc) et de parasitoïdes (VÖLKL et *al.*, 2007). Les guêpes parasitoïdes jouent un rôle important dans le contrôle des populations aphidiennes (BOIVIN et *al.*, 2012). Les pucerons sont attaqués par des hyménoptères parasitoïdes appartenant à deux familles ; celles des Aphelinidae et celle des Braconidae (ALHMEDI et *al.*, 2018). La sous-familles des Aphidiinae (Hymenoptera : Braconidae) renferme 400 espèces à travers le monde, elles sont les plus abondantes et les plus actives dans la régulation des populations de pucerons et se distinguent des espèces des autres sous-familles par le fait qu'elles soient endoparasitoïdes

solitaires exclusives de pucerons (LAZAREVIC et *al.*, 2017) et sont actuellement employées comme agents de lutte biologique contre les pucerons (COCK et *al.*, 2010).

L'utilisation des ennemis naturels des pucerons en lutte biologique, suppose la connaissance parfaite de la biologie du ravageur en question et celle de ses ennemis naturels (ESTEVEZ et *al.*, 2000). Les parasitoïdes jouent un rôle important dans les relations trophiques terrestres (KHAN et *al.*, 2012) et l'étude des relations tritrophiques contribue à la connaissance de la biodiversité des écosystèmes et permet d'optimiser les décisions de l'emploi des ennemis naturels dans le contrôle des déprédateurs (LAAMARI et *al.*, 2011).

La relation tritrophique plante – puceron- hyménoptère parasitoïde a fait l'objet de recherche de plusieurs auteurs dans le monde et en Algérie. Nous citons les travaux de (KAVALLIERTOS et *al.*, 2004 ; KHAN et *al.*, 2012 ; RAKHSHANI et *al.*, 2012).

En Algérie, cette étude a été réalisée dans différents milieux ; naturels, cultivés et urbain, nous citons celle effectuée dans l'Est de l'Algérie par LAAMARI et *al.*, 2011 ;2012, ceux de HEMIDI et *al.* (2013) sur les hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés aux plantes ornementales de la ville de Biskra. GHAZALI et *al.* (2015) sur les pucerons et leurs parasitoïdes en cultures maraîchères à Sétif. AGGOUN et *al.* (2016) sur les associations tri-trophiques (parasitoïdes -pucerons - plantes) dans le milieu naturel à Khenchela. A l'Ouest nous citons les travaux d'ELOUISSI et RIGHI (2016) en milieux naturels et dans les espaces verts de la ville de Mascara et ceux de GHELAMALLAH et *al.* (2018) à Mostaghanem. Au Sud, CHEHMA et LAAMARI (2014) ont réalisés un travail sur la bioécologie des hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel et cultivé à Ghardaïa. Au centre du pays BENHAMACHA et *al.* (2017) signale pour la première fois en Algérie l'existence de l'hyménoptère parasitoïde *Pauesia silana* parasitant le puceron *Cinara pini* L sur *Pinus nigra* et *Pinus halepensis* dans un jardin public à Alger.

L'objectif de cette étude est d'une part enrichir l'inventaire local de l'aphidofaune et de ses hyménoptères parasitoïdes, et d'autre part mettre en évidence les relations tritrophiques permettant de déterminer le spectre d'hôte des différentes espèces d'hyménoptères parasitoïdes afin d'optimiser les décisions de leur emploi dans le cadre d'une lutte biologique.

Le présent travail est structuré en 5 chapitres ; Le premier chapitre porte sur les généralités des pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes. Le deuxième chapitre traite la région d'étude et ses caractéristiques biotiques et abiotiques. Le troisième chapitre décrit la

méthodologie adoptée sur le terrain et au laboratoire et les différentes méthodes d'exploitation des résultats. Ces derniers ont fait l'objet du quatrième chapitre et sont discutés par la suite dans le cinquième chapitre. Une conclusion générale et des perspectives clôture ce travail.

CHAPITRE I

Chapitre I – Généralités sur les pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes

I- Généralités sur les pucerons

I.1- Systématique des pucerons

Les pucerons appartiennent à l'ordre des Hémiptères et au sous-ordre des Sternorrhynches comme les psylles, les cicadelles, les aleurodes et les cochenilles qui comptent également dans leurs rangs des ravageurs importants (TURPEAU-AIT IGHIL et *al.*, 2010), Ils constituent la super-famille des Aphidoidea qui se subdivise en quatre familles : les Aphididae, les Eriomatidae, les Phylloxeridae et les Adelgidae ou Chermesidae. Les Phylloxeridae et les Adelgidae se distinguent des Aphididae par une nervation alaire plus simple, les antennes courtes de 3 à 5 articles, l'absence de cornicules et une cauda peu marquée (Fig.1).

D'après TURPEAU-AIT IGHIL et *al.* (2010), les aphides sont classés comme suit :

Règne	Animalia
Phylum	Arthropoda
Classe:	Insecta
Ordre:	Hemiptera
Sous ordre:	Sternorrhyncha
Super famille:	Aphidoidea
Famille:	Aphididae Eriomatidae Phylloxeridae Adelgidae

Les Aphididae constituent de loin la famille la plus importante ayant une grande importance en agriculture en raison des dégâts qu'ils causent lors de leurs fréquentes pullulations (DAJOZ, 2010). Ils se caractérisent par :

- Des antennes à 5 ou 6 articles, le dernier étant formé de deux parties, la base et le fouet.
- La présence ou non des cornicules.
- Une cauda souvent développée.

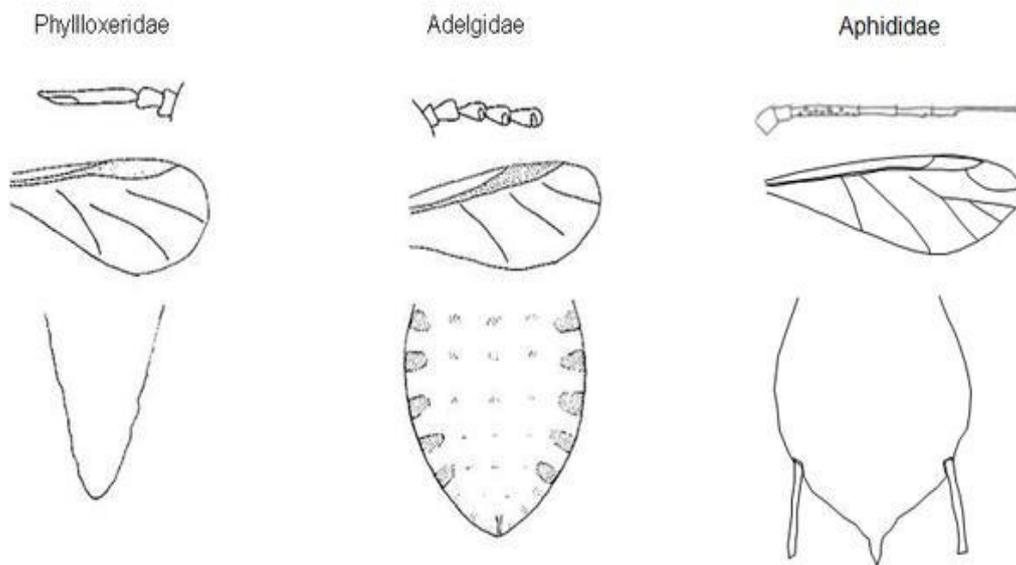


Fig.1- Clé d'identification des familles des pucerons (REMAUDIÈRE, 1997)

La famille des Aphidoidae se divise en 28 sous-familles et 18 tribus :

S /Famille des Aiceoninae

S/Famille des Anoeciinae

S/Famille des Aphididae

Tribu des Aphidini

Tribu des Macrosiphini

S/Famille des Chaitophorinae

Tribu des Aitheroidini

Tribu des Chaitophorini

S/Famille des Drepanosiphinae

S/Famille des Greenideinae

Tribu des Cervaphidini

Tribu des Greenideini

Tribu des Schoutedeniini

S/Famille des Hormaphidinae

Tribu des Cerataphidini

Tribu des Hormaphidini

Tribu des Nipponaphidini

S/Famille des Israelaphidinae

S/Famille des Lachninae

Tribu des Cinarini

Tribu des Lachnini

Tribu des Tramini

S/Famille des Lizeriinae

S/Famille des Macropodaminae

S/Famille des Mindarinae

S/Famille des Myzocallidinae

Tribu des Calaphidini

Tribu des Myzocallidini

S/Famille des Neophyllaphidinae

S/Famille des Neuquenaphidinae

S/Famille des Parachitophorinae

S/Famille des Pemphiginae

Tribu des Eriosomatini

Tribu des Fordini

Tribu des Pemphigini

S/Famille des Phloeomyzinae

S/Famille des Phyllaphidinae

S/Famille des Pterastheniinae

S/Famille des Pterocommatinae

S/Famille des Saltusaphidinae

S/Famille des Taiwanaphidinae

S/Famille des Tamaliinae

S/Famille des Thelaxainae

I.2- Morphologie

Les pucerons sont de petits insectes aux téguments mous, mesurant entre 2 et 4 mm avec un corps ovale un peu aplati (TANYA, 2002).

Dans une population de pucerons, certains individus ont des ailes (ailés) et d'autres pas (aptères). Ces deux formes peuvent avoir des couleurs et des caractères différents. (MALAIS et *al.*, 1993).

Il existe une grande variabilité de morphologie entre les espèces de pucerons ainsi qu'entre les individus d'une même espèce. Certaines possèdent un corps translucide, soit vert, noir, brun, rose ou jaune. D'autres, qualifiées de lanigères, possèdent un corps recouvert d'une cire blanche semblable à de la ouate (FRAVAL, 2006a). Le corps des pucerons est divisé en trois parties bien différenciées : la tête, le thorax et l'abdomen (Fig. 2 et 3).



Fig. 3- Représentation de la morphologie d'un puceron ailé (*Aphis gossypii*)(Photo. originale)

I.2.1.- La tête

Chez les pucerons, la tête est généralement bien séparée du thorax chez les formes ailées, alors que chez les aptères celle-ci est fusionnée dans la continuité du corps. La tête porte des critères importants pour l'identification : les antennes, le sinus frontal et le rostre. Comme tous les insectes; elle porte aussi des yeux composés muriformes, ayant à leur base un tubercule oculaire de 3 ommatidies (FRAVAL, 2006 a). A cela s'ajoutent également trois ocelles frontaux (Fig.4).

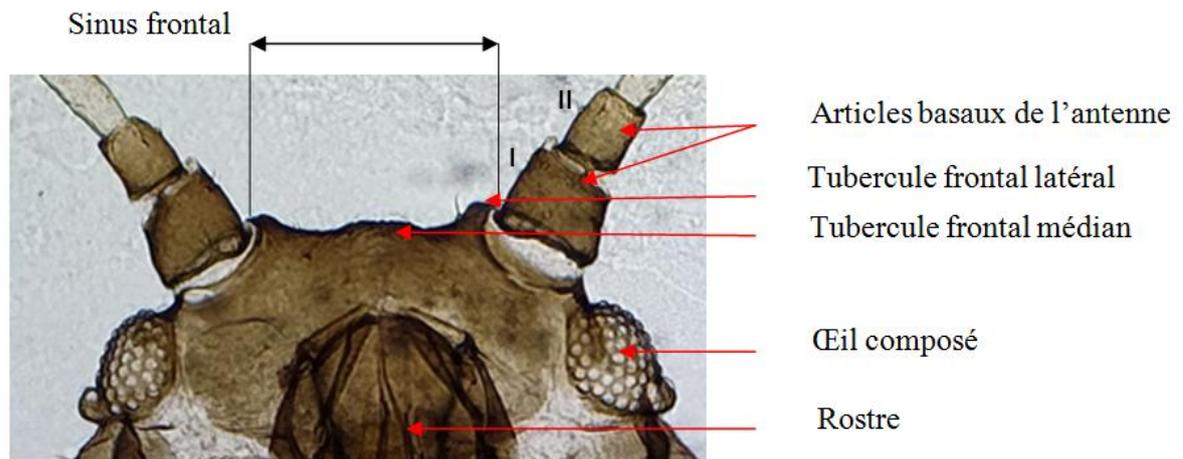


Fig. 4 - Forme de la tête d'un aphide avec sinus frontal (Grx100) (Photo. originale)

I.2.1.1. - Les antennes

Les antennes sont insérées directement sur le front ou sur des protubérances du vertex appelées tubercules frontaux latéraux. Elles comprennent 3 à 6 articles de longueur variable, le dernier article est généralement le plus long. Il est formé d'une partie basale légèrement renflée et d'une partie terminale appelée fouet ou flagelle ou processus terminale. Certains articles antennaires présentent des organes sensoriels arrondis, ovales ou aplatis appelés sensoria ou rhinaries (TURPEAU-AIT IGHIL et *al.*, 2010). Le nombre et la localisation des rhinaries, la longueur des antennes et la longueur du fouet aident à la détermination des espèces, ainsi que la forme du front et des tubercules frontaux sur lesquels sont insérées les antennes (HULLE et *al.*, 1999) (Fig.5).

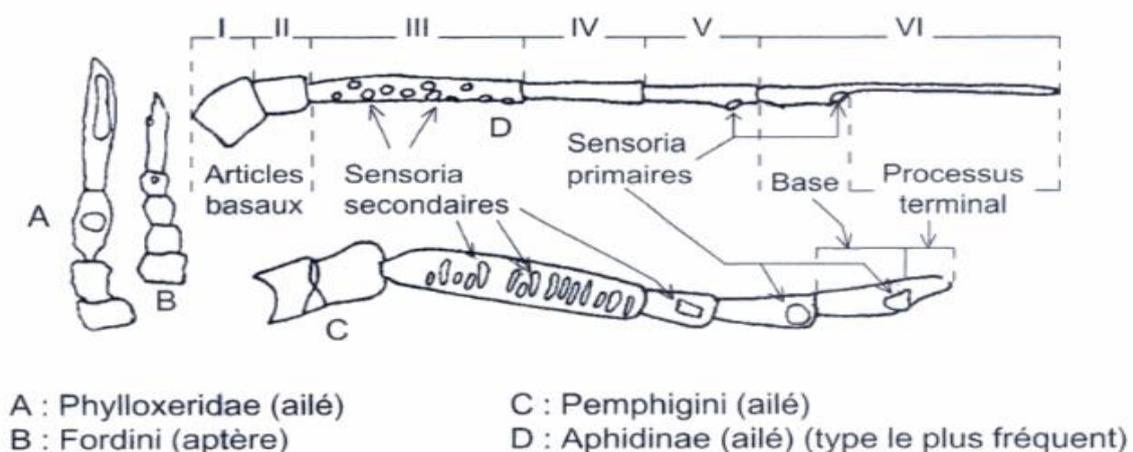


Fig.5 - Différentes forme d'antennes (LECLANT, 1999).

I.2.1.2 - Le front

La forme de la tête et plus particulièrement celle du front est également un critère important pour l'identification des genres et parfois même des espèces. Le front des pucerons peut présenter un sinus médian plus au moins prononcé convexe ou concave ou encore présenter des tubercules frontaux (GODIN et BOIVIN, 2002) (Fig.6).

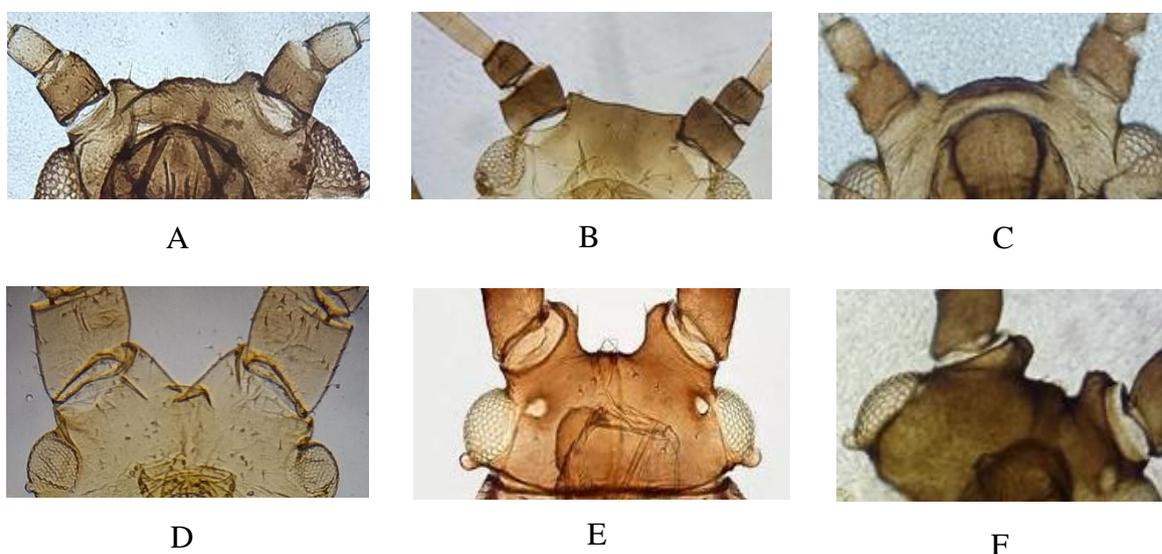


Fig. 6 - Les différentes formes des sinus frontaux (photos. originales)

- A – Sinué avec tubercule frontal distinct (*Aphis fabae*)
- B – Faiblement et irrégulièrement sinué (*Aphis citricola*)
- C - Bombé (ou convexe) (*Aphis craccivora*)
- D – Front concave à bords divergents (*Macrosiphum euphorbiae*)
- E – Front concave à bords parallèles (Tubercules frontaux droits) (*Aulacorthum solani*)
- F – Front concave à bords fortement convergents (*Myzus persicae*)

I.2.1.3 - Le rostre

Le rostre est constitué de deux paires de stylets, une paire de stylets mandibulaires externes et une paire de stylets maxillaires internes. Placés entre les deux stylets externes, les stylets maxillaires forment deux canaux, un canal alimentaire antérieur et un canal salivaire postérieur (Fig.7) (FORBES,1969). La taille des stylets peut varier en longueur et en largeur d'une espèce de puceron à l'autre (AUCLAIR, 1963). Ces stylets sont essentiels à leur mode d'alimentation en tant qu'insecte piqueur-suceur.

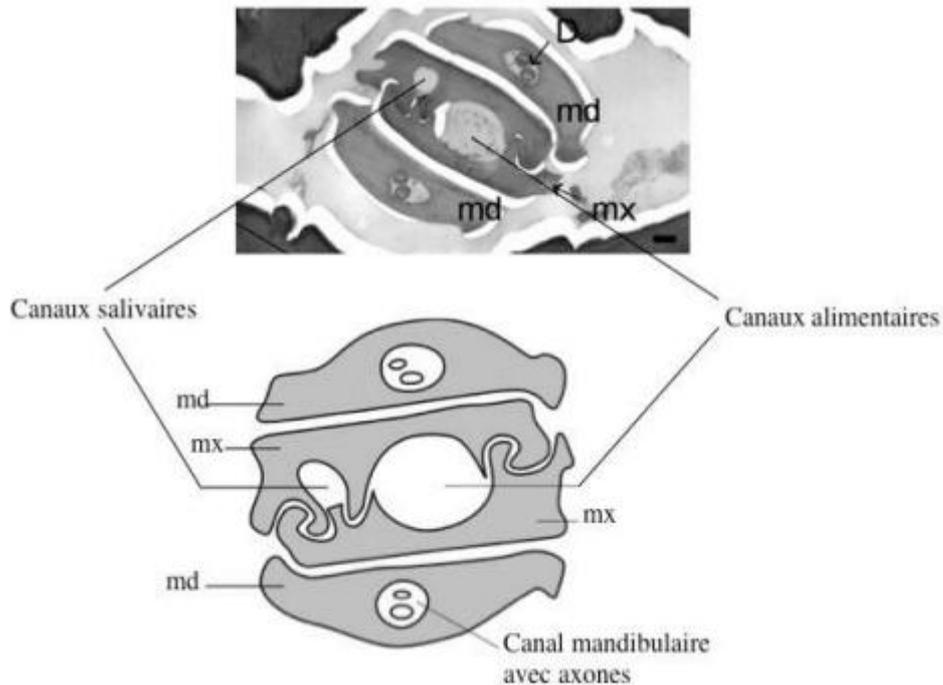


Fig.7- Représentation schématique et micrographique de l'anatomie des stylets du puceron *Brevicoryne brassicae*, en section transversale. (UZEST et al., 2007) et DOUGLAS (2003).

Le canal salivaire et le canal alimentaire sont entourés de deux stylets maxillaires (mx) et de deux stylets mandibulaires (md).

I.2.2 - Le thorax

Le thorax est composé de trois segments à savoir le prothorax, le mésothorax et le métathorax et porte les trois paires de pattes qui se terminent par des tarsi à deux articles; le dernier est pourvu d'une paire de griffes (HULLE et al., 1998) (Fig.8) . Chez l'ailé, le thorax porte également deux paires d'ailes membraneuses repliées verticalement au repos. Chez certaines espèces, la nervation des ailes peut être caractéristique (HULLE et al., 1999) (Fig.9)

D'après HEIN et al. (2005), chez certaines espèces, la nervation des ailes peut être caractéristique; les ailes antérieures présentent plusieurs nervures. Ce sont toutes des nervures simples, sauf la nervure médiane qui se manifeste chez la plupart des espèces. Selon GODIN et BOIVIN (2002), la nervation peut être non ramifiée, ramifiée une seule fois ou ramifiée deux fois.

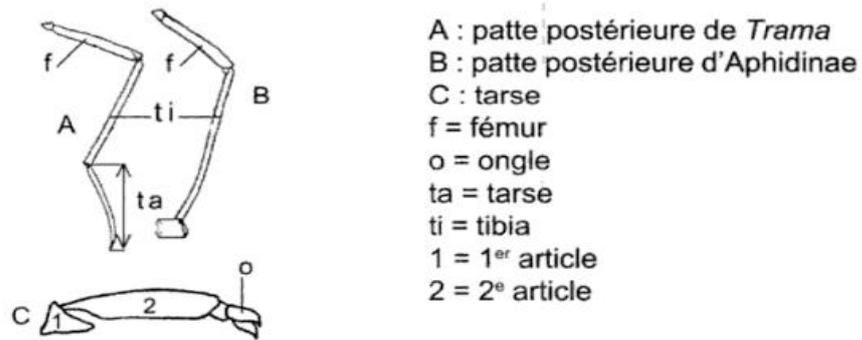


Fig.8- Pattes (LECLANT, 1999).

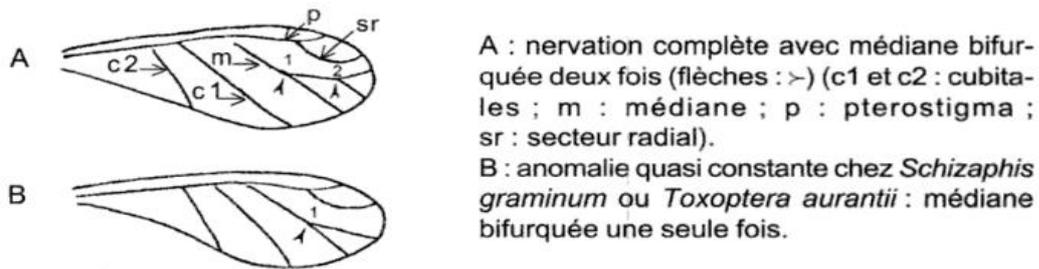


Fig.9 - Ailes antérieures (LECLANT, 2000).

I.2.3 - L'abdomen

L'abdomen comporte neuf segments difficiles à différencier. Le cinquième porte les cornicules par où le puceron excrète des gouttes de liquide contenant des hormones d'alarme ou hormone impliquée dans la rencontre des sexes. Le dernier segment porte la cauda. La forme et la pigmentation des cornicules et de la cauda, ainsi que la présence de stries, de bandes, de plaques ou de sclérites sur l'abdomen sont des critères utilisés pour la détermination des espèces (HULLE, 1999)

L'abdomen des pucerons peut être brillant, mat ou recouvert d'une sécrétion cireuse plus ou moins abondante. Il peut être allongé, rond, fuselé ou aplati. Exemple (*Macrosiphum euphorbiae* (forme fuselée), *Brachycaudus cardui* (forme ronde). La forme de l'abdomen est différente suivant les espèces.

I .2.3.1 - Les cornicules

Les pucerons utilisent les cornicules pour émettre une sécrétion de défense et une phéromone d'alarme lors de l'attaque d'un prédateur en sécrétant des gouttes de liquide contenant des hormones d'alarme qui préviennent les autres pucerons en cas de danger.

Les cornicules (ou siphons ou nectaires) sont de forme, de couleur et de longueur très variables selon l'espèce (TURPEAU et *al.*, 2011). C'est un critère très utilisé pour l'identification des formes adultes des différentes espèces (Fig.10). Les cornicules manquent dans quelques genres et parfois même selon les formes dans une même espèce (TURPEAU et *al.*, 2011).

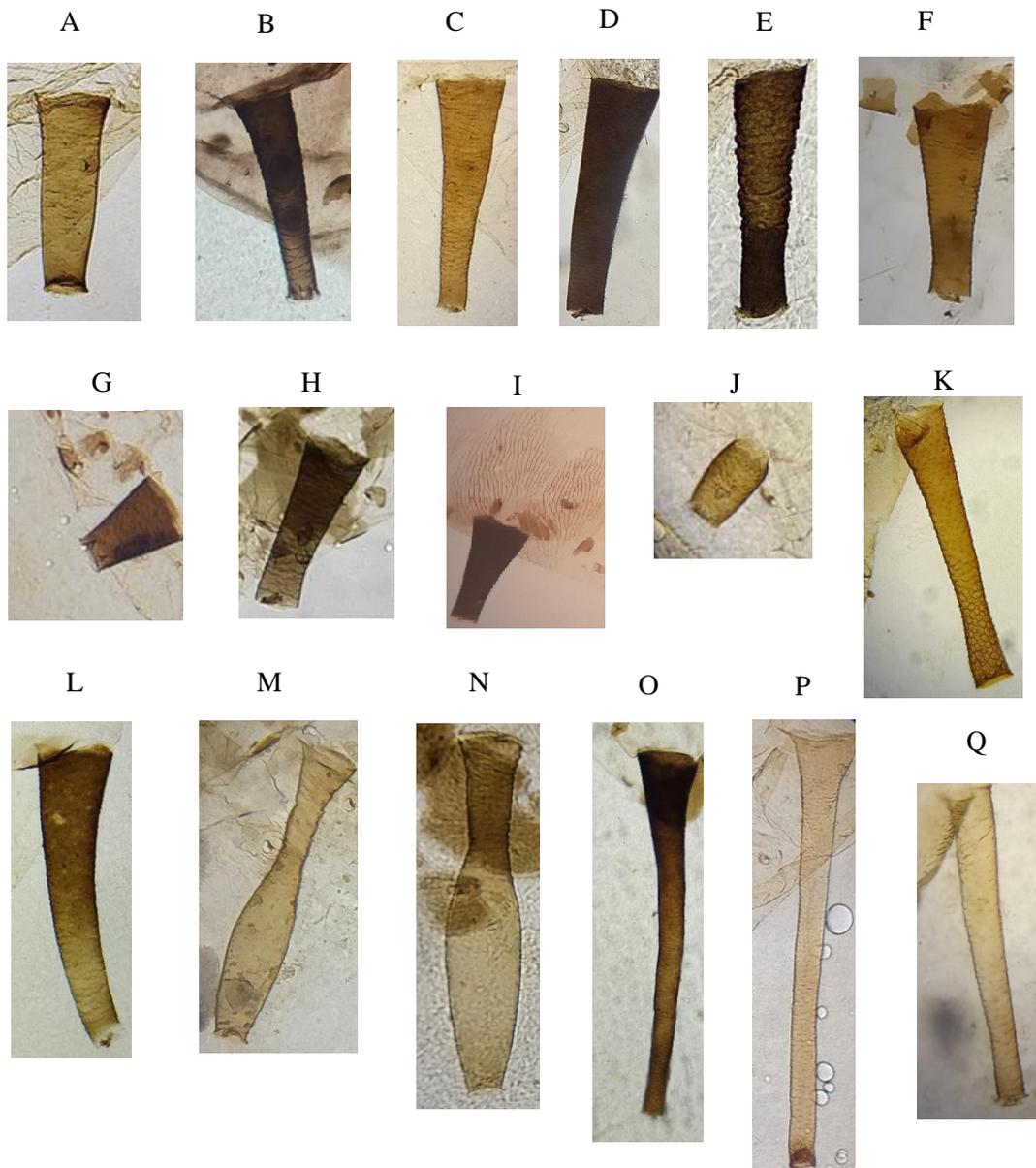


Fig.10 – Différentes forms de cornicules (Grx100)(photos.originales)

A – *Rhopalosiphum padi*, B – *Aphis fabae*, C -*Aphis citricola*, D -*Aphis nerii*, E - *Aphis gossypii*, F – *Aphis rumicis*, G - *Aphis(Protaphis) sp*, H - *Aphis(Aphis) punicae*, I – *Toxoptera aurantii*, J – *Melanaphis donacis*, K – *Sitobion avenae*, L - *Aphis illinoisensis*, M – *Hyadaphis foeniculi*, N – *Hyperomyzus lactucae*, O– *Uroleucon sonchi*, P– *Acyrtosiphum pisum*, Q – *Metopolophium dirhodum*.

I.2.3.2 - Cauda et plaque anale

Le dernier segment abdominal forme la queue (cauda). Elle est plus ou moins développée et de forme variable selon les espèces (FREDON, 2008). Juste en dessous se situe la plaque anale et entre les deux l'anus. La cauda n'est différenciée qu'au stade adulte. C'est un critère très utilisé pour l'identification des formes adultes des différentes espèces (HULLE,1999). Les pucerons se nourrissant la tête en bas, la fonction principale de la cauda serait d'empêcher le miellat, liquide collant et rejeté par l'orifice anal, de s'écouler sur le corps de l'insecte. Les pucerons visités par les fourmis ont généralement une cauda courte ou peu développée car celles-ci prélèvent le miellat au fur et à mesure (GRATWICK, 1992). La cauda n'est différenciée qu'au stade adulte. Elle est de forme, de couleur et de longueur très variable (Fig.11).

La forme de la plaque anale est également un critère d'identification. Celle-ci est généralement entière et arrondie mais chez certaines sous-familles (Myzocallidinae, Saltusaphidinae) elle est bilobée (Fig.12).

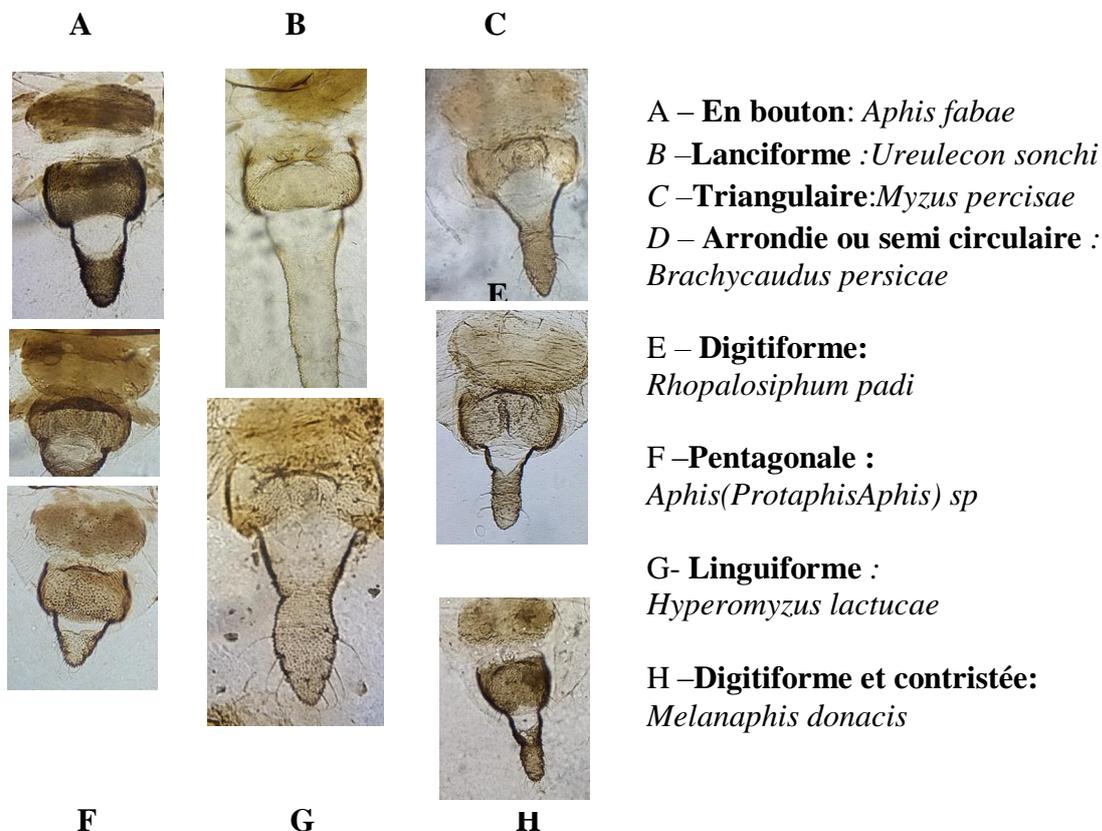


Fig.11 - Différentes formes de cauda (Gr x 100) (photo originales)

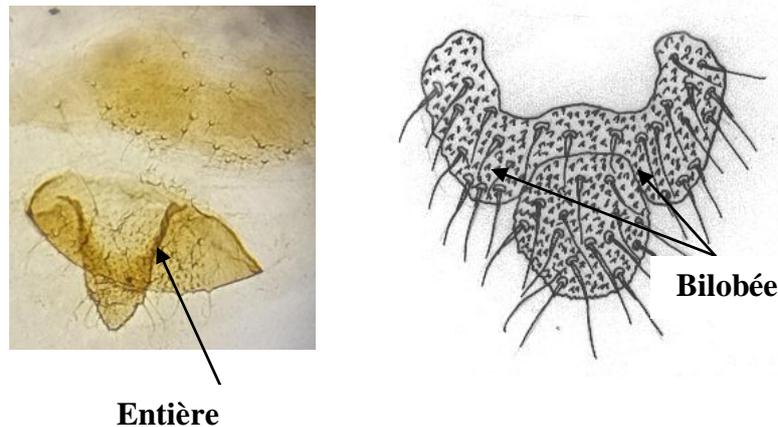


Fig. 12 - Différentes formes de la plaque anale (Gr x 100) (photo.originale)

I.2.3.3 – Pigmentation

La cuticule peut être dépourvue de pigmentation ou pigmentée de façon différente selon les stades ou les espèces (Fig.13).

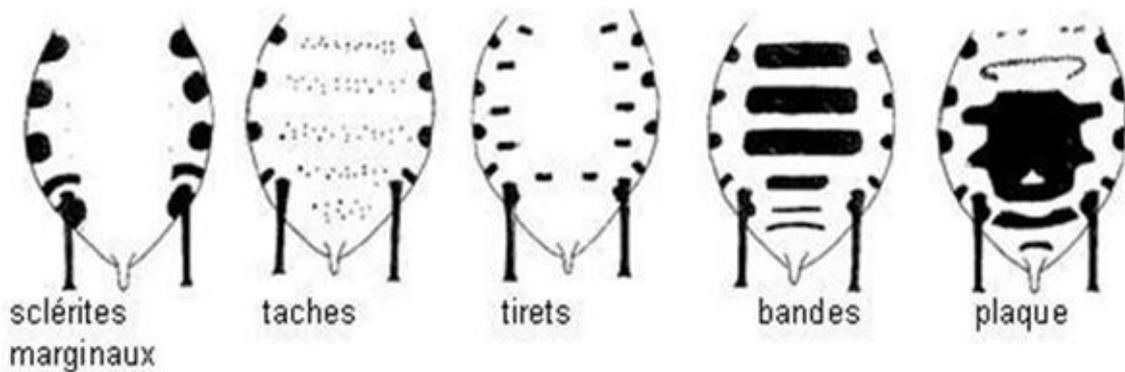


Fig.13 - Différents types de pigmentation de l'abdomen (HULLE, 2012)

La forme et la pigmentation des cornicules et de la cauda, ainsi que la présence de stries, de bandes, de plaques ou de sclérites sur l'abdomen sont des critères utilisés pour la détermination des espèces (HULLE et *al.*, 1999).

I.2.3.4 - Soies et plaques cirières

L'abdomen peut avoir des soies courtes ou longues de forme pointue, capitée ou spatulée. Des glandes cirières existent chez plusieurs familles, elles secrètent une cire pulvérulente et parfois de longs filaments (LECLANT, 1999).

I.2.3.5 - Organes génitaux

La plaque génitale se situe sur la face ventrale. Chez les virginipares et les femelles sexuées, l'orifice génital apparaît comme une simple ouverture transversale dépourvue de tout organe particulier. Les organes copulateurs du mâle comprennent le pénis et une paire de valves génitales (LECLANT, 1999) (Fig.14).

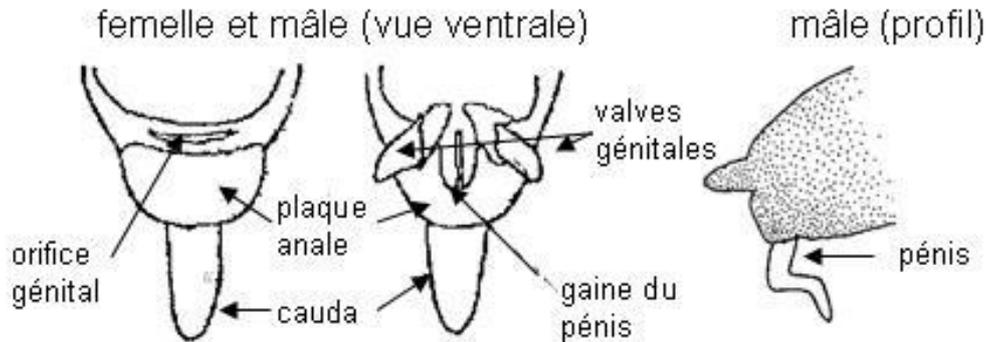


Fig. 14 - Organes génitaux mâle et femelles (LECLANT, 1999)

I. 3 - Bioécologiques des pucerons

I.3.1 - Stades de développements

Les pucerons sont des hémimétaboles sans stades immobile entre la larve et l'adulte, leurs différents stades larvaires sont actifs et ressemblent aux adultes aptères. Ils ont le même mode de vie, se nourrissent de la même manière et font le même type de dégâts que ces derniers. Les œufs sont minuscules (0,5 à 1,5 mm de longueur) de couleur grise ou noire et de forme sphérique, ils sont pondus en groupe ou isolément selon les espèces (SUTHERLAND, 2006).

D'après GODIN et BOIVIN (2002), le développement comprend 4 stades larvaires et un stade adulte (aptère ou ailé), séparés par des mues (Fig.15). Les 4 stades larvaires se distinguent essentiellement par la taille et le développement des appendices ; nombre d'articles antennaires, cornicules et cauda. Chez les futurs ailés, les ébauches alaires n'apparaissent qu'à partir du 3ème stade. La cauda des stades larvaires n'est pas ou peu différenciée de l'abdomen, contrairement au stade adulte où elle est bien individualisée. C'est un critère de reconnaissance des adultes aptères. Du stade larve au stade adulte il faut 8 à 10

jours selon les conditions climatiques. Un adulte vit de 10 à 120 jours avec une moyenne de 50 à 60 jours. Il pèse environ 1mg. Il pond entre 40 à 60 larves (LECLANT, 2000).

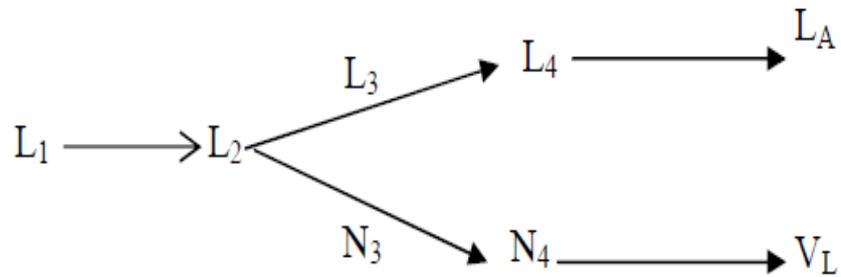


Fig.15 - Schéma des stades de développement d'un puceron. (HULLE, 2012)

- L1: 1er stade larvaire
- L2: 2ème stade larvaire
- L3: Virginipare
- N3: 3ème stade nymphale
- L4 : 4ème stade larvaire
- N4: 4ème stade nymphale
- VL: Virginipare ailée
- LA: Adulte

I.3.2 – Reproduction

Les pucerons ont deux modes de reproduction : la reproduction sexuée et la reproduction asexuée ou parthénogénétique. Les femelles sexuées sont ovipares alors que les femelles parthénogénétiques sont vivipares, donnant naissance directement à de jeunes larves, qui leur sont génétiquement identiques, et capables de s'alimenter et de se déplacer aussitôt produites (LECLANT, 2000).

Les pucerons connaissent parfois de véritables explosions démographiques. Pendant la plus grande partie de l'année, le temps de génération est, en effet, rendu très court grâce à un mode de reproduction sans sexualité, la parthénogenèse, et à une viviparité. Une femelle parthénogénétique donne directement naissance à d'autres femelles parthénogénétiques, sans avoir été fécondée par des mâles. (HULLE et *al.*, 1999).

I.3.3 - Cycle biologique

Le cycle évolutif des pucerons est dit hétérogonique c'est-à-dire caractérisé par l'alternance d'une génération sexuée et d'une ou plusieurs générations parthénogénétiques (asexuées) (CHRISTELLE, 2007), avec une reproduction asexuée largement dominante sur la reproduction sexuée. Les pucerons sont plurivoltins et peuvent avoir, selon les conditions climatiques, jusqu'à 20 générations par an. Ils présentent une grande variabilité de cycles biologiques.

Selon LAMBERT (2005) les femelles fécondées sont toujours ovipares, alors que les femelles parthénogénétiques sont vivipares (elles donnent directement naissance à de jeunes larves capables de s'alimenter et de se déplacer aussitôt produites).

Certaines espèces accomplissent la totalité de leur cycle évolutif sur des plants de la même espèce ou d'espèces très voisines ; elles sont dites monoeciques. Par contre d'autres espèces nécessitent pour l'accomplissement de leur cycle complet deux plantes hôtes non apparentées botaniquement. Ces espèces sont dites hétéroeciques (ou dioeciques). La plante sur laquelle est pondu l'œuf d'hiver est appelée l'hôte primaire, l'autre étant l'hôte secondaire, généralement c'est une plante herbacée sur lequel émigre les fondatrices ailées. Dans les régions tempérées, les pucerons présentent un cycle annuel complet (Holocycle) à deux hôtes (Dioécique) (HULLE et *al.*, 1999).

I .3.3.1 - Cycle holocyclique monoecique

Dans ce type de cycle, les pucerons présentent une génération sexuée (Sexupares : andropares , gynopares ou amphotères suivant qu'ils donnent naissance respectivement à des mâles ou des femelles ou aux deux à la fois) et plusieurs générations asexuées, toutes étant accomplies sur la même espèce de plante ou sur des plantes d'espèces voisines (Fig.16). Plusieurs générations de femelles parthénogénétiques s'intercalent entre fondatrices sexupares au cours du printemps et de l'été (HULLE et *al.*, 1999).

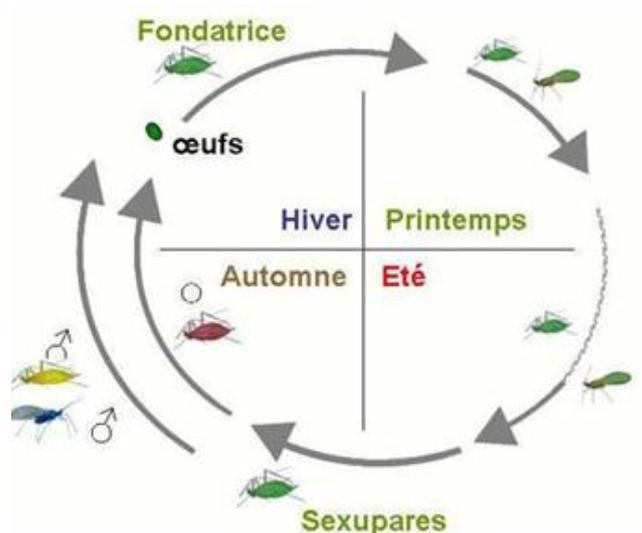


Fig.16 - : Schéma du cycle d'un puceron holocyclique monoécique (HULLE, 2012)

I.3.3.2 - Cycle holocyclique dioecique (Type 1)

Chez les espèces holocycliques dioeciques de type 1, les sexupares ailées assurent la migration de retour vers les hôtes primaires où elles donnent naissance aux mâles et aux femelles ovipares. Les deux morphes sexués appartiennent donc à la même génération (HULLE, 1999) (Fig.17).

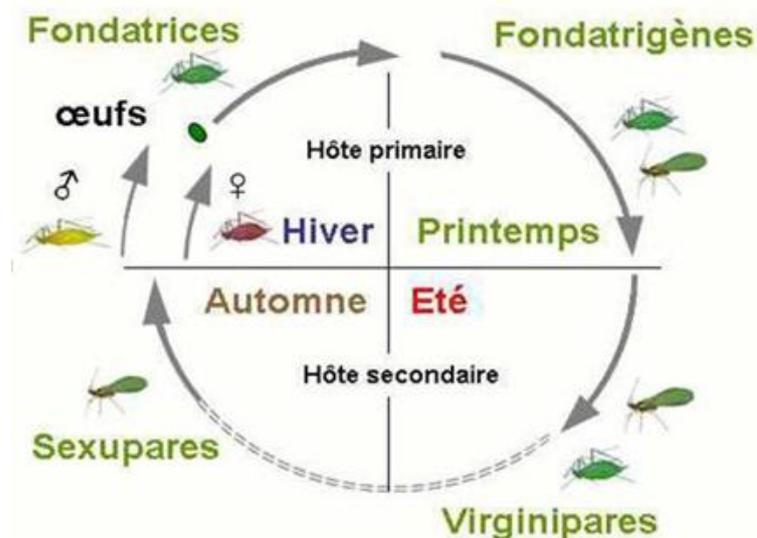


Fig.17 - Schéma du cycle d'un puceron holocyclique dioecique (1). (HULLE, 2012)

I.3.3.3 - Cycle holocyclique dioecique (Type 2)

Chez les espèces holocycliques dioeciques de type 2, les gynopares ailées, issus en automne sur l'hôte secondaire, migrent vers les hôtes primaires. Elles donnent naissance aux femelles ovipares. Les mâles ailés, qui appartiennent à la même génération que les gynopares, arrivent à leur tour sur les hôtes primaires pour s'accoupler avec les ovipares. Les deux morphes sexués ont alors une génération d'écart. A l'éclosion de l'œuf, la fondatrice donne naissance à plusieurs générations de fondatrigenes qui se développent sur l'hôte primaire au printemps. Puis des migrants fondatrigenes ailés partent coloniser les hôtes secondaires en fin de printemps (HULLE, 2012) (Fig.18).

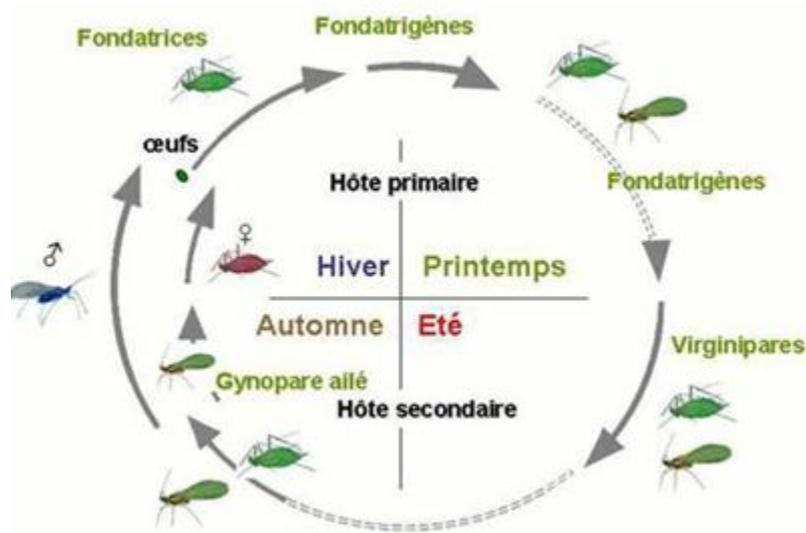


Fig.18 - : Schéma du cycle d'un puceron holocyclique dioecique (2). (HULLE, 2012)

I.3.3.4 – Anholocyclie.

Certains pucerons ont perdu totalement ou partiellement la possibilité de se reproduire par voie sexuée. Ils se multiplient par parthénogenèse toute l'année et sont dits anholocycliques (HULLE, 1999). L'anholocyclie peut être totale. Elle affecte alors une espèce entière (*Myzus ascalonicus* dont on ne connaît aucune forme sexuée de par le monde) ou certains clones (*Metopolophium festucae*). L'anholocyclie peut aussi être partielle. Elle n'affecte alors qu'une partie de la population.

I.4 - Alimentation

I.4.1 - Les pièces buccales

Chez les pucerons, le rostre porte les pièces buccales de type piqueur-suceur (ICM, 2001). Selon MINKS et HARREWIJN (1987), ces pièces buccales conçues pour percer les végétaux et en sucer la sève qui sont constituées d'une paire de stylets mandibulaires externes et d'une paire de stylets maxillaires internes.

Les pucerons sont des ravageurs fortement dommageables pour de nombreuses espèces végétales. On connaît des espèces de pucerons polyphages (5%) et des espèces oligophages (95%) (BLACKMAN et EASTOP, 2000). Leurs stylets pénètrent l'épiderme de la plante et les cellules du parenchyme pour atteindre les tissus phloémiens et prélever le phloème dont les pucerons se nourrissent (WALLING, 2000), les pucerons induisent des modifications dans la structure de la paroi cellulaire des plantes, ce qui a pour effet de renforcer les barrières dressées contre les insectes qui sondent les tissus végétaux (VOELCKEL et *al.*, 2004 ; QUBBAJ et *al.*, 2005). Le puceron doit faire face aux propriétés du phloème et aux réactions qui s'y déroulent avec notamment des protéines qui coagulent dans les éléments de vaisseau et dans le stylet du puceron (TJALLINGII, 2006). Il semble que la salive aqueuse de l'insecte joue un rôle important pour empêcher cette obstruction. Cette salivation, qui intervient avant toute ingestion de phloème, se fait en quatre périodes.

Durant la première, la salivation gélifiante (1) forme un manchon de salive autour des stylets du puceron entre les cellules des tissus végétaux pour limiter le contact direct du stylet avec l'apoplaste de la plante. Les trois autres périodes font intervenir une salivation aqueuse tout d'abord pendant les piqûres brèves intracellulaires (2), ensuite dans les vaisseaux du phloème (3) et enfin à partir de la sève déjà ingérée (4) (TJALLINGII, 2006).

Les pucerons ingèrent la sève des plantes, liquide pauvre en acides aminés et riche en sucre. Pour combler leur besoin en acides aminés, ils en consomment une grande quantité et excrètent l'excédent de sucre par leur anus sous forme de miellat sur lequel se développent des champignons agents de fumagine qui entravent la respiration de la plante et son assimilation chlorophyllienne.

Cette substance claire et collante sert de nourriture aux fourmis. C'est d'ailleurs ce qui explique le mutualisme qui existe entre ces deux espèces. Les fourmis protègent les colonies

de pucerons contre leurs ennemis naturels afin de préserver cette source de nourriture (FRAVAL, 2006 b).

I.4.2 - Le miellat des pucerons

Le miellat est un terme générique définissant les rejets métaboliques des Homoptères, déposés sur les feuilles et au pied de la plante-hôte. Cette excrétion comprend essentiellement des sucres, 90 à 95 % de la matière sèche, des acides aminés libres, des minéraux, des vitamines, des lipides et des acides organiques, de nombreux pucerons produisent périodiquement des gouttelettes de miellat (de 0.05 à 0.1 μ l) (WÄCKERS, 2000). Les quantités de miellat rejetées varient selon les espèces de pucerons (YAO et *al.*, 2001). ZOEBELEIN (1955) a recensé 246 espèces d'insectes qu'attire le miellat des pucerons dont 23 espèces de Syrphes, 10 de Coccinelles et 59 de parasitoïdes hyménoptères

I.5 - La dynamique des populations

Pour interpréter les causes des variations d'effectifs d'une population, il est nécessaire de comprendre les processus qui les influencent. Il y a d'abord les processus de recrutement (natalité et immigration), qui augmentent les effectifs, et les processus de disparition (mortalité et émigration), qui les diminuent. Le tout conditionné par la quantité de nourriture disponible (RAMADE, 1994; FAURIE et *al.*, 1998).

La croissance d'une population est liée à la vitesse de reproduction de l'espèce. En l'absence de facteur limitant la loi de croissance est exponentielle (RONZON, 2006). Une femelle aphide est capable d'engendrer 30 à 70 larves, toutes de sexe femelle. Le stade reproducteur est atteint en quinze jours à peine. Il est facile de calculer que cette seule femelle aura engendré, au bout de 1 mois, un millier de descendants, au bout de 2 mois, un million, au bout de 3 mois, un milliard (RONZON, 2006) mais cette situation ne s'observe que rarement. Les populations de pucerons sont donc fortement limitées.

De nombreux facteurs influencent sur le taux d'accroissement des populations de puceron et leur survie. Les expériences en laboratoire indiquent que le taux intrinsèque d'accroissement de population du puceron, la vitesse de reproduction et la survie calculée pour chaque femelle, diminuent lorsque l'âge du plant augmente (VAN DEN BERG et *al.*, 1997). Ce taux diminue aussi avec l'augmentation de température (MC CORNACK et *al.*, 2004). Toutefois, les taux d'accroissement de population mesurés au champ étaient jusqu'à

quatre fois moindre que ceux mesurés au laboratoire (ONSTAD *et al.*, 2005), ce qui pourrait être expliqué par la présence de prédateurs ou d'autres facteurs environnementaux.

I.6 - Facteurs de développement et de régression des populations de pucerons

I.6.1 - facteurs abiotiques

Les facteurs abiotiques sont représentés par les différentes conditions climatiques intervenant dans la dynamique de populations des aphides.

I.6.1.1 - Les températures

D'après LAMY (1997), les insectes étant des poïkilothermes, la température est pour eux le facteur écologique le plus important. La température est un facteur agissant directement sur le développement des aphides. Ces derniers sont en effet particulièrement adaptés aux régions à hiver froid durant lesquels ils survivent sous forme d'œufs capable de résister à des températures de l'ordre de -10 à -15 °C. La température minimale de développement de ces insectes est de 4°C en moyenne. En dessous de ce seuil, ils ne se multiplient plus. Entre 4 °C et 22 °C, ils se multiplient d'autant plus vite que la température s'élève. Au-delà de 22°C, qui est leur optimum thermique, leur développement ralentit à nouveau (HULLE *et al.*, 1999; HULLE et CŒUR D'ACIER, 2007).

D'après HULLE et CŒUR D'ACIER (2007) ; la vitesse de développement des pucerons et leur fécondité dépendent de la température. Une femelle de puceron a besoin en moyenne de 120°C (soit dix jours à 12°C par exemple ou bien six jours à 20°C). La température peut influencer aussi sur le nombre des ailés produits et leur capacité à s'envoler et favorise leur mobilité. BONNEMAISON (1950) a noté que les vols des pucerons sont très fréquents aux températures comprises entre 20°C et 30°C.

I.6.1.2 - Les précipitations

Selon OULD EL HADJ (2004), en milieu aride, les effets des températures sont toujours difficiles à isoler de ceux des précipitations, car ce sont deux facteurs limitant l'activité générale des insectes. DEDRYVER (1982), a noté que les fortes précipitations peuvent empêcher le vol des pucerons, diminuent leur fécondité et augmentent leur mortalité.

I.6.1.3 - La durée d'insolation

D'après ROBERT (1982), l'intensité lumineuse agit sur les possibilités d'envol des pucerons et favorise donc la contamination des cultures.

I.6.1.4 - Le vent

D'après FINK et VOLKL (1995) , le vent est un élément qui influence l'envol et la dispersion des insectes, notamment les pucerons et leurs ennemis naturels. Par sa vitesse et sa direction, il détermine la distribution et l'aptitude de déplacement des pucerons, ils peuvent être transportés à de longues distances qui atteignent jusqu'à 150 à 300 km (ROBERT, 1982).

I.6.1.5 - L'humidité de l'air

Le vol des pucerons est rare lorsque l'humidité relative de l'air est supérieure à 75% combinée avec une température inférieure à 13 °C et il est favorisé à une humidité relative de l'air inférieure à 75% avec une température comprise entre 20 et 30 °C (BONNEMAISON, 1950).

I.6.2 - Facteurs biotiques

Les facteurs biotiques constitués essentiellement par des facteurs au rôle de la plante hôte, à l'action des ennemis naturels et les différentes méthodes de lutte déployées par l'Homme.

I.6.2.1 - Rôle de la plante hôte

Les pucerons sont uniquement phytophages, ils se nourrissent de la sève des plantes (PRADO et TJALLINGII, 1997 ; CHRISTELLE, 2007 ; ARMELLE et *al.*, 2010). Ils s'attaquent presque à la plupart des jeunes plantes qui sont les plus sensibles à la contamination par les ailés et les aptères (MICHAEL et DONAHUE, 1998; FOURNIER., 2010). Cette sensibilité diminue quand la plante acquiert une certaine maturité.

I.6.2.2 - Rôle des ennemis naturels

Les pucerons sont attaqués par un large éventail d'ennemis naturels .On distingue les prédateurs, les parasitoïdes et les champignons entomopathogènes.

I.6.2.2.1 - Les prédateurs

Ce sont des organismes vivants, libres à l'état adulte et larvaire, s'attaquant à d'autres êtres vivants pour les tuer et se nourrir de leurs substances. Ils dévorent successivement plusieurs proies au cours de leur vie. Ils appartiennent à des groupes taxonomiques divers (DEGUINE et LECLANT, 1997).

I.6.2.2.2 - Les parasitoïdes

Ce terme désigne des insectes qui pondent leurs œufs dans le corps de leur proie, à l'éclosion la larve se nourrit et se développe à l'intérieur de cette dernière, ce qui entraîne sa mort (ROBERT, 2010). La nymphose a lieu dans la momie du puceron, puis l'adulte s'en échappe en y forant un trou (SEKKAT,2007) (Fig.19).

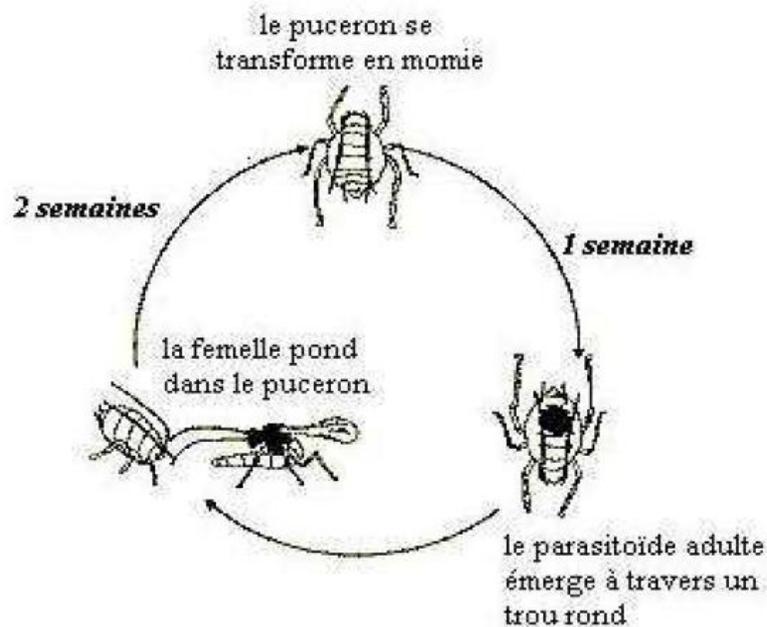


Fig.19 - Le parasitisme des pucerons (SEKKAT, 2007).

I.6.2.2.3 - Les pathogènes

D'après DEGUINE et LECLANT (1997), ce sont essentiellement des champignons phycomycètes appartenant au groupe des entomopathogènes, qui sont susceptibles de déclencher des épizooties spectaculaires.

I.7 – Dégâts

Ils sont de deux ordres, soit directement liés à la prise d'alimentation, soit indirectement, liés à la présence du puceron qui est alors un vecteur de pathogènes.

I.7.1- Les dégâts directs

Causés par la blessure provoquée par le puceron en prélevant de la sève phloémienne et en détournant cette dernière à son profit et par la salive (DEDRYVER, 2010).

I.7.1.1 –Dégâts dû aux prélèvements de la sève phloémienne

Les pucerons, insectes piqueur-suceurs, se nourrissent en effet en prélevant et en absorbant la sève de leur plante hôte. La plante attaquée s'affaiblit, végète mal, flétrit et peut finir par sécher complètement. Les dégâts se manifestent par une moindre croissance, une mauvaise fructification ou une diminution du nombre des grains (perte de rendement). Le dégât sera fonction de la durée de présence et de la quantité de pucerons sur la plante et du degré de sensibilité de cette dernière aux pucerons (BLACKMAN et EASTOP, 1994).

I.7.1.2 – Dégâts dû aux sécrétions salivaires

La salive des pucerons a une action irritative et toxique : le végétal réagit aux piqûres d'alimentation et à la présence de salive, souvent de façon spécifique. Il peut s'agir de déformations de feuilles, celles-ci se plient, s'enroulent (Fig.20A), se cloquent, changent ou non de couleur (Fig.20B). Parfois les pousses se rabougrissent, se tordent, les fleurs avortent, les feuilles tombent. Enfin des chancres apparaissent sur les rameaux ou sur les racines, des galles se forment sur les feuilles ou sur les tiges (CHERQUI et TJALLINGII, 2000).



- A -

-B-

Fig. 20- Enroulement des feuilles d'agrumes (A) et jaunissement des feuilles de pêchers (B)(photos. originales)

I.7.2 - Les dégâts indirects

Liés à l'action des pucerons sur la surface de la plante et leur rôle dans la transmission de virus

I.7.2.1- Miellat et fumagine

Le miellat est un terme générique définissant les rejets métaboliques des Homoptères, déposés sur les feuilles et au pied de la plante-hôte. De nombreux pucerons produisent périodiquement des gouttelettes de miellat (de 0,05 à 0,1 μ l) (YAO et *al.*, 2001). Les quantités de miellat rejetées varient selon les espèces de pucerons. (FISHER et *al.*, 2001). Cette dernière peut présenter plus de 100 fois le poids du puceron chaque heure (HÖLLDOBLER et *al.*, 1990). Le miellat est riche en sucre mais pauvre en acides aminés ; il comprend essentiellement des sucres des acides aminés libres, des minéraux, des vitamines, des lipides et des acides organiques (WAY, 1963 ; BUCKLEY, 1987a ; 1987b) .La forte concentration en sucres du miellat y favorise le développement de microorganismes notamment des champignons saprophytes de type *Cladosporium*, *Aureobasidium*, *Fumago*, *Antennariella*, *Limacinula*, *Scorias* et *Capnodium* (REYNOLDS, 1976 ; SCHOULTIES, 1980) responsables des fumagines. Les fumagines forment un dépôt noirâtre à la surface de la plante-hôte entraînant l'occlusion des stomates et la réduction de la photosynthèse et provoquent même une asphyxie de la plante attaquée (ROSSING, 1991).

I.7.2.2 - Transmission de virus

En se déplaçant d'une plante à une autre, les pucerons créent des contacts indirects entre les végétaux distants et immobiles (BRAULT et *al.*, 2010). Selon WILL et VILCINSKAS (2015), les pucerons sont des vecteurs de virus phytopathogènes. Ils sont capables de transmettre 28 % des phytovirus transmis par les insectes.

Les virus, situés dans le phloème ou le parenchyme, peuvent provoquer des perturbations physiologiques, se traduisant par exemple par un affaiblissement du végétal voire sa mort mais aussi par une déformation de fruits les rendant non commercialisables (DEDRYVER et *al.*, 2010).

On définit plusieurs modes de transmission de virus : non persistant, persistant et semi-persistant, selon que le virus est circulant ou non-circulant dans le puceron. Les virus non-circulants s'attachent sur les stylets des pucerons vecteurs puis se détachent pour être inoculés

à la plante sans qu'ils ne circulent à l'intérieur du puceron (Fig.21A). Ces virus sont acquis pendant les piqûres d'essai, et il suffit au puceron d'une piqûre de quelques secondes à une minute pour acquérir le virus. Ce mode de transmission où le virus ne persiste pas longtemps dans le puceron est qualifié de non-persistant (NAULT, 1997; HULL, 2002). Il existe également un mode de transmission semi-persistant. Dans ce cas les virus sont localisés dans les vaisseaux du phloème, le puceron devant alors effectuer une piqûre plus profonde pour les acquérir. Ce type de piqûre correspond à une phase d'alimentation plus longue que la phase de piqûre d'essai (NAULT, 1997; FERERES et COLLAR, 2001).

Les virus circulants effectuent un circuit complexe dans le corps du puceron. Ils s'acquièrent pendant les phases prolongées d'absorption de sève élaborée au niveau du phloème. Ils circulent à travers le système digestif puis salivaire du puceron vecteur avant de pouvoir être injectés à de nouvelles plantes (Fig.21B)(NG et PERRY, 2004). Dans le cas des virus circulants, le puceron conserve longtemps son pouvoir infectieux, même au delà de la mue (REAVY et MAYO, 2002; GRAY et GILDOW, 2003).

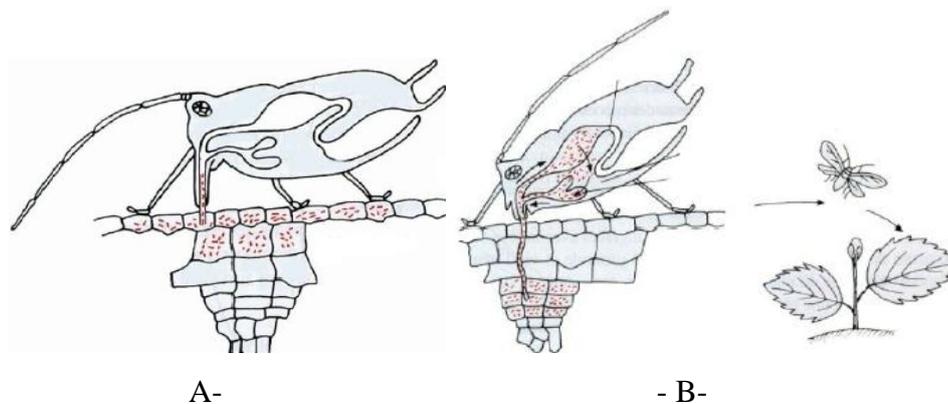


Fig.21 -Modes de transmissions des virus, A: virus non persistants. B: virus persistants (ALBOUY et DEVERGNE, 1998).

I.8 - La lutte contre les pucerons

Il existe plusieurs moyens pour lutter contre les pucerons, parmi eux :

I.8.1 - Lutte préventive

D'après LAMBERT (2005), ce moyen consiste à inspecter soigneusement tout nouvel arrivage de plantes, tout en effectuant des pratiques culturales et l'entretien de la culture tel que l'enfouissement pendant l'hiver des plantes ayant reçu des œufs d'hiver, ainsi que la destruction par désherbages ou sarclages des plantes spontanées qui s'avèrent très importantes

pour le maintien de la population puisqu'elles servent comme plantes secondaires pour achever leur cycle en les hébergeant.

D'après HULLE et *al.* (2011), le recul des dates de semis des céréales d'hiver après la phase principale de dispersion automnale permet de considérablement réduire l'infestation par les pucerons et en conséquence l'intensité de la maladie.

I.8.2 - Lutte curative

I.8.2.1 - Lutte chimique

Pour réduire les dégâts d'insectes, l'utilisation des pesticides reste le moyen le plus utilisé et le plus efficace (FERRERO, 2009). La pulvérisation d'insecticides organophosphorés et des pyréthroïdes sur les parcelles pose à long terme des problèmes dus au développement de pucerons résistants et à la dégradation de la biocénose (FERRERO, 2009). Par ailleurs, certaines substances naturelles agissent en tant que bio insecticide telles que les endotoxines Cry, insecticides produits par la bactérie *Bacillus thuringiensis* (Bt), qui ont toutefois montré une faible efficacité contre les pucerons (CHOUGULE et *al.*, 2013). En revanche, l'efficacité aphicide de certaines neurotoxines de scorpions et d'araignées a été démontrée dans la gestion des pucerons (CHOUGULE et BONNING, 2012).

I.8.2. 2 - Lutte intégrée

La lutte intégrée est définie comme étant la « conception de la protection des cultures dont l'application fait intervenir un ensemble de méthodes satisfaisant les exigences à la fois écologiques, économiques et toxicologiques en réservant la priorité à la mise en œuvre délibérée des éléments naturels de limitation et en respectant les seuils de tolérance ». Parmi eux : lutte variétale, lutte biologique.

I.8.2.3 - Lutte variétale

La lutte variétale consiste à employer des variétés de plantes résistantes ou tolérantes aux pucerons (HULLE et *al.*, 2011). On distingue trois types de mécanismes de résistance des plantes aux insectes: l'antixénose où la plante est refusée par l'insecte qui l'évite, l'antibiose où la plante réduit le potentiel de multiplication de l'insecte, et la tolérance où la plante ne souffre pas ou peu de la présence des insectes qui s'y alimentent et s'y multiplient (DEDRYVER, 2010).

I.8.2.4 - Lutte biotechnique

Ce moyen de lutte est basé sur le comportement de certains insectes qui sont attirés par différents attractifs visuels (couleur) ou olfactifs (aliments, phéromones). Ces couleurs et ces substances peuvent être utilisés pour le piégeage de masse, le piégeage d'avertissement ou des traitements par tâches (RYCKEWAERT et FABRE, 2001).

I.8.2.5 - La lutte biologique

La définition officielle stipule que la lutte biologique est « l'utilisation d'organismes vivants pour prévenir ou réduire les dégâts causés par des ravageurs » (HULLE et *al.*, 2011). Ce mode de lutte s'articule dans la majeure partie des cas sur l'utilisation des ennemis naturels ou auxiliaires des cultures pour réduire les niveaux des populations aphidiennes à des seuils économiquement tolérables (SULLIVAN, 2005).

Les pucerons comptent de nombreux ennemis ; des coccinelles et syrphes (prédateurs), aux micro-guêpes parasitoïdes et aux champignons entomopathogènes (HULLE et *al.*, 2012).

Selon TURPEAU et *al.*, (2010), les antagonistes naturels limitant les populations aphidiennes sont essentiellement des insectes. Les Arachnides jouent aussi probablement un rôle important.

On distingue classiquement, parmi les entomophages :

- **les prédateurs** ont besoin de plusieurs proies pour accomplir leur cycle,
- **les parasitoïdes** se développent généralement sur un seul hôte, souvent à l'intérieur de celui-ci, et le tuent une fois leur développement larvaire achevé
- **les pathogènes** micro-organismes (champignons, bactéries, virus etc....) agents de maladie.

I.8.2.5.1 - Les prédateurs

Les prédateurs de pucerons sont des insectes polyphages, qui se nourrissent de nectar ou pollen, outre les pucerons. Parmi les plus utilisés en lutte biologique on trouve la famille des coccinelidae, SAHARAoui, 2017 amis en évidence l'existence de 24 espèces de coccinelles prédatrices de pucerons en Algérie. Chez les coccinelles, les larves et les adultes sont aphidiphages, et peuvent s'alimenter de plusieurs espèces de pucerons (MAJERUS, 1994; HODEK & HONEK, 1996; DIXON, 2000) (Fig.22). Ces insectes contribuent donc au contrôle des populations aphidiennes dans une multitude de cultures (FRAZIER & GILBERT, 1976; TAMAKI & LONG, 1978; LEE et *al.*, 2005; MICHELS & BURD, 2007) et ont de ce fait une importance économique non négligeable pour les agriculteurs. L'efficacité des

coccinelles dans le contrôle des populations de pucerons est difficile à déterminer étant donné leur mobilité et leur comportement polyphage (FRAZER, 1988). Plusieurs espèces ont des caractéristiques typiques de grands prédateurs, ce qui les rend potentiellement très efficaces dans le contrôle des populations denses de pucerons (HODEK & HONEK, 1996). Cependant, les coccinelles se limitent à une ou deux générations par an, et leur pic de population ne coïncide souvent pas avec celui des pucerons, ce qui limite leur efficacité dans la lutte biologique (HEMPTINNE & DIXON, 1991; KINDLMANN & DIXON, 1993; DIXON, 1997; KINDLMANN et al., 2007). Ceci est aggravé par le fait que, dans la plupart des conditions environnementales, les populations de coccinelles ont des taux de croissance plus bas que ceux des pucerons (DIXON, 2000; MILLS, 1982 a, b; HEMPTINNE & DIXON, 1997; KINDLMANN & DIXON, 2001). L'action des coccinelles aphidiphages sur la dynamique des populations de pucerons peut donc être considérée comme limitée sur le long terme (KINDLMANN et al., 2007; OBRYCKI et al., 2009). Cependant, ces prédateurs peuvent réduire la densité des populations de pucerons ou ralentir leur croissance durant une partie de la saison culturale et contribuer ainsi au contrôle de ces ravageurs (KINDLMANN et al., 2007; POWELL & PELL, 2007; OBRYCKI et al., 2009).

Les diptères avec la famille des Syrphidae et celle des Cecidomyiidae avec notamment *Aphidoletes aphidimiza*, seule la larve est prédatrice de pucerons, l'adulte est floricole. Les syrphes font partie d'une des plus grandes familles d'insectes appartenant à l'ordre des Diptères, avec plus de 5000 espèces dénombrées (THOMPSON & ROTHERAY, 1998). Les larves des principales espèces de syrphes sont polyphages et font preuve d'une grande voracité (CHAMBERS, 1988) (Fig.23). Les adultes sont floricoles et s'alimentent de nectar et de pollen (GILBERT, 1993), jouant ainsi un rôle important dans la pollinisation des plantes cultivées. Les larves des espèces généralistes *Episyrphus balteatus* (DE GEER, 1776) et *Syrphus ribesii* (LINNAEUS, 1758) peuvent s'alimenter d'une large gamme d'espèces de pucerons (SADEGHI & GILBERT, 2000) et une seule larve d'*E. balteatus* peut consommer jusqu'à 400 pucerons durant son développement (TENHUMBERG & POEHLING, 1995). L'impact des syrphes sur les populations de pucerons est d'autant plus élevé que l'oviposition a lieu précocement dans la saison, et qu'un grand nombre de larves éclosent avant le pic des populations aphidiennes (TENHUMBERG & POEHLING, 1995).

Enfin, les névroptères avec notamment *Chrysoperla carnea* (Fig.24). Ces derniers sont des prédateurs polyphages extrêmement efficaces (NEW, 1975). En effet, cette famille d'insectes s'alimente d'une large gamme de proies, telles que des homoptères (Psyllidae,

Aleyrodidae, Coccidae), des hyménoptères (Tenthredinidae), des coléoptères (Chrysomelidae), des diptères, des thysanoptères, des œufs et des jeunes larves de lépidoptères (Noctuidae, Tortricidae), des acariens et des pucerons (PAULIAN, 1999). De ce fait, les chrysopes ont un potentiel considérable en tant qu'agents de lutte biologique contre une grande diversité d'insectes ravageurs, y compris les pucerons (SENIOR & MC EWEN, 2001). La voracité des larves est directement liée à la durée de leur développement qui varie à son tour en fonction de la taille des proies consommées (MICHAUD, 2001), de l'espèce de proies consommées (LIU & CHEN, 2001) et de la température (SCOPES, 1969).

Cependant, la guildes aphidiphage comprend également des araignées (Araneae:Araneidae) et des punaises de la famille des Miridae (COSTAMAGNA *et al.*, 2008). Les punaises comme les forficules (Dermaptère) ont souvent un régime alimentaire mixte, phytophage et zoophage (TURPEAU *et al.*, 2010).

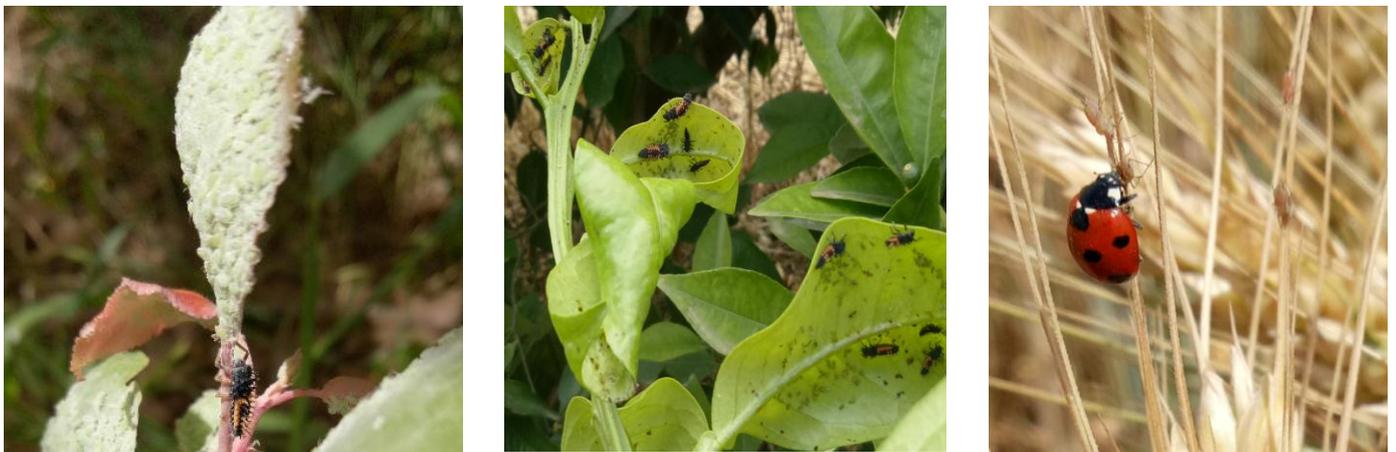


Fig.22 – Larves (a et b) et adulte (c) de coccinelle s'alimentant de pucerons (photos originales)



Fig.23 - Larve d'un Syrphidae s'alimentant de pucerons (photo.originale)



Fig.24 – Œuf (a) larve (b) et adulte (c) de *Chrysoperla caranea* (photo.originales)

I.8.2.5.2- Les parasitoïdes

Les parasitoïdes se distinguent des parasites par leur aptitude à tuer leur hôte unique en conséquence de leur développement larvaire à l'intérieur (endoparasitisme) ou à l'extérieur (ectoparasitisme) de celui-ci.

I.8.2.5.3 – Les pathogènes

La majorité des insectes sont sensibles aux microorganismes dont les champignons, les bactéries et les virus (SCHOLTE et *al.*, 2004). Les entomophthorales sont des champignons à mycélium non cloisonné, actuellement placés dans la classe des Zygomycètes. Ils comprennent six familles dont trois, les Ancylistaceae, les Entomophthoraceae et les Neozygitaceae qui contiennent essentiellement des espèces pathogènes d'insectes, 223 en tout dont 26 pathogènes de pucerons (DEDRYVER, 2012).

Le puceron est tué par une toxine qu'émet le champignon. Le mycélium envahit la cavité du puceron, qui devient alors une momie (REBOULET, 1999). Le développement des colonies de pucerons est fréquemment menacé par l'infection des champignons entomopathogènes qui sont leur première cause de mortalité (REMAUDIERE et *al.*,1981). Les champignons entomopathogènes et leurs métabolites affectent plusieurs traits de la biologie de l'insecte tels que : la survie, le développement, la fécondité et la prise de nourriture (AMIRI et *al.*,1999 ; EKESI et *al.*,2001 ; GANASSI et *al.*,2006).

II - Les hyménoptères parasitoïdes

II.1 - Systématique

Les insectes parasitoïdes des pucerons sont principalement des micro-hyménoptères appartenant à la famille des Braconidae et des Aphelinidae. La sous-famille des Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) contient le plus grand nombre d'espèces parasitoïdes des pucerons, avec plus de 600 espèces décrites (MACKAUER & STARÝ, 1967). Au sein de cette sous-famille, toutes les espèces se développent en tant que parasitoïdes des pucerons, tandis que dans la sous-famille des Aphelininae (Hymenoptera: Aphelinidae) seuls les genres *Aphelinus*, *Mesidia* et *Mesidiapsis* contiennent des espèces parasitoïdes des pucerons (HAGEN & Van DEN BOSCH, 1968).

Leurs systématiques se résument comme suit :

- Règne : Animalia
- Embranchement : Arthropoda
- Sous-embranchement : Hexapoda
- Classe : Insecta
- Sous-classe : Pterygota
- Infra-classe : Neoptera
- Super-ordre : Endopterygota
- Ordre : Hymenoptera
- Sous ordre : Apocrita
- Famille : Aphelinidae, Braconidae
- Genre : *Aphelinus*, *Protaphelinus*, *Aclitus*, *Adialytus*, *Aphidius*, *Binodoxys*, *Diaeretiella*, *Discrytulus*, *Ephedrus*, *Lysiphlebus*, *Monoctomus*, *Pauesia*, *Praon*, *Trioxys*.

II.1.1 - Braconidae

Selon TURPEAU –AIT IGHIL et *al.*, 2011, la famille des Braconidae est une des plus importantes familles d'hyménoptères avec 40.000 espèces dans le monde et plus de 30 sous-familles, toutes parasitoïdes de divers ordres d'insectes. Certaines sous-familles sont très spécialisées comme les Opiinae qui ne se développent que sur des diptères ou les Aphidiinae qui n'ont que des pucerons pour hôtes.

Certains parasitoïdes paralysent leur hôte en entraînant l'arrêt de son développement, ce sont des parasitoïdes idobiontes alors que d'autres maintiennent leur hôte en vie pendant une grande partie de leurs développements et le tuent par la suite, ce sont des parasitoïdes koïnobiontes (QUICKE, 1997) c'est le cas des Aphidiinae (GAULD et BOLTON, 1988).

La sous-famille des Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) contient le plus grand nombre d'espèces parasitoïdes des pucerons, avec plus de 600 espèces décrites (MACKAUER & STARÝ, 1967). Ce sont de petits hyménoptères de quelques mm (2 à 3,5 mm) dont la coloration des adultes va du noir au brun, jusqu'au plus ou moins jaune orangé (TURPEAU –AIT IGHIL et *al.*, 2011). Ce sont des endoparasitoïdes solitaires de pucerons. Ils se distinguent des autres Braconidae par une nervation alaire particulière et une articulation entre le deuxième et le troisième tergite abdominal permettant une position de ponte caractéristique (SHI et CHEN, 2005). L'ovipositeur est généralement court et peu visible en comparaison des autres Braconidae (HULLE et *al.*, 2011).

II.1.2 - Aphelinidae

Chalcidien de petite taille (0,6 à 2 mm) ayant un corps allongé, variant du jaune pâle au marron foncé, rarement d'éclat métallique, peu sclérifié, non métallique. Les antennes de 3 à 9 articles. L'ovipositeur est peu visible et leur cycle dure de 10 à 30 jours (GAULD et BOLTON, 1988). Ce sont en grande majorité des ecto ou endoparasites d'Hémiptères Sternorrhynches. Dans la sous-famille des Aphelininae (Hymenoptera: Aphelinidae) seuls les genres *Aphelinus*, *Mesidia* et *Mesidiapsis* contiennent des espèces parasitoïdes des pucerons (HAGEN & VAN DEN BOSCH, 1968).

II.2 - Morphologie

II.2.1 - Tête

La tête d'un Aphidiide adulte est orthognathe, transversale, la face frontale est généralement lisse. Le clypeus couvre la grande partie de labre (STARÝ, 1970) Elle porte une paire de yeux composés, trois ocelles, une paire d'antennes et les pièces buccales (STARÝ, 1970). Les antennes sont des appendices sensoriels, localisés entre ou juste au dessus des yeux composés. Ils sont formés généralement de 2 segments basilaires (le scape et le pédicelle) et une série de segments similaires constituant le flagellum (F1, F2.) (Fig.25) (TOMANOVIC et *al.*, 2003). Le nombre d'articles antennaires varie en fonction de l'espèce

et du sexe, il est compris entre 10 et 30 (TOMANOVIC et *al.*, 2003). La forme, la taille, la couleur et l'allure de ces antennes constituent un outil utile pour l'identification des espèces (STARY, 1970)

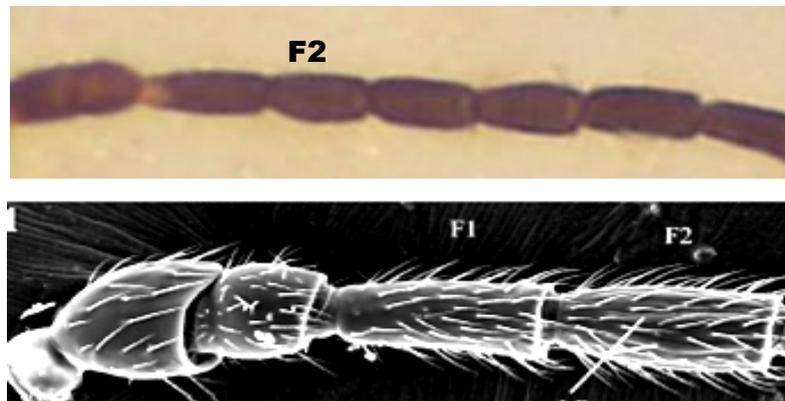


Fig.25- Les différents articles formant l'antenne d'un Aphidiide adulte, F1 et F2 = les premiers articles du flagellum (TOMANOVIC, 2003)

Les pièces buccales sont formées par le labre, les mandibules, le labium et du complexe labio-maxillaire. Les mandibules sont bidentelées plus ou moins saillants. Généralement, le nombre de palpes maxillaires est de 4. Le labium est composé de trois parties, submentum, mentum et le prementum. Les palpes labiaux sont toujours courtes, segmentés et dont le nombre est compris généralement entre 1 et 3 (STARY, 1970) (Fig.26).

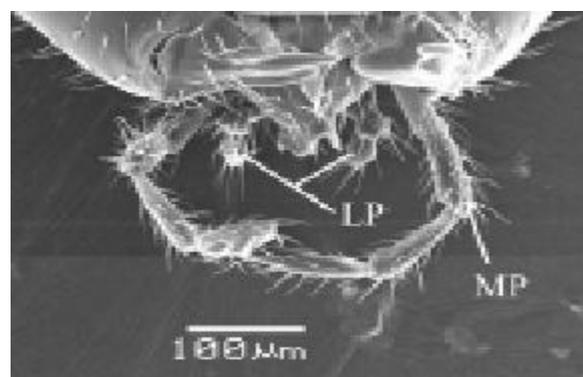


Fig.26- Les pièces buccales d'un Hyménoptère Aphidiidae. LP : palpes labiaux, MP : palpesmandibulaires (TOMANOVIC, 2003).

Le mesosoma des aphididae renferme deux parties : le thorax et une partie de l'abdomen appelée propodeum. (RAKHSHANI et al., 2012)

II.2.2.- Thorax

Le thorax porte les pattes et les ailes et est composé de trois parties ; le pronotum, le mesonotum et le metanotum. Le mesonotum porte les caractères morphologiques permettant l'identification de l'espèce. Il est formé d'une partie supérieure appelée mesoscutum qui peut présenter des notaules , la présence de ces derniers délimite un lobe central et deux autres latéraux et une partie inférieure appelée scutellum (BARAHOEI et al., 2010) (Fig.27). La distribution ainsi que la densité des poils dans les lobes latéraux constituent un critère d'identification de l'espèce (KAVALLIERATOS et al., 2016). Le mesonotum porte une paire d'aile antérieure (Fig.28) qui présente des variations remarquables entre les genres voire même entre les espèces (Fig.29). Les ailes des Aphidiides se caractérisent par une dilatation de la nervure costale et sous costale vers l'apex pour former un prostigma triangulaire. Le prolongement de ce dernier forme le métacarpe. L'apparition ou l'absence des différentes veines (radiales, médianes ou annales) et des cellules sont des caractères morphologiques spécifiques à chaque genre et espèce (STARY, 1970).

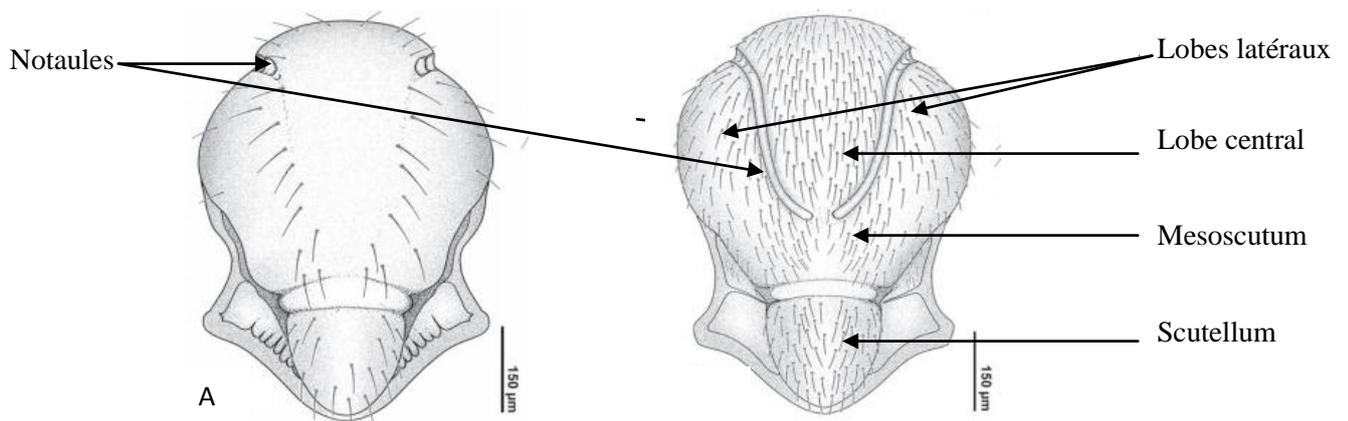


Fig. 27 – Différents types de notaules : A/ incomplètes chez *Ephedrus plagiator* B/complètes chez *Praon volucre* (RAKHSHANI et al., 2019)

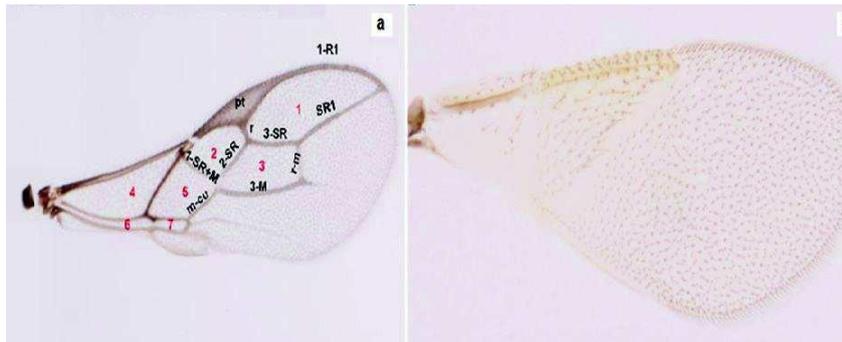


Fig. 28- Nervation alaire des parasitoïdes Aphidiides (CHAUBET, 2010)

(a) Aphidiinae; (b) Aphelininae

Nervures

pt: ptérostigma; **1-R1:** métacarpus; **SR1:** radiale; **3-SR:** radiale; **r:** radiale; **2-SR:** inter-radiale; **r-m:** inter-radiale;

1-SR+M: Secteur radialis+médiane; **3-M:** médiane; **m-cu:** intermédiaire ou récurrente.

Cellules

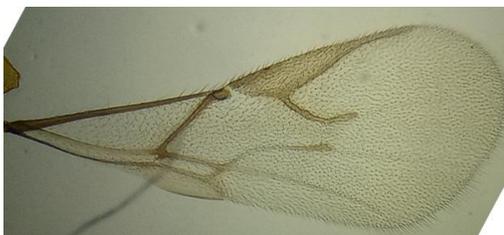
(a) **1:** marginale; **2:** submarginale a; **3:** submarginale b; **4:** basale; **5:** discale; **6:** sub-basale; **7:** subdiscale



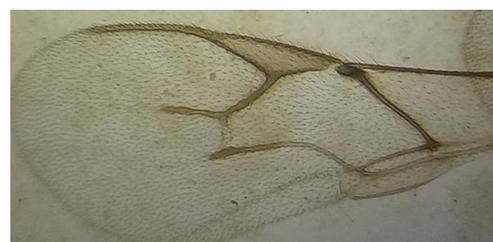
A



B



C



D

Fig.29- Différentes nervations alaires chez les Aphidiides (Gr x100) (photos originales)

A – Lysephlebus testaceipes., B – Lysephlebus fabarum., C - Aphidius ervi.,

D - Aphidius matricariae

II.2.3- Abdomen

Le propodeum est le premier segment abdominal (propodium), il peut être lisse ou avec peu de soies, le nombre de ses dernière est spécifique pour chaque espèce (BODLAH et *al.*, 2012 ; RAKHSHANI et *al.*, 2012) , convexe et présente des sculptures variables (STARY, 1970).Par ailleurs, certaines espèces ne possèdent pas de sculptures propéales (TALEBI et *al.*, 2009). Il peut présenter une seule carène transverse, ou bien des carènes transversales et longitudinales dont leur cloisonnement définit une région pentagonale la plus part du temps (Fig.30).

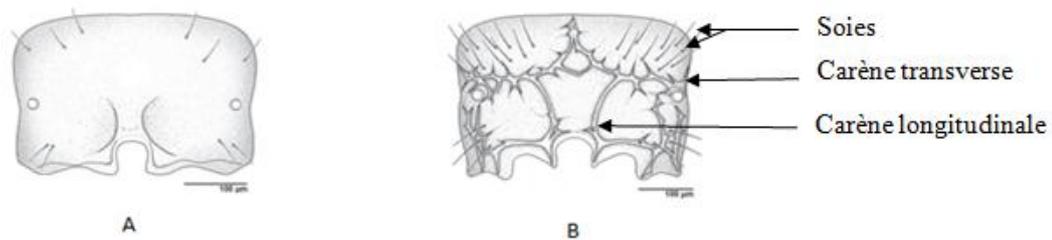


Fig.30 – Propodeum sans carènes : *Lysiphlebus testaceipes* Avec carènes : *Ephedrus plagiator* (RAKHSHANI et *al.*, 2019)

L'abdomen est formé de 8 segments soutenus par une membrane inter segmentaire. Il est rond chez les mâles et lancéolé chez les femelles. (STARY, 1970).La coloration de l'ensemble du corps varie du noir, marron, rouge et jaune. Elle dépend de l'aire de distribution, de la saison et de la taille de l'hôte (STARY, 1970).

L'extrémité de l'abdomen chez la femelle porte un appareil génital externe, qui est formés 8ème et 9ème segments. L'apex de l'ovipositeur est simple, tranchant et capable de se dilater. La base du genitalia est formée de la 1ère et de la 2ème paire de valves qui représentent les gonapophyses. Tandis que, la 3ème paire forme le préservateur de l'ovipositeur et elle est pourvue de plusieurs poils sensoriels. En fonction des espèces, cet ovipositeur peut être droit ou recourbé (STARY, 1970)(Fig.31).

Le pétiole présentant une région antéro-latérale rugueuse chez certaines espèces (Fig.32) ou lisse avec des stries chez d'autres (TOMANOVIC et *al.*, 2012) ainsi que les genitalias constituent des critères d'identification de l'espèces (KAVALLIERATOS et *al.*, 2016).

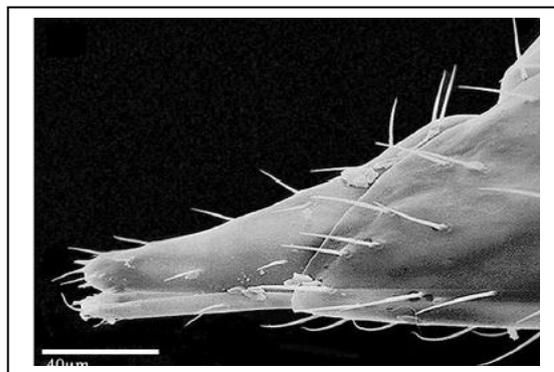


Fig.31 - Ovipositeur d'un Aphidiide (TOMANOVIC, 2003)

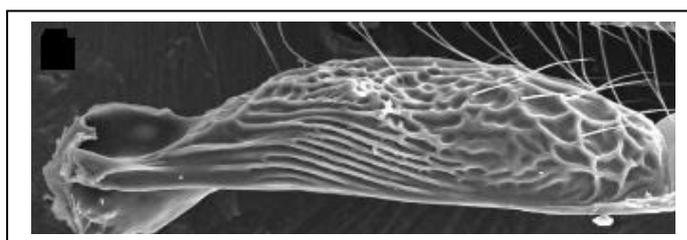


Fig. 32-Le pétiole d'un Aphidiide (TOMANOVIC, 2003)

II.3 - Cycle biologique

Les Aphidiinae sont des endoparasitoïdes solitaires obligatoires des pucerons (STARÝ,1969) dont la taille des adultes varie entre 1et10mm (STARÝ,1988). La femelle dépose un seul œuf dans le puceron, mais il arrive que plusieurs œufs soient déposés dans un seul hôte (multiparasitisme ou superparasitisme) lorsque les hôtes sont rares ou indisponibles (VÖLKL and MACKAUER, 1990) Un liquide ovarien et du venin sont injectés avec la ponte ce qui contribue à immobiliser l'hôte et à réguler son développement (DIGILIO *et al.*, 1998). Après une période d'incubation qui varie en fonction de la température, la larve néonate commence à se nourrir de l'hémolymphe, et poursuit son développement en passant par plusieurs stades successifs (3 à 4) au cours desquels elle va consommer l'intégralité des parties molles (BOIVIN *et al.*, 2012) .La larve tapisse un feutrage soyeux pour se nymphoser auquel on donne le nom demomie (BRODEUR et ROSENHEIM, 2000). La nymphose peut avoir lieu à l'intérieur du puceron (de la momie) comme c'est le cas pour les espèces des genres *Aphidius*, *Ephedrus*, *Lysiphlebus*, *Pauesia* et *Trioxys*... ou en dessous du puceron (de la momie) , ce qui soulève la dépouille du puceron qui est un aspect caractéristique des genres *Dyscritulus* et *Praon* (BRODEUR et ROSENHEIM, 2000). Une fois nymphosé , l'adulte s'en échappe en y forant un trou (REBOULET, 1999) (Fig.33).

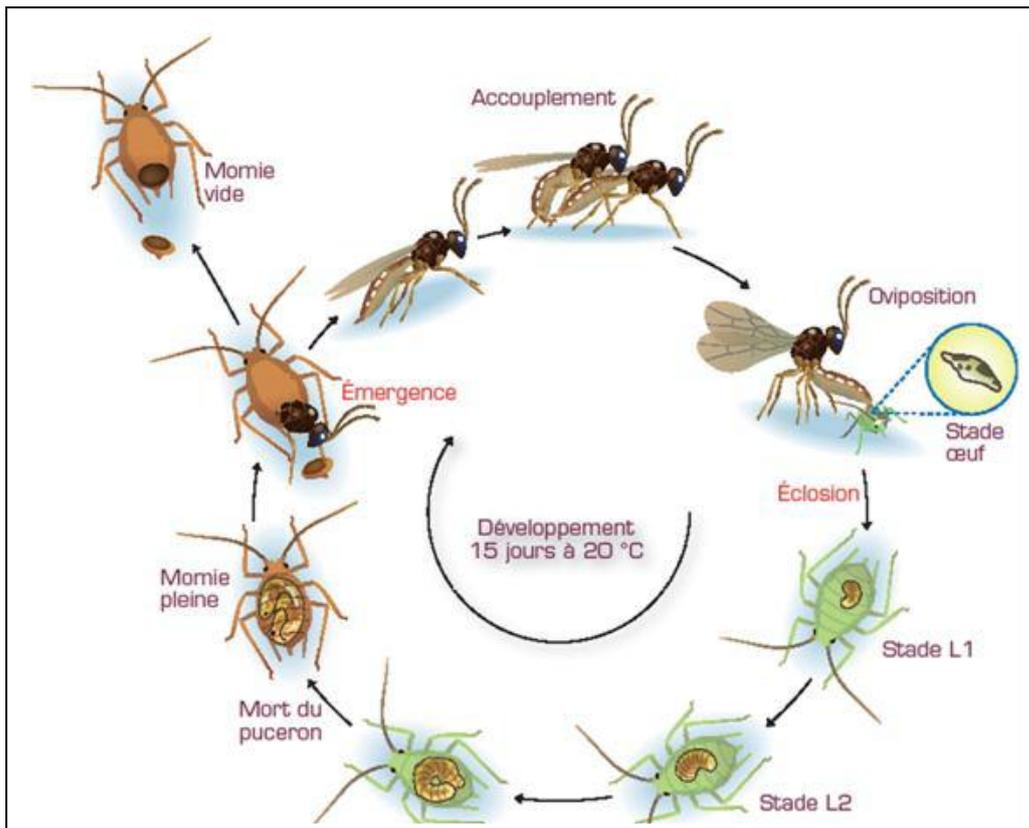


Fig.33 - Cycle biologique d'un hyménoptère parasitoïde (HULLE et *al.*, 2011).

II.4 - Origine biogéographique

D'après STARY (1970), les Aphidiides peuvent être réparti en 9 groupes selon leur origine biogéographiques.

Groupe 1: Représenté par l'ensemble des espèces qui possèdent comme origine la forêt de toundra (origine holarctique).

Groupe 2 : Englobe les espèces de la forêt boréale d'Europe.

Groupe 3 : Regroupe les espèces de la forêt des conifères (Origine Ouest-Paléarctique). Ces Aphidiides sont tous des parasitoïdes des pucerons appartenant à la sous famille des *Cinarinae*, vivant sur les branches et les troncs des différentes espèces de Conifères.

Groupe 4 : Les espèces de la forêt des conifères (Origine Est-Paléarctique). Ces espèces se rencontrent de l'Europe à l'Extrême-Orient.

Groupe 5 : Les espèces de ce groupe font partie de la forêt des feuillus (Origine Ouest-Paléarctique). Ces espèces vivent aux dépens des aphides qui fréquentent les arbres et les plantes variées des milieux ouverts.

Groupe 6 : Il englobe les espèces de la forêt des feuillus (Origine Est-Paléarctique). C'est un groupe d'espèces fréquent en Europe et en Extrême-Orient.

Groupe 7 : Les espèces de ce groupe ont comme origine la steppe Eurasienne. Ce sont d'une part des espèces largement polyphages et d'autre part, des espèces plus ou moins spécialisées aux aphides des graminées et des composées.

Groupe 8 : Il regroupe les espèces de l'aire méditerranéenne.

Groupe 9 : Il englobe les espèces de l'aire néarctique. Il possède comme origine l'Amérique du Nord.

II.5–Rôle des hyménoptères parasitoïdes en lutte biologique

Les pucerons étant devenus résistants à de nombreux insecticides (FOSTER *et al.*, 2007) néfastes pour la santé humaine (WHO, 1990 ; BALDI *et al.*, 2013) et pour l'environnement (DEVINE & FURLONG, 2007). De ce fait, la lutte intégrée qui vise à réduire l'utilisation des produits chimiques et l'emploi des agents biologiques tels que les prédateurs et les parasitoïdes reste le moyen le plus efficace. Les hyménoptères parasitoïdes des pucerons jouent un rôle important dans le contrôle biologique des populations aphidiennes, et ont été utilisés dans des programmes de lutte biologique plus fréquemment que d'autres ennemis naturels des pucerons (POWELL & PELL, 2007). Leur action sur les populations de pucerons se fait sentir plus tardivement, puisque le métabolisme de ces auxiliaires exige des températures plus élevées que celui de leurs hôtes (CAMPBELL *et al.*, 1974). Les caractéristiques intrinsèques de ces insectes telles qu'un taux de fécondité élevé et une durée de développement très courte, font de ces auxiliaires des agents de lutte biologique potentiellement efficaces. Cependant, de nombreux facteurs, tels que l'hyperparasitisme (MACKAUER & VÖLKL, 1993), la prédation, et des conditions environnementales néfastes (VÖLKL *et al.*, 2007), font que ces derniers n'exploitent en général qu'un petit pourcentage des populations de pucerons, ce qui est parfois insuffisant pour exercer un contrôle biologique efficace de ces phytophages (HAGEN & VAN DEN BOSCH, 1968; VÖLKL *et al.*, 2007). Il est dès lors essentiel de ne pas se focaliser sur un groupe d'auxiliaires aphidiphages mais plutôt de considérer la guildes entière et les différentes familles d'agents de contrôle des pucerons.

II.6 - Hyperparasitoïdes des pucerons

Les hyperparasitoïdes sont des parasitoïdes secondaires d'autres parasitoïdes (SULLIVAN, 1987). Les hyperparasitoïdes de pucerons sont obligatoires puisqu'ils ne peuvent se développer sur des pucerons sains (SULLIVAN et VÖLKL, 1999; BRODEUR, 2000); ils occupent donc un niveau trophique supérieur à celui des parasitoïdes primaires. Deux principaux groupes d'hyperparasitoïdes de pucerons existent: les ectohyperparasitoïdes idiobiontes, se développant à l'extérieur du parasitoïde primaire et interrompant son développement; et les endohyperparasitoïdes koinobiontes, se développant à l'intérieur du parasitoïde primaire qui poursuit son développement (SULLIVAN et VÖLKL, 1999).

Parmi les ectoparasitoïdes idiobiontes figurent les genres *Asaphes* Walker, *Pachyneuron* Walker, *Coruna* Walker et *Euneura* Walker (Chalcidoidea: Pteromalidae) de même que le genre *Dendrocerus* Ratzeburg (Ceraphronoidea: Megaspilidae) (SULLIVAN et VÖLKL 1999). Ces derniers parasitent exclusivement les stades prépupal et pupal du parasitoïde primaire, une fois le puceron momifié (SULLIVAN et VÖLKL 1999). Parmi les endohyperparasitoïdes koinobiontes de pucerons, on retrouve les genres *Alloxysta* Förster, *Phaenoglyphis* Förster et *Lytoxysta* Kieffer de la sous-famille Alloxystinae (Cynipoidea: Charipidae) de même que le genre *Syrphophagus* Ashmead (Encyrtidae) (SULLIVAN et VÖLKL 1999). Cependant, chez le genre *Syrphophagus*, l'endoparasitisme des premiers stades larvaires passe à un ectoparasitisme pour les derniers stades (KANUCK et SULLIVAN 1992). A l'opposé des ectohyperparasitoïdes, les Alloxistinae parasitent la larve du parasitoïde primaire alors que le puceron est toujours vivant. Le genre *Syrphophagusa* la capacité d'attaquer l'hôte peu importe l'état du puceron parasité (SULLIVAN et VÖLKL, 1999) et montre une préférence envers les hôtes momifiés (BUITENHUIS et al., 2004). Chez les deux familles, leur développement est néanmoins suspendu jusqu'à ce que le parasitoïde primaire induise la momification (SULLIVAN, 1987). La spécificité parasitaire est généralement plus forte chez les endohyperparasitoïdes que chez les ectohyperparasitoïdes, car ils doivent développer des mécanismes d'évitement du système immunitaire du parasitoïde primaire (BRODEUR 2000). Les hyperparasitoïdes peuvent également être spécifiques à une espèce de puceron ou même sélectifs à un habitat (BRODEUR, 2000). Puisque les parasitoïdes primaires sont consommés suite à l'hyperparasitisme, leur identification repose sur les caractéristiques des momies et se restreint donc au genre (BRODEUR, 2000).

II.6.2 - Impact des hyperparasitoïdes sur la lutte biologique

Deux principaux mécanismes d'interférence par les hyperparasitoïdes sont proposés: ils réduisent la prochaine génération de parasitoïdes primaires via l'hyperparasitisme; ils incitent les parasitoïdes primaires adultes à quitter hâtivement les colonies de pucerons (BRODEUR et ROSENHEIM,2000).

III - Les interactionstri-trophiques

Les études des relations insecte-végétal ont été le plus souvent limitées aux deux partenaires ; le végétal et l'insecte herbivore. D'autres travaux, notamment, ceux de PRICE et *al.*(1980) ont mis en évidence que ces relations sont plutôt d'ordre tritrophique et elles sont déterminantes également pour le troisième partenaire qui est le prédateur et le parasitoïde.

Les interactions entre les plantes et les insectes phytophages reposent sur trois niveaux trophiques et qui sont régies par un grand nombre de stimuli chimiques impliquant :

- Les plantes-hôtes qui se placent en premier niveau trophique, qui pour se défendre contre leurs bio-agresseurs font intervenir des métabolites secondaires (terpènes) (FLINT et *al.*, 1979 ; TURLINGS et *al.*, 1990 ;TURLINGS et *al.*, 1992 ; DE MORAES et *al.*, 2001) TURLING et *al.* (1990) ont montré que les signaux émis par la plante sont spécifiques pour chaque interaction plante –ravageur et plante –ennemi naturel ce qui permet aux ennemis naturels de localiser leurs proies et leurs hôtes.

- Par leurs phéromones d'agrégation, sexuelles et d'alarme, les produits secrétés et excrétés, les insectes phytophages interviennent comme un deuxième niveau trophique (KENNEDY, 1984 ; NORDLUND et *al.*, 1985 ; SYMONDSON et *al.*, 2002),

- Le troisième rang trophique est occupé par les insectes auxiliaires (parasitoïdes et prédateurs), qui essayent d'exploiter les stimuli des deux premiers rangs trophiques à leur profit.

L'étude des relations tri trophiques contribue dans la connaissance de la biodiversité des écosystèmes et permet d'optimiser les décisions de l'emploi des ennemis naturels dans le contrôle des déprédateurs.

CHAPITRE II

Chapitre II – Présentation de la région d'étude

I.1- Situation géographique de la Mitidja

Avec une superficie de 1400 km², la Mitidja compte parmi les plus grandes plaines sublittorales Algériennes. Orientée parallèlement au relief côtier dans une direction Est-Nord-Est vers Ouest-Sud-Ouest, la plaine de la Mitidja est limitée à l'Est par l'Oued Boudouaou, à l'Ouest par l'Oued Nador tandis que ses deux principaux flancs sont bordés par deux reliefs élevés : les collines du Sahel algérois au Nord et l'Atlas blidéen au Sud (MUTIN, 1977). Elle s'allonge d'Est en Ouest sur une centaine de kilomètres et s'étire sur une profondeur variant de 5 à 20 km (IMACHE et *al.*, 2011). D'altitude moyenne de 50m, elle présente une faible pente orientée vers la mer (IMACHE et *al.*, 2011). Elle est divisée en deux unités physiques : la Basse Mitidja ou Mitidja Est et la Haute Mitidja ou Mitidja Ouest (IMACHE et *al.*, 2011) (Fig.34). Ses sols fertiles bénéficient d'un climat tempéré de type méditerranéen et d'une pluviométrie suffisante (IMACHE et *al.*, 2011). Grande plaine agricole, elle est consacrée à la culture des agrumes dans la partie orientale et à celle de la vigne dans la partie occidentale.

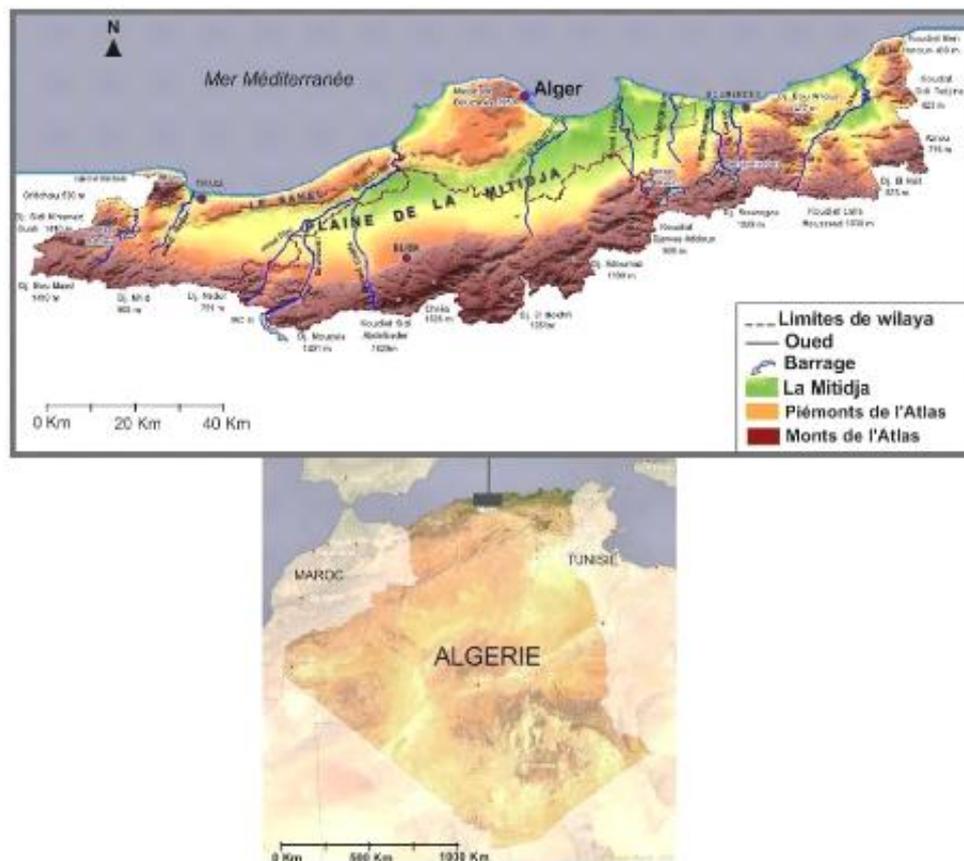


Fig.34- Situation géographique de la Mitidja

(Source : Programme d'aménagement côtier (PAC) 2006).

I.2.1 – Facteurs abiotiques

Nous entendons par les facteurs abiotiques, les facteurs édaphiques et les facteurs climatiques qui caractérisent la région d'étude

I.2.1.1 - Facteurs édaphiques

Du point de vue physique, le relief de la région de Mitidja révèle deux ensembles morphologiques qui sont la plaine et les reliefs collinaires pseudo-montagneux. La partie correspondant à la plaine occupe presque la moitié de la région de Mitidja. Les sols sont caractérisés par une faible déclivité.

Selon DREUX (1980), les facteurs édaphiques renferment toutes les propriétés physiques et chimiques du sol qui ont une action écologique sur les êtres vivants. D'après RAMADE (1984), les sols constituent l'élément essentiel des biotopes. Les alluvions quaternaires dominent dans la partie orientale de la Mitidja. Les argiles, les marnes et le grès s'y retrouvent accumulés (NIANE,1979).

Concernant la partie méridionale, les dépôts du pliocène caractérisent les sols cristallifères ainsi que des roches sédimentaires. La bordure méridionale de la Mitidja est marquée par la venue du matériel volcanique abondant dû à l'effondrement qui s'est réalisé à partir du miocène (MUTIN,1977). Les dépôts plioquaternaires occupent la plaine de Boudouaou. Les alluvions résultent de la phase de comblement et de remblaiement de la Mitidja. Ces alluvions ont une épaisseur qui dépasse deux mètres. La partie méridionale de la Mitidja repose sur des dépôts solides qui se sont surélevés depuis le pliocène vers le quaternaire. Ces sols cristallophylliens ont une dureté assez importante (MRE, 2003).

I.2.1.2- Facteurs pédologiques et implications agricoles

La formation des sols est représentée par un processus complexe. C'est la transformation des roches situées à la surface de la croûte terrestre. Les principaux caractères du sol qui peuvent intervenir sur la vie des organismes sont sa structure physique, sa composition chimique et les particularités des substances circulant comme le gaz, l'eau et les substances minérales (DREUX,1980). Il existe trois types de sols dans la région de Mitidja. D'abord de part et d'autre de l'Oued de Boudouaou, une bande étroite d'alluvions récentes s'étend jusqu'à son embouchure caractérisant les sols peu évolués sur lesquels les plantations

d'agrumes sont accompagnées par des vignobles, des cultures maraichères et des champs de fourrages.

Le long de la côte entre Surcouf et Boudouaou El Bahri sur 2 500 ha, il y a des sols calcimagnésiques carbonatés riches en calcaire, ce qui permet le développement de la vigne, des cultures maraichères et céréalières. Le troisième type de sol est à sesquioxides de fer. Il s'étend entre Ouled Moussa, Hamadi et Boudouaou sur 5.000 ha environ. Sur ce type de sol s'implantent avec succès la vigne et les céréales. Mais l'arboriculture fruitière donne de biens maigres résultats.

Ainsi qu'on distingue 5 classes de sols (Fig.35)

- Les sols peu évolués riches en limons et sable.
- Les sols hydromorphes ont une texture argilo-limoneuse.
- Les sols à sesquioxides de fer sont des terres rouge limono-argileuses.
- Les vertisols sont riches en argile et en limon fin.
- Les sols carbonatés (calcimagnétiques) se composent d'alluvions limon-argileuses à forte teneur en calcaire.

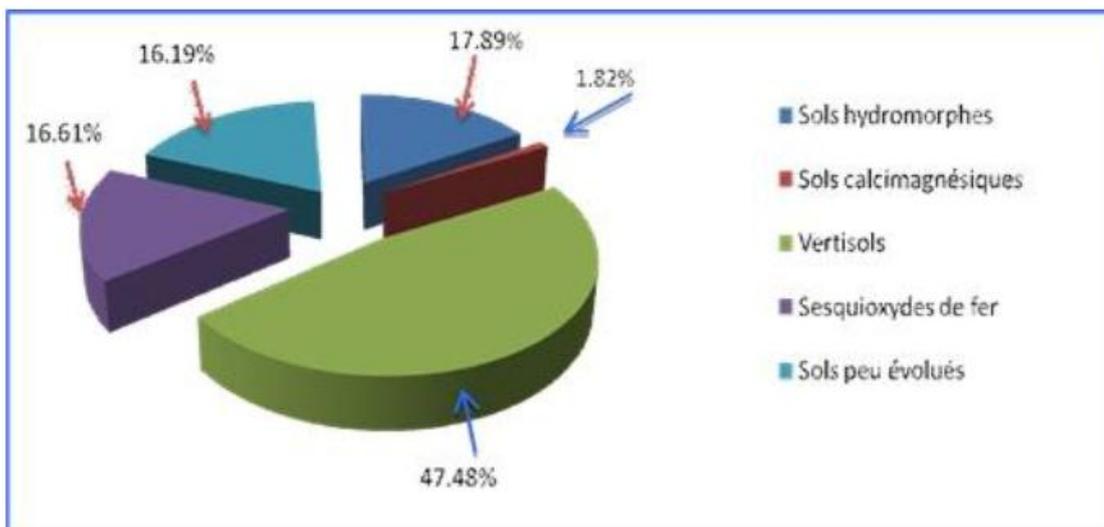


Fig.35 - Proportion des classes de sols dans la Mitidja (MUTIN , 1977).

I.2.1.3 - Facteurs hydrographiques

Sur toute sa superficie, la Mitidja est traversée par différents oueds s'écoulant généralement du Sud vers le Nord, prenant leur source dans le massif de Blida. D'Est en Ouest, ces oueds sont Oued de Réghaïa, Oued Hamiz, Oued Djemaa, Oued El Harrach, Oued Chiffa, Oued Bouroumi, Oued Djer et Oued Mazafran (MUTIN, 1977). Deux aquifères

principaux se trouvent sur la grande partie de la plaine de la Mitidja, l'un quaternaire des alluvions grossières et l'autre astien gréseux ou grésocalcaire. Ces deux derniers sont séparés par un complexe argilo-marneux, d'épaisseur très variable selon les endroits (BENZIADA, 2003).

I.2.1.4 - Facteurs climatiques

Le climat est l'ensemble des phénomènes qui caractérisent l'atmosphère et dont l'action influence les milieux naturels (GONDE et *al.*, 1986). Avec toutes ses composantes, c'est un facteur limitant de tous les êtres vivants. Il règle non seulement leur activité et leur cycle de vie, mais aussi leur répartition dans l'espace et dans le temps. Le climat dépend de nombreux facteurs tels que la température, les précipitations, l'humidité relative de l'air et le vent (FAURIE et *al.*, 2003).

I.2.4.1 – Température

La température est l'élément le plus important du climat, elle agit sur l'activité biologique et écologique des êtres vivants. Les variations de température ont un impact considérable sur la vie de tous les organismes (SHERWOOD et *al.*, 2016), car les espèces ne peuvent vivre que dans des intervalles thermiques distincts (DREUX, 1980). Ce même auteur notamment DAJOZ (1971), affirme que ce paramètre influe sur la vitesse de développement, le nombre de générations autant que sur la fécondité. Le facteur thermique agit directement sur la vitesse de réaction des individus, sur leur abondance et leur croissance (BERLIOZ, 1950 ; DAJOZ, 1971 ; RAMADE, 1984 ; FAURIE et *al.*, 1998 ; MACKENZIE et *al.*, 2006).

La température dépend de plusieurs paramètres tel que la nébulosité, la latitude la présence et l'exposition à une grande masse d'eau comme les mers et lacs (FAURIE et *al.*, 2012), ainsi le cas du site d'étude, MUTIN (1997) confirme que les températures enregistrées dans la région de la Mitidja sont beaucoup influencées par la mer méditerranéenne.

Les données météorologiques prises en considération dans le cadre de ce travail sont celles de la station météorologique de Dar El Beida. Elles concernent les données des températures des années 2017 et 2018, elles sont regroupées dans le tableau 1 ci-dessous :

Tableau 1 - Températures mensuelles moyennes des maxima et des minima de 2017 et 2018 de la région de la Mitidja.

Paramètres	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	Moy.annuelle	Année
M°C	15,7	19,2	21,5	22,3	26,6	31	33,3	34,3	30,3	26.5	21	16.5	26,1	2017
m°C	5	8,2	7,3	8,9	12,6	17,8	20,4	22,6	16,7	11.5	7.6	5.6	13,3	
(M+m)/2	10,3	13,7	14,4	15,6	19,7	24,4	26,9	28,4	23,5	18.7	13.6	10.9	19,7	
M°C	18.1	15.8	19	21.9	22.8	28	32.1	32.7	30.2	25.6	21.6	19.2	23,5	2018
m°C	5.5	4.8	8.7	9.7	11.7	15	20	19.8	19.2	14.2	10	5.6	15	
(M+m)/2	11.4	10.2	14	16	17.5	21.8	26.2	25.5	24.6	19.7	15.7	11.9	15	

(Tutiempo, 2017)

M: Moyenne mensuelle des températures maximales.

m : Moyenne mensuelle des températures minimales.

(M + m) /2: Moyenne mensuelle des températures.

Les données reportées dans le tableau 1 nous indiquent une température moyenne annuelle de 19,7° en 2017, elle était beaucoup plus faible en 2018 avec seulement 15°C. Les températures maximales enregistrées pour l'année 2017 et 2018 sont respectivement 34.3 °C et 32.7 °C. Le mois le plus chaud est le mois d'août (34, 3 °C en 2017 et 32,7°C en 2018). En revanche, la plus basse température est enregistrée en janvier avec 5°C pour l'année 2017 et 4,8°C enregistrée en février 2018.

I.2.4.2– Pluviométrie

La pluviométrie désigne la quantité totale de précipitations (pluie, grêle et neige) reçu par unité de surface et unité de temps (RAMADE, 2003). La pluviométrie constitue un facteur d'importance fondamentale (RAMADE, 1984) et le volume annuel des pluies conditionne la distribution des espèces dans les aires biogéographiques (RAMADE, 1984). Autant son insuffisance que son excès peuvent être néfaste aux animaux (FAURIE et *al.*, 1984). Le régime pluviométrique, étant donné son action directe sur les insectes et le fait par ailleurs, qu'il conditionne le développement des plantes hôtes, a une influence souvent déterminante sur les fluctuations des populations dans le temps et sur les variations affectant éventuellement leur répartition dans l'espace (BUES, 1988). Le rythme

pluviométrique dans la région de la Mitidja est de type méditerranéen, caractérisé par une double irrégularité annuelle et interannuelles (MUTIN, 1977).

Les valeurs des précipitations mensuelles (en mm) enregistrées au niveau de la région d'étude sont présentées dans le tableau 2 ci-dessous :

Tableau 2 - Précipitations mensuelles de 2017 et 2018 de la région de la Mitidja

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	Total	Année
P (mm)	254,8	18,1	55,1	22,1	8,9	5,4	0	2,5	34,6	16	201,67	157,74	776,91	2017
P (mm)	33,2	69,58	121,2	98,8	62	32,1	0	0	25,9	65,28	95,77	31,5	635,26	2018

(Tutiempo, 2017)

P (mm) : Précipitations et / ou la fonte des neiges total (mm)

Il ressort de ces données que les mois les plus arrosés sont celui de janvier pour l'année 2017 avec une pluviométrie de 254,8 mm et le mois de mars pour l'année 2018 avec 121,2 mm. Le mois le moins arrosé est juillet pour les deux années avec 0 mm (Tab.2).

I.2.4.3- L'Humidité relative (HR%)

Selon DAJOZ (1985), l'humidité relative agit sur la densité des populations en provoquant une diminution du nombre d'individus en conditions hygrométriques défavorables. FAURIE et *al.*,(2012) Soulignent que l'humidité est liée à plusieurs facteurs : de la température, la quantité d'eau tombée, du nombre de jour de pluie, de la forme de ces précipitations, et du vent (Tab. 3).

Tableau 3 -Humidité relative moyenne (%) de la région de la Mitidja de 2017 et 2018.

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	Moy. Annuelle	Année
H.R. Moy.(%)	79.7	71.3	71.8	72.3	69.6	68.2	66	66.3	67	70.3	74.9	79.3	66,5	2017
H.R. Moy.(%)	75,9	77	72,8	74,5	79,2	71,9	65,3	67,5	72,2	71,6	71,2	81,6	73,39	2018

(Tutiempo, 2017)

H.R. Moy.(%) : Humidité relative moyenne (%)

Les résultats reportés dans le tableau ci-dessus montrent que l'humidité relative a été la plus élevée en janvier pour l'année 2017 avec 79.7 % et décembre pour l'année 2018 avec 81,6%.

I.2.4.4 - Vent

D'après DAJOZ (1985), le vent agit sur le degré de la température et sur la vitesse d'évaporation ce qui explique son pouvoir desséchant. Il est aussi considéré comme un agent d'éparpillement des animaux et des végétaux (DAJOZ, 2006). Le vent constitue peut être un facteur limitant dans certains biotopes. L'exposition de la végétation à des vents violents peut limiter son développement (RAMADE, 2003).

Tableau 4 - Vitesse (km/h) moyenne mensuelle du vent de la région de la Mitidjade 2017 et 2018.

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	Moy.	Année
V. Moy (km/h)	2,8	3,8	3,1	3,5	3,1	3,2	3,2	3,5	3,1	7.5	7.7	9.2	3,3	2017
V. Moy (km/h)	9	10,5	14,2	11,5	10,1	10,9	10,8	10	10	10,2	10,6	6,6	10,38	2018

(Tutiempo, 2017)

L'examen des données du tableau 4 nous indiquent que la vitesse moyenne annuelle du vent oscillent entre 2,8 km/h et 9,2 km/h en 2017 et entre à 9 km /h et 14,2 km/h en 2018. La vitesse la plus élevée est enregistrée en mars 2018 avec 14.2 km/h. la plus faible est notée en janvier 2017 avec 2,8 km/h.

I.2.1.5- Synthèse climatique

I.2.1.5.1– Diagramme pluviothermique

Le climat d'une région donnée peut être représenté par la réalisation d'une synthèse à partir des principaux facteurs climatiques qui sont les températures T (°C) et les précipitations P (mm) c'est dernières nous permettent de distinguer les périodes sèches et les périodes humides.

Selon DAJOZ (1985) on parle de période de sécheresse quand le total des précipitations P (mm) est égalou inférieur au double des températures T (°C). Alors que DREUX (1980)

détermine la période sèche lorsque la courbe des températures est au-dessus de celle des précipitations et elle est dite humide dans le cas contraire.

Le diagramme pluviothermique est réalisé d'après les données climatiques enregistrées en (2017) pour la région de la Mitidja durant les 10 dernières années de 2008 à 2017.

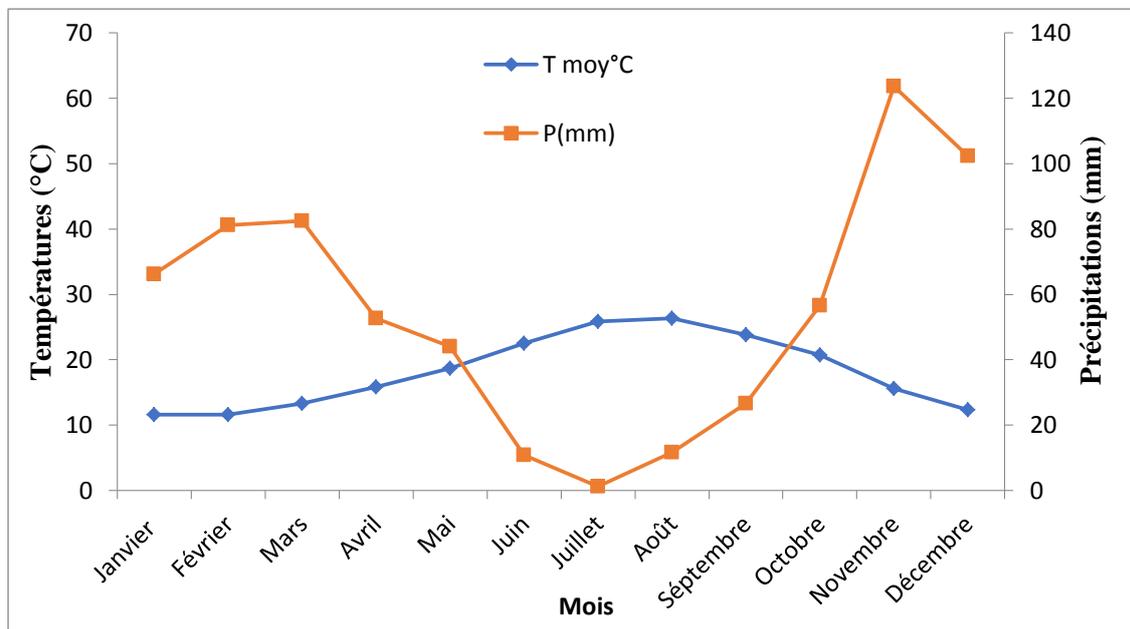


Fig.36 - Diagramme pluviothermique de la région de la Mitidja durant 10 années (2008/2017).

La région de la Mitidja est composée en générale de deux périodes, une période sèche qui s'étale sur 5 mois, de mi-mai jusqu'au début du mois d'octobre avec une pluviosité presque nulle en juin, juillet et août. La deuxième période humide et froide qui apparait dès le début d'octobre jusqu'à la mi-mai (Fig. 36)

I.2.5.2-Climagramme d'Emberger

L'utilisation du climagramme d'Emberger permet de distinguer l'étage bioclimatique auquel appartient la région d'étude. Il est obtenu par le calcul du quotient pluviométrique Q2 à l'aide l'équation simplifiée de STEWART (1969).

$$Q2 = 3,43 * P / (M-m)$$

Q2 : Quotient pluviométrique d'Emberger.

P : Précipitations annuelles exprimées en mm

M : Moyenne des températures maximales du mois le plus chaud ; en °C

m : Moyenne des températures minimales du mois le plus froid ; en °C

Tableau 5 – Données climatiques de la décennie 2008-2017 de la région d'étude.

Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
M°C	17.43	17.42	19.43	22.06	25.24	29.06	32.29	32.72	29.65	26.98	21.16	18.18
m°C	5.73	5.81	7.21	9.65	12.21	15.93	19.46	19.93	18	14.48	9.99	6.49
P(mm)	66.26	81.15	82.42	52.7	43.99	10.87	1.25	11.64	26.6	56.65	123.65	102.36

(Tutiempo, 2017)

Selon les données climatiques des années 2008 à 2017 ci-dessus :

$$P = 659.54.$$

$$M = 32.72.$$

$$m = 5.73.$$

$$Q2 = 3,43 * 659,54 / (32,72 - 5,73) = 83,81$$

Le quotient pluviométrique Q2 de la région d'étude calculé sur une période de dix ans entre 2008 et 2017 est égal à 83,81. La projection de cette valeur sur le climagramme d'Emberger indique que la région de la Mitidja est située dans l'étage climatique sub- humide à hiver tempéré (Fig. 37).

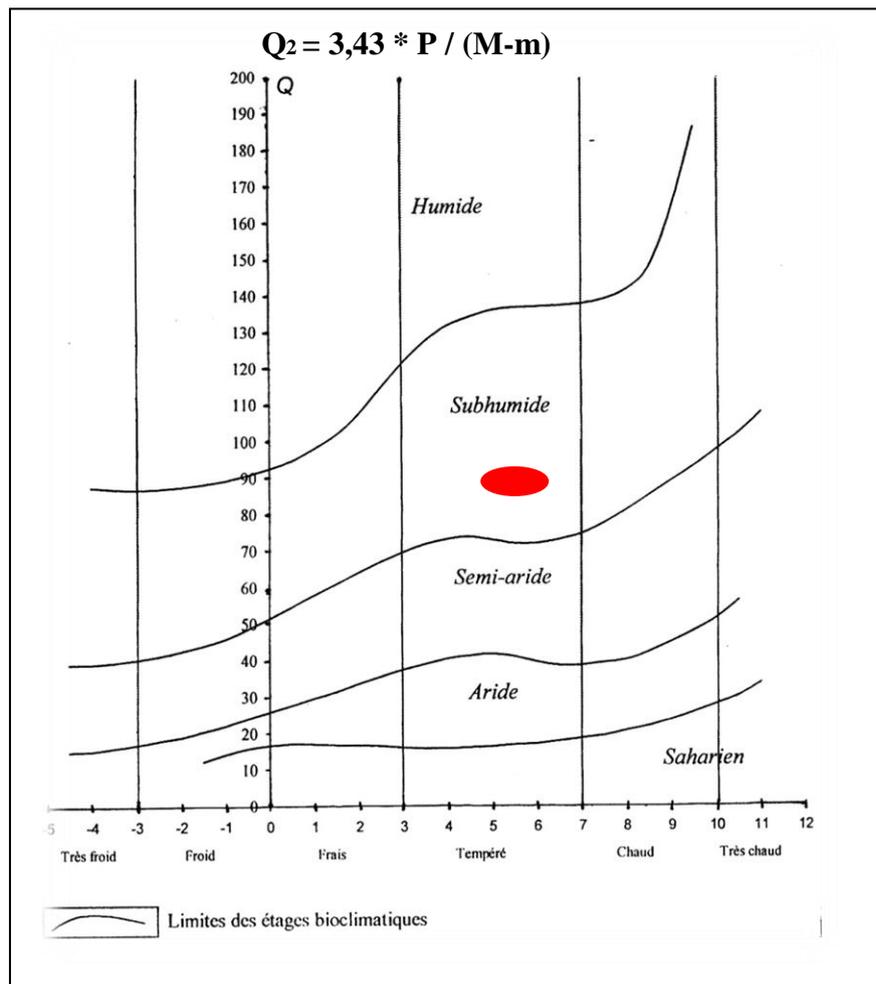


Fig.37 - Climagramme d'Emberger de la Mitidja durant 10 années (2008/2017).

I.1.2 - Facteurs biotiques

I.1.2.1 - Données floristiques

La végétation de la Mitidja est caractérisée par une diversité floristique dont les principales formations particulières du Bassin méditerranéen. Ces plantes appartiennent à trois strates, arborescente, arbustive et herbacée. Elles font partie de diverses familles botaniques d'après WOJTERSKI (1985), DOUMANDJI et DOUMANDJI-MITICHE (1991), KHEDDAM et ADANE (1996) et ABDELKRIM (2004). VELA et BENHOUHOU (2007) écrivent que les espèces végétales endémiques et rares sont menacées par l'anthropisation. Selon WOJTERSKI (1985) la Mitidja est une plaine fertile. Cette plaine doit sa richesse à son climat

favorable à plusieurs types de cultures notamment fruitières. Selon SOMON (1987), la strate arborescente est formée par des plantes qui font partie de différentes familles végétales entre autres aux Cupressaceae, aux Fagaceae, aux Casuarinaceae et aux Palmaceae. La strate arbustive est composée par des vergers d'agrumes tels que *Citrus limonum* Risso, *Citrus sinensis* [(L.) Osbeck., 1765] et *Citrus reticulata* (Blanco., 1837)] et de néfliers du Japon [*Eriobotrya japonica* (Lindl., 1827)]. Des espèces de familles telles que les Moraceae avec *Ficus carica* (L., 1753)] et les Oleaceae comme *Olea europaea* (L., 1753) alternent avec des cultures maraîchères de *Solanum tuberosum*(L., 1753) et de *Brassica oleracea*(L., 1753) et fourragères telles que *Sorghum vulgare* (Moench., 1794) et (*Medicago* sp. Linné, 1753). Des brise-vent comme le cyprès commun [*Cupressus sempervirens horizontalis* (L., 1753)] voisinent avec des haies à olivier [*Olea europaea*, à caroubier [*Ceratonia siliqua* (L., 1753)] et à buisson ardent [*Crataegus pyracantha*] et avec des adventices. La strate herbacée est composée notamment par des cultures maraîchères [*Solanum tuberosum*, *Brassica oleracea*, et *Cucurbita pepo* (L., 1753)] et par des plantes adventices telles que *Solanum nigrum* (L., 1753), *Galactites tomentosa*, *Lavatera cretica* (L., 1753), *Datura stramonium* (L., 1753), *Avena sterilis* (L., 1753), *Hordeum murinum* (L., 1753), *Amarantus angustifolium* (L., 1753), *Sinapis arvensis* (L., 1753), *Chenopodium album* (Linné, 1753) et *Daucus carota* (L., 1753)].

I.1.2.2- Données faunistiques

La Mitidja est très riche en espèces faunistiques de toutes catégories. Parmi les travaux réalisés sur les Invertébrés macroinvertébrés DJITLI et *al.*, 2020, il y a lieu de citer ceux de BAHA et BERRA (1997,2001) sur les vers de terre (Oligochaeta), ceux de NEBIH HADJ-SADOK et *al.*, (2007) sur les nématodes des sols. FEKKOUN et *al.*, (2011) ont inventorié différentes espèces d'acariens en vergers. DOUMANDJI et DOUMANDJI-MITICHE (1992) se sont penchés sur les Orthoptera et MOUSSAOUI et *al.*, (2014) sur les Formicidae. Pour les Diptera, LOUNACI et DOUMANDJI-MITICHE(2007) et NEBRI et *al.*, (2014) sont à citer. Pour ce qui concerne les Vertébrés, les références bibliographiques à mentionner sont celles d'ARAB et *al.*, (1997) pour les reptiles, de MILLA et *al.*, (2012), BENDJOUDI et *al.*, (2005) et de MERABET et *al.*, (2011) pour l'avifaune. Les Mammalia sont aussi mentionnés par BAZIZ et *al.*, (2008).

CHAPITRE III

Chapitre III – Matériel et méthodes

Dans le présent chapitre nous allons aborder la méthodologie appliquée sur le terrain, celle adoptée au laboratoire et enfin on termine par l'exploitation et l'analyse des résultats obtenus.

I.1- Choix et description des stations d'étude

Pour la réalisation de cette étude, les stations sont choisies selon la disponibilité du matériel biologique, la variation floristique et de l'habitat qui héberge les hôtes et enfin la facilité d'accès au site de l'échantillonnage. L'expérimentation a été réalisée dans quatre stations différentes. La station horticole du jardin d'essais d'El Hamma, La ferme de l'institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne (l'ITAFV) de Tessala-El-Merdja, la station horticole de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach (E.N.S.A), et enfin la station de l'I.T.G.C. d'Oued Smar.

I.1.1- Station horticole du jardin d'essai du Hamma

Le Jardin d'Essai du Hamma est un jardin botanique créé en 1832. Il est situé au fond de la baie d'Alger (située dans la partie centrale de la côte algérienne entre les longitudes Est : de 03°01'00'' E à 03°14'30'' E et les latitudes Nord : de 36°44'30''N à 36°49'15''N. De forme semi-circulaire et avec une superficie approximative de l'ordre de 180 km², elle s'inscrit en creux dans la plaine de la Mitidja. Elle est délimitée par deux caps, la pointe Pescade « Rais Hamidou à l'Ouest et le cap Matifou « Tamenfoust » à l'Est ainsi que par la Méditerranée occidentale au Nord. Deux Oueds se déversent dans la baie d'Alger, se sont Oued El Hamiz et Oued El Harrach), à 5 km à l'Est, sur une superficie de 30 hectares (Fig.38). Il est caractérisé par une végétation très diversifiée, il comprend 40 carrés de semis de diverses plantes ornementales et renferme une flore exotique et luxuriante, c'est un véritable musée vivant des plantes (CARRA et GUEIT, 1952). L'échantillonnage s'est déroulé dans le carré botanique et dans le carré médicinal (Fig.39 , Fig 40).

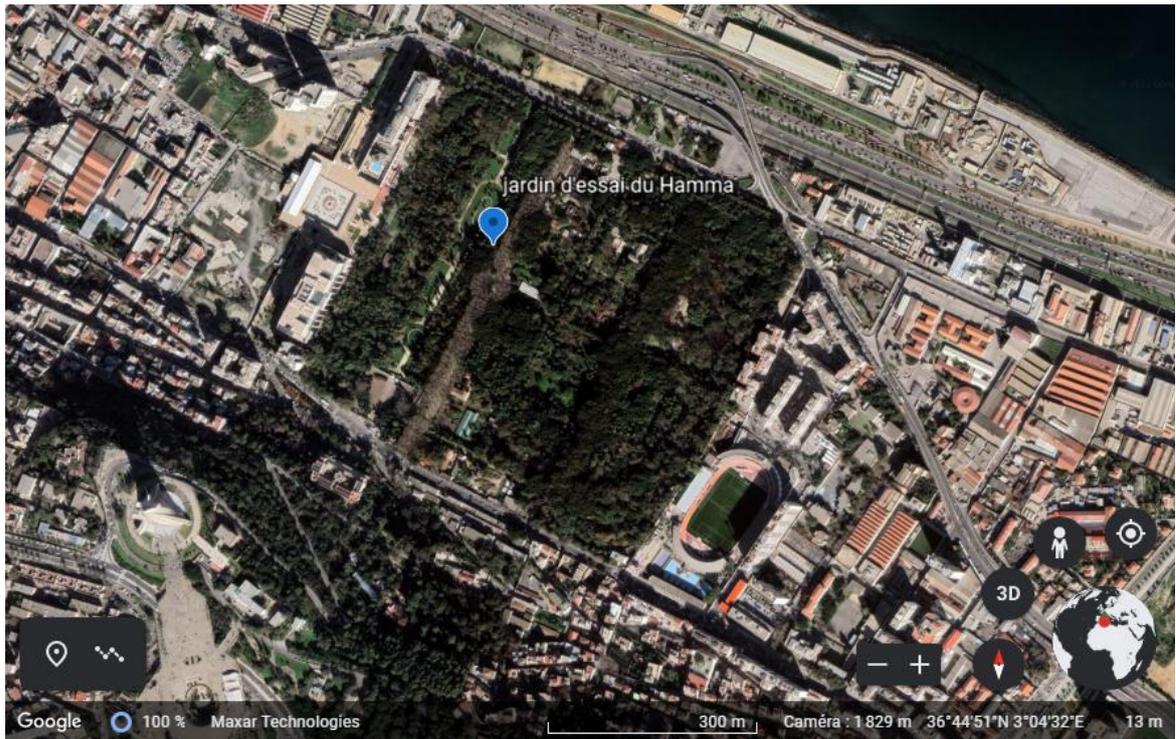


Fig.38 - Station du jardin d'essai du Hamma vue par satellite (Google Earth,2021)



Fig. 39 – carré des plantes medicinales

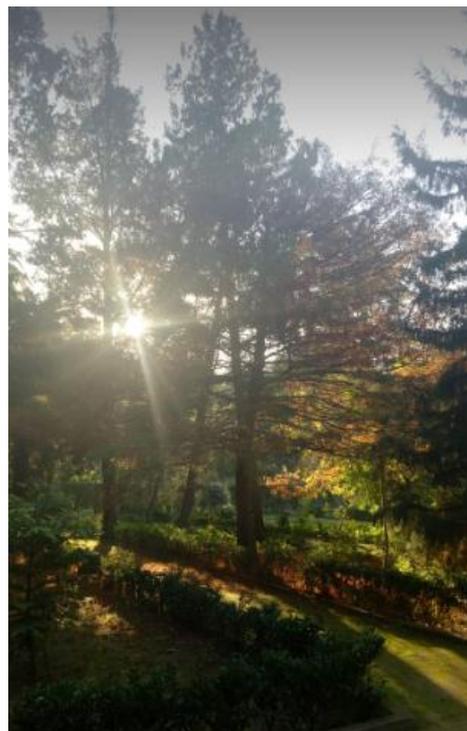


Fig.40 – carré botanique

I.1.2- La ferme de l'institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne (l'ITAFV) de Tessala-El-Merdja

La ferme de démonstration de Tessala El Merdja a été créée le 23 février 1989, son siège est fixé à Tessala El Merdja, Daïra de Birtouta, Wilaya d'Alger. Elle est située dans la plaine de la Mitidja au piedmont versant sud des collines du sahel avec un relief plat.

Zone à vocation arboricole par excellence, elle est caractérisée par un climat méditerranéen. Elle est située à 50 m d'altitude à la latitude de 33°55 et longitude 2°55, elle est limitée au Nord par la route de Douera, au Sud par Tessala El Merdja, à l'Est par l'échangeur de l'autoroute, et à l'ouest par le village de Tessala-El-Merdja (Fig.41)

La ferme de démonstration dispose actuellement d'une superficie agricole d'environ 34 ha avec une superficie agricole utile de 28 ha répartie comme suit :

2.72 ha de vigne, 5.03 ha d'agrumes, une collection d'amandier de 1.53 ha, une collection de figuier de 1.62 ha, un verger de pêchers de 2 ha, pacanier de 0.68 ha, une collection d'oliviers de 2 ha et un parc à bois de rosacées de 0.3 ha, semancier 1.58 ha et marcottière 0.39 ha (Fig.42,43,44,45,46) .



Fig.41 – Station de l'ITAFV de Tessala-El-Merdja vue par satellite (Google Earth,2021)



Fig.42 - Verger de pêchers (photo. originale)



Fig. 43 - Verger d'abricotiers (photo. originale)



Fig.44 - Parc à bois de Rosaceae (photo. originale)



Fig. 45 - Verger de mandariniers (photo. originale)



Fig.46 - Verger d'orangers (photo. originale)

I.1.3 - Station de l'E.N.S.A d'El Harrach

C'est un milieu suburbain se trouvant à la périphérie de la ville d'El Harrach. Il s'agit d'une zone de transition progressive entre l'agglomération et sa banlieue. En effet, la partie Nord correspond plutôt au plateau de Hassen Badi. La station se trouve ainsi à cheval entre le plateau de Belfort, prolongement du Sahel algérois à 50 m d'altitude au-dessus du niveau de la mer, et la partie orientale de la Mitidja (36°43' N., 3°08'E)(Fig.47).

L'ensemble couvre 16 ha environ. La station se subdivise en deux parties. La première, est la plus haute, assez plane et elle est en position septentrionale. La seconde est en légère pente et elle est sise plus au sud par rapport à la première. La partie Nord s'étend sur près de 10 ha, occupée par un petit jardin botanique, des pelouses, des amphithéâtres et des laboratoires pour les travaux pratiques et des bureaux de l'administration générale, pédagogique et scientifiques. Les pelouses à *Stenotaphrum americanum* Schrank, 1819, séparent les bâtiments. Ainsi, la physionomie du paysage est de type semi-ouvert avec la présence de trois strates végétales qui constituent de véritables collections botaniques vivantes. En effet, deux allées goudronnées principales se croisent, la première orientées vers le sud-sud-est, et bordée par des *Washingtonia robusta* Wendland, 1883 et des *W.filifera* (Lindl.) H. Wendl. Par contre

la deuxième allée est tournée vers l'est-nord-est, et elle est encadrée par deux rangées de *Tipa tipuana* (Fabaceae) et de *Jacaranda mimosifolia*. D.Don, 1822. Quant à la partie méridionale de l'E.N.S.A, elle se compose de petites parcelles expérimentales pédagogiques qui occupent 6 hectares de surface (Fig.48).

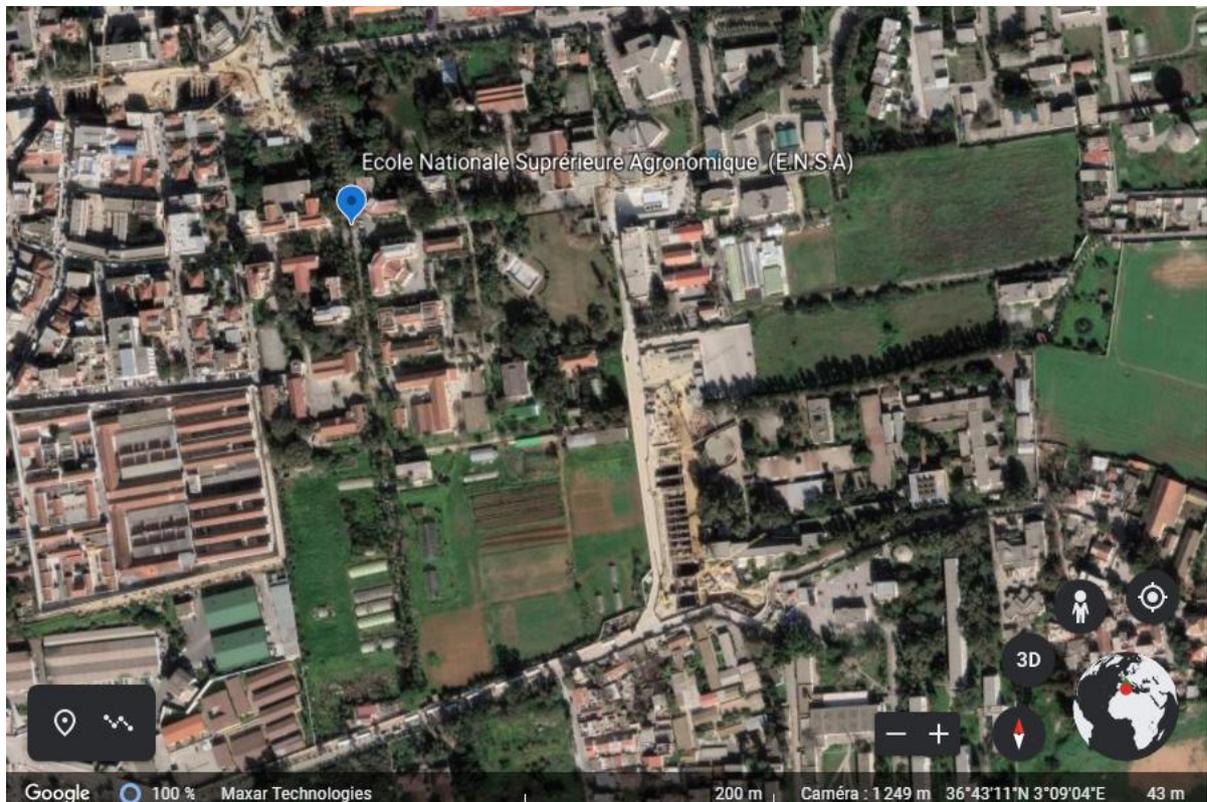


Fig. 47 – Station de l'E.N.S.A vue par satellite (Google Earth,2021)



Fig.48 – Plante ornementale *Pittosporum tobira* au niveau la station de l'E.N.S.A

I.1.4- Station de l'Institut Technique des Grandes Cultures (I.T.G.C) d' Oued Smar

La station de l'I.T.G.C est une ferme de démonstration et de production de semences, dépendant de l'institut Technique des Grandes Cultures. La station d'étude est sise à Oued smar près de Beaulieu (36°43'N.,3°09') à 24 m d'altitude (Fig.49). Elle est limitée au nord par les agglomérations de Bab Ezzouar et de Mohammadia, à l'Est par Dar El Beida, au Sud par l'agglomération des Eucalyptus et à l'Ouest par Oued El Harrach .Le sol à une texture argilo-limoneuse (45 à 50 % d'argile). En conséquence, ce sont des terres lourdes et difficiles à travailler. La station de l'I.T.G.C s'étend sur une superficie agricole utile (S.A.U) de 41 ha dont 20 ha sont consacrés annuellement à la production de semences de près-base et de base, 3 ha sont réservés pour l'obtention du matériel végétal de base , notamment le blé tendre et l'orge. Enfin, 15 ha pour les légumineuses fourragères et alimentaires. Le reste est destiné pour les travaux d'expérimentation ou agrotechnie (Fig.50).



Fig.49 – Station de l'I.T.G.C vue par satellite (Google Earth,2021)



Fig.50 – Photographie d’une parcelle de blé dur *Triticum durum* au niveau de la station de l’I.T.G.C (photo.originale)

II. 2 – Matériel de travail et méthodologie adoptée

II.2 .1 - Matériel de travail

II.2.1.1 -Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé lors des différents échantillonnages consiste aux différentes parties du végétal infestées par les pucerons telles que les feuilles, les fleurs (boutons floraux), les tiges, les rameaux, prélevés à partir des sites retenus lors de cette étude. (Fig.51)

II.2.1.2- Matériel animal

Le matériel animal est composé de colonies de pucerons, de momies, rencontrées sur les différentes espèces végétales trouvées, des hyménoptères parasitoïdes primaires ainsi que des hyménoptères hyperparasitoïdes émergeant des momies (Fig.51).



Fig.51 - colonies de pucerons, rencontrées sur les différentes espèces et partie des plantes
(photos originales)

II.2.1.3- Matériel utilisé

L'échantillonnage, la conservation, le triage, le montage et l'identification des pucerons et de leurs parasitoïdes ont nécessité, des sacs en papiers ou sachets en plastiques, des étiquettes, des tubes à essai, de l'éthanol à 75%, des boîtes de Pétri, des verres à montre, des lames, des lamelles, du liquide de faure, une loupe binoculaire, des épingles entomologiques, un microscope optique et des boîtes porte lames.

II.3 -. Méthodologie du travail

II.3.1 - Méthodologie appliquée sur le terrain

Des prospections minutieuses ont été réalisées dans les localités retenues. L'échantillonnage est étalé sur une période allant de février 2017 à septembre 2018. Il existe plusieurs méthodes d'échantillonnage des pucerons, la plus adéquate pour réaliser cette étude et celle de la récolte à la main qui consiste à repérer les différentes parties infestées du végétal et de collecter manuellement les parties ou les organes colonisés par les pucerons, la présence aphidienne est facile à déceler. Elle se manifeste fréquemment par une forte sécrétion de miellat ou par un enroulement ou une déformation des feuilles et des jeunes pousses et aussi par la présence des fourmis. Une fois prélevés, les échantillons sont placés séparément dans des sacs en papiers ou encore des boîtes en plastiques étiquetés. L'étiquette doit contenir les informations suivantes : la date, le lieu et le nom de la plante hôte.

II.3.2 – Méthodologie appliquée au laboratoire

Au laboratoire, les pucerons sont conservés dans des tubes à essai dans de l'alcool 70 % avant de procéder au montage et les momies sont conservées sur leur support végétal dans des boîtes de Pétri étiquetées (date et lieu du prélèvement, nombre et couleur des momies, espèce de puceron et espèce du végétal) suffisamment aérées jusqu'à l'émergence des hyménoptères parasitoïdes qui est surveillée quotidiennement. Ces derniers sont collectés et conservés après dénombrement sous loupe binoculaire pour une ultérieure identification des espèces. Les momies qui n'ont pas émergé, sont laissées en observation entre 2 à 3 semaines. Cette durée est jugée suffisante pour l'émergence des adultes qui ne sont pas morts ou diapausants (KAVALLIERATOS et *al.*, 2001) (Fig.52). L'identification des pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes a été faite par Dr. Saharaoui à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El-Harrach. (Fig.53)



Fig.52 – Parasitoïdes émergés des momies et récupérés dans des tubes à essais (photo.originale)

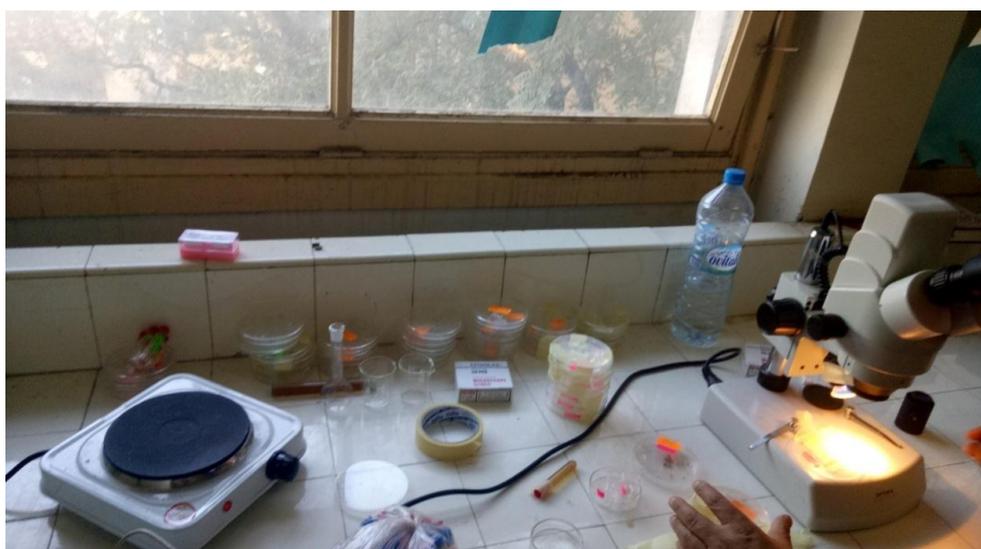


Fig. 53 – Matériel utilisé au laboratoire pour préparer les pucerons et leurs parasitoïdes (photo.originale)

II.4 – Préparation des spécimens et leur montage

II.4.1 – Montage des pucerons

Avant de passer à l'identification, le montage des pucerons est effectué suivant la méthode de LECLANT (1978) comme suit :

- Faire une incision transversale entre le 4^{ème} et le 6^{ème} sternite abdominale, à l'aide d'une épingle entomologique.

- Dégraisser le puceron en le mettant dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10% chaude pendant environ 3 minutes. Ce temps peut varier en fonction des espèces de pucerons, car en cas d'excès, les pucerons seront difficiles à monter et certains détails anatomiques peuvent être altérés. C'est le cas de *Myzus persicae* qui ne nécessite pas plus de 2 minutes, contrairement à *Aphis fabae* ou *Toxoptera aurantii* qui demandent un temps plus long en raison de la rigidité de leurs téguments.

- Une fois le puceron dégraissé, on procède à un rinçage dans deux à trois bains d'eau distillée afin de se débarrasser de la potasse et des restes de la graisse du puceron.

- Les échantillons sont ensuite mis dans une solution de chloralphénol pendant 24 heures afin de rendre le spécimen plus transparent

- Enfin, le spécimen est monté entre lame et lamelle sur une goutte de liquide de Faure, (le puceron est monté sur sa face dorsale en prenant soin de bien étaler les antennes, les ailes, le rostre et les pattes) puis mis dans une étuve pendant 15 jours à une température de 30°C (Fig.54).

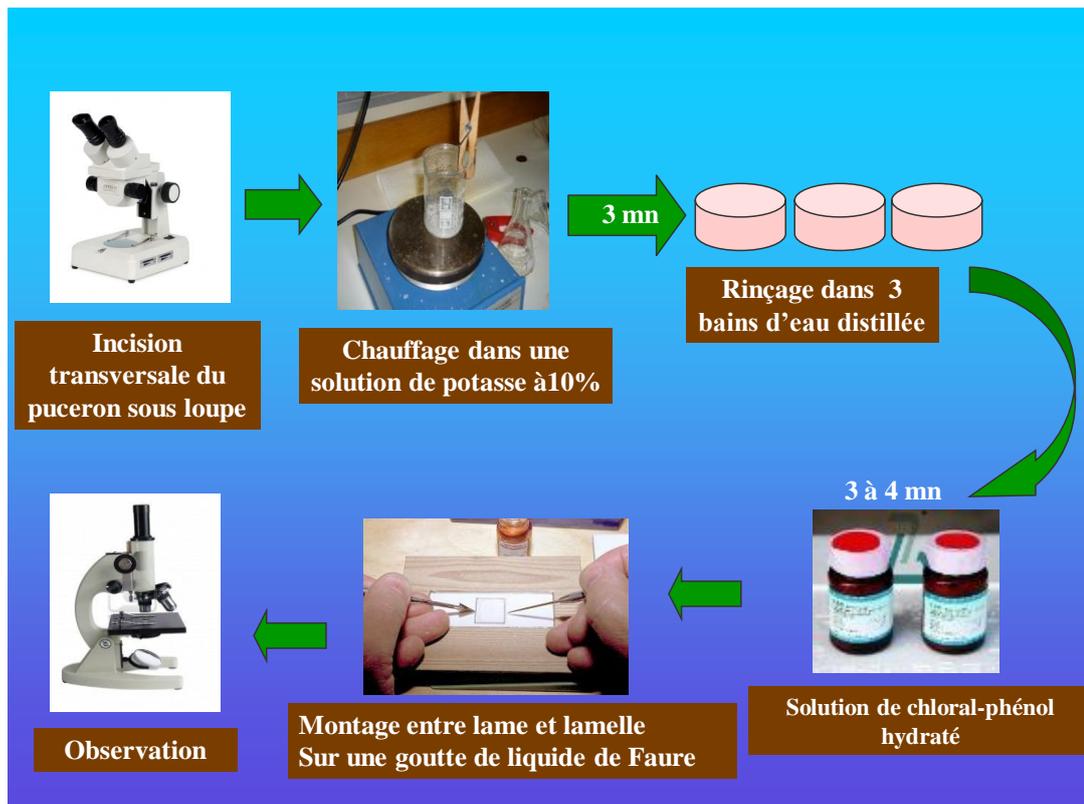


Fig.54 - Différentes étapes de montage des pucerons

II.4.2 – Montage des hyménoptères parasitoïdes

On récupère le parasite dès son émergence et on le fixe avec de l'acétate d'éthyle. Le parasite sera étalé sur une goutte de liquide de faure en prenant soin de bien étaler les ailes, les antennes, les pattes et l'extrémité abdominale, on peut aussi faire une dissection en fixant le spécimen au niveau du thorax à l'aide d'une épingle entomologique. Ensuite on sépare la tête, les ailes, le premier tergite abdominal et le propodeum. L'individu entier et/ou les différentes parties du corps de l'insecte sont enfin montés entre lames et lamelles à l'aide d'une goutte de faure.

II. 5 – Identification des pucerons et des hyménoptères parasitoïdes.

II.5.1 – Les pucerons

L'identification des espèces aphidiennes repose essentiellement sur des critères morphologiques des adultes ailés (TURPEAU AIT IGHIL et *al.*, 2011), ou bien ceux des aptères et des ailés LECLANT (1978) tels que : la forme du sinus frontal, la longueur et le nombre d'articles antennaires, la présence ou l'absence des sensorias et leur disposition sur les antennes, la forme de la queue , la présence ou l'absence des soies caudales et leur

nombre dans le cas où ils sont présents, la forme et la longueur des cornicules, la nervation des ailes, de l'ornementation de l'abdomen et de la présence ou l'absence des plaques dorsale.

L'identification et le classement systématique des espèces ont été réalisés par Dr. Saharaoui Lounes de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El-Harrach.

II.5.2 – Les parasites et les hyperparasites

Pour la détermination des parasitoïdes et des hyper-parasitoïdes, on se base sur des caractères morphologiques tels que : le nombre des articles antennaires, la nervation alaire, présence ou absence de carènes au niveau du pronotum, mesoscutum et propodeum. Présence ou absence de strie au niveau du pétiole (partie dorsale du premier tergite abdominale) ainsi que le nombre de tubercules et enfin les génitalia des femelles (ovipositeur). Les clés utilisées pour la détermination des parasitoïdes primaires sont celles de : parasitoïdes TALBI *et al.* (2009), BODLAH *et al.* (2012), TOMANOVIC *et al.* (2012), KAVALLIERATOS *et al.* (2016) et RAKHSHANI *et al.* (2019). Les clés utilisées pour la détermination des hyper-parasitoïdes sont celles de : KAMIJO et TAKADA (1973), GIBSON et VIKEBERG (1998), SURESHAN et NARENDRAN (2000).

III– Méthodes d'exploitation des résultats

Pour l'exploitation des résultats, nous avons utilisé un indice écologique de composition ainsi que quelques paramètres démo-écologiques ; le taux d'émergence et les relations trophiques. L'analyse statistique appliquée est celle de l'analyse factorielle des correspondances (AFC)

III.1 - Richesse spécifique totale (S)

La richesse spécifique totale d'une biocénose correspond à la totalité des espèces qui la compose (RAMADE, 1984). La richesse spécifique totale de cette étude correspond au nombre total des espèces de pucerons et celui des espèces d'hyménoptères parasites collectées.

III.2 - Relations trophiques

L'étude de la relation tritrophique plante- puceron-hyménoptère parasitoïde est très importante non seulement pour connaître la biodiversité des écosystèmes mais aussi pour la conservation des parasitoïdes primaires dans un programme de lutte biologique. (WESTRUM *et al.*, 2010).

III.3 - Taux d'émergence

Il correspond au nombre d'adultes des parasitoïdes émergés x 100/ le nombre de momies comptées.

III.4 - Exploitation des résultats par une analyse factorielle des correspondances (AFC)

C'est la méthode d'analyse multidimensionnelle qui permet d'établir un diagramme de dispersion dans lequel apparaissent à la fois chacun des caractères considérés et chacun des individus observés (DAGNELIE, 1975). D'après VILAIN (1999), les résultats d'une AFC se présentent essentiellement sous la forme d'une suite de paragraphes où sont mentionnés les éléments lignes et les éléments colonnes. Les projections des individus et des variables figurent simultanément sur les mêmes graphiques.

CHAPITRE IV

Chapitre IV - Résultats sur l'aphidofaune et leur hyménoptères parasites

Ce chapitre regroupe les résultats de l'aphidofaune et des hyménoptères parasitoïdes (primaires et secondaires) trouvés dans la région de la Mitidja.

I- Etude de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

I.1 – Liste détaillée de l'aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Les résultats de l'aphidofaune recensée sur les plantes cultivées et adventices dans la région de la Mitidja sont reportés dans le tableau ci-dessous (Tab.6) :

Tableau 6 – Liste détaillée de l'aphidofaune recensée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Sous- famille	Tribus	Genres	Espèces
Aphidinae	Aphidini	<i>Aphis</i>	<i>Aphis fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis citricola</i> Van Der Goot, 1912
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis hederæ</i> Kaltenbach, 1843
			<i>Aphis nerii</i> Boyer de Fonscolombe, 1841
			<i>Aphis illinoisensis</i> Shimer, 1866
			<i>Aphis (Aphis) punicae</i> Passerini, 1863
			<i>Aphis (Protaphis) sp</i>
			<i>Aphis pomi</i> De Geer, 1773
			<i>Aphis (Aphis) rumicis</i> Linnaeus, 1758
			<i>Aphis (Aphis) ruborum</i> Börner, 1932
			<i>Aphis frangulae</i> Kaltenbach, 1845
		<i>Aphis (Aphis) nasturtii</i> Kaltenbach, 1843	
		<i>Aulacorthum</i>	<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843
		<i>Acyrtosiphum</i>	<i>Acyrtosiphum pisum</i> Harris, 1776
		<i>Rhopalosiphum</i>	<i>Rhopalosiphum padi</i> Linnaeus, 1758
			<i>Rhopalosiphum maidis</i> Fitch, 1856
	Aphidini (suite)	<i>Hyadaphis</i>	<i>Hyadaphis foeniculi</i> Passerini, 1860
			<i>Hyadaphis coriandri</i> Das, B.C., 1918

Aphidinae (suite)	Macrosiphini	<i>Melanaphis</i>	<i>Melanaphis donacis</i> Passerini, 1862
		<i>Lipaphis</i>	<i>Lipaphis erysimi</i> Kaltenbach, 1843
		<i>Toxoptera</i>	<i>Toxoptera aurantii</i> Boyer de Fons., 1841
		<i>Sitobion</i>	<i>Sitobion avenae</i> Fabricius, 1794
			<i>Sitobion fragariae</i> Walker & F., 1848
		<i>Metopolophium</i>	<i>Metopolophium dirhodum</i> Walker, 1849
		<i>Hyperomyzus</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i> Linnaeus, 1758
		<i>Uroleucon</i>	<i>Uroleucon sonchi</i> Linnaeus, 1767
			<i>Uroleucon aeneum</i> Hille Ris Lambers, 1939
		<i>Dysaphis</i>	<i>Dysaphis plantaginea</i> Passerini, 1860
		<i>Hyalopterus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i> Geoffroy, 1762
		<i>Megoura</i>	<i>Megoura vicia</i> Buckton, 1876
		<i>Brachycaudus</i>	<i>Brachycaudus helichrysi</i> Kaltenbach, 1843
			<i>Brachycaudus cardui</i> Linné, 1758
			<i>Brachycaudus persicae</i> Passerini, 1860
		<i>Macrosiphoniella</i>	<i>Macrosiphoniella sanbroni</i> Gillette, 1908
		<i>Macrosiphum</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> Linné, 1758
<i>Macrosiphum rosae</i> Linné, 1758			
<i>Myzus</i>	<i>Myzus persicae</i> Sulzer, 1776.		
Atheroidini	<i>Sipha</i>	<i>Sipha (Rungia) maydis</i> Passerini, 1860	
Greenidini	<i>Greenidea</i>	<i>Greenidea ficicola</i> Takahashi, 1921	
Chaitophorinae	Chaitophorini	<i>Chaitophorus</i>	<i>Chaitophorus sp</i>
Lachninae	Lachnini	<i>Lachnus</i>	<i>Lachnus roboris</i> Linnaeus, 1758
Calaphidinae	Panaphidini	<i>Tinocallis</i>	<i>Tinocallis takachihoensis</i> , Higuchi, 1972
		<i>Hoplocallis</i>	<i>Hoplocallis pictus</i> Ferrari, 1872
		<i>Therioaphis</i>	<i>Therioaphis trifolii</i> Monell, 1882
		<i>Myzocallis</i>	<i>Myzocallis coryli</i> Goeze, 1778
		<i>Chromaphis</i>	<i>Chromaphis juglandicola</i> Kaltenbach, 1843

Les prospections menées à travers les différentes localités de la Mitidja sur diverses plantes cultivées et adventices en vue de rechercher les pucerons et leurs parasitoïdes hyménoptères, nous ont permis d'identifier 48 espèces de pucerons. Cette aphidofaune est répartie entre 4 sous-familles ; Aphidinae, Chaitophorinae, Lachninae et Calaphidinae, 7 tribus et 28 genres. La sous-famille des Aphidinae est la plus représentée en genres (21) et en espèces (41). La tribu des Aphidini est qualitativement la plus dominante avec 21 espèces (43,75%), Elle est suivie par celle des Macrosiphini avec 18 espèces (37,5%). Les Panaphidini arrivent en troisième position avec 5

espèces (10,41%). Enfin, les autres tribus en l'occurrence : Les Athroodini, les Greenidini, les Chaitophorini et les Lachnini, elles sont représentées par une seule espèce chacune (Fig.55). Parmi Les 28 genres, le genre *Aphis* est le plus représenté avec 14 espèces ; *A. fabae*, *A. citricola*, *A. gossypii*, *A. craccivora*, *A. hederæ*, *A. nerii*, *A. illinoisensis*, *A. punicae*, *A. (Protaphis) sp*, *A. pomi*, *A.rumicis*, *A.ruborum*, *A. frangulae*, *A. nasturtii*.

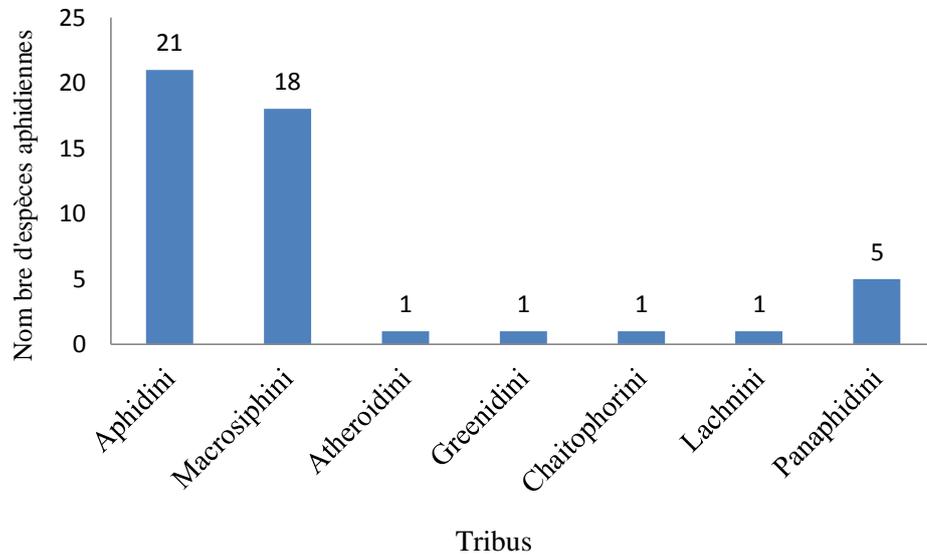


Fig.55 - Répartition de l'aphidofaune inventoriée par tribu

I.2 – Richesse spécifique totale de l'aphidofaune récoltée sur les plantes cultivées et adventices dans la région de la Mitidja

Les valeurs de la richesse spécifique totale des espèces aphidiennes inventoriées sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude sont affichées dans le tableau 7 ci-après :

Tableau7: Richesse spécifique totale des espèces aphidiennes inventoriées sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude

Espèces /Cultures	Cultures maraîchères	arboriculture fruitière et viticulture	Horticulture	Grandes cultures	Essences forestières	Adventices
<i>A.fabae</i>	X	X	X	X		X
<i>A.citricola</i>		X	X			
<i>A.gossypii</i>	X	X	X		X	X
<i>A. craccivora</i>	X	X	X	X	X	X
<i>A.hederae</i>			X			
<i>A.nerii</i>			X			
<i>A.illinoisensis</i>		X				
<i>A.punicae</i>		X				
<i>A.(Protaphis) sp</i>	X		X			
<i>A.pomi</i>		X				
<i>A.(Aphis) rumicis</i>						X
<i>A.(Aphis) ruborum</i>						X
<i>A.frangulae</i>	X					
<i>A.(Aphis) nasturtii</i>	X					
<i>A.solani</i>	X		X			X
<i>A.pisum</i>	X			X		X
<i>R.padi</i>				X		X
<i>R.maidis</i>				X		
<i>H.foeniculi</i>	X					
<i>M.donacis</i>						X
<i>L.erysimi</i>	X		x			
<i>T.aurantii</i>		X	X			
<i>S.avenae</i>				X		X
<i>S.fragariae</i>				X		X
<i>M. dirhodum</i>				X		X
<i>H. lactucae</i>	X		X			X
<i>U. sonchi</i>						X
<i>U.aeneum</i>						X
<i>D.plantaginea</i>		X				
<i>H. pruni</i>		X				
<i>M. vicia</i>						X
<i>B.helichrysi</i>	X					X
<i>B.cardui</i>	X					X
<i>B.persicae</i>		X				
<i>M.sanbroni</i>			X			
<i>M.euphorbiae</i>	X		X			
<i>M.rosae</i>			X			

<i>M.persicae</i>	X	X	X			X
<i>S. (Rungia) maydis</i>				X		
<i>G. ficicola</i>		X	X			
<i>Chaitophorus sp</i>					X	
<i>L.roboris</i>					X	
<i>T.takachihoensis</i>					X	
<i>H. pictus</i>					X	
<i>T.trifolii</i>				X		X
<i>M.coryli</i>		X				
<i>C.juglandicola</i>		X				
Total	15	15	16	10	6	20

La richesse totale des espèces aphidiennes dans la région de la Mitidja est de 48 espèces inféodées à 101 espèces végétales et 36 familles botaniques ; 26 plantes hôtes sont adventices et la majorité sont cultivées (75 espèces). Les plantes hôtes cultivées sont des cultures maraîchères, des plantes d'ornements, des arbres fruitiers, des essences forestières, des céréales et des plantes fourragères ; 20 espèces de pucerons ont été notées sur les adventices, 15 espèces aphidiennes ont été recensées en cultures maraîchères, en arboricultures fruitière et viticulture et en Horticulture, 10 espèces sont notées en grandes cultures et enfin, 6 espèces aphidiennes sur les essences forestières.

I .3– Systématique des espèces aphidiennes

Cette partie est basée sur l'observation de l'aspect générale des formes aptères et ailés de l'espèce aphidienne basée sur des caractères morphologiques simples, tels que, la couleur, la pigmentation, la forme, la taille, caractères le plus souvent observables à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe binoculaire.

I. 3.1- Tribu des Aphidini

I. 3.1.1 – *Aphis fabae* (puceron noir de la fève)

L'aptère et de forme trapue, sa couleur varie du noir mat à verdâtre avec des taches blanches cireuses sur l'abdomen portant de petits sclérites spinaux épars et de discrets sclérites marginaux, ainsi que deux bandes arquées spino-pleurales entre les cornicules. Il mesure environ 2 mm de long (Fig.56 a). Le front est plat ou légèrement sinué avec tubercules frontaux distincts (Fig.56 b) Les antennes sont courtes mesurant les deux tiers de la longueur du corps. Cornicules coniques, droites, courtes et noires (Fig.56 c), alors que la cauda est noire, épaisse, trapue, digitiforme et ornée de nombreuses soies (allant jusqu'à une vingtaine) (Fig.56 d). Ailé : ressemble à l'aptère, avec souvent des bandes à contour régulier sur l'abdomen jamais fusionées pour former une plaque. (LECLANT, 2000)

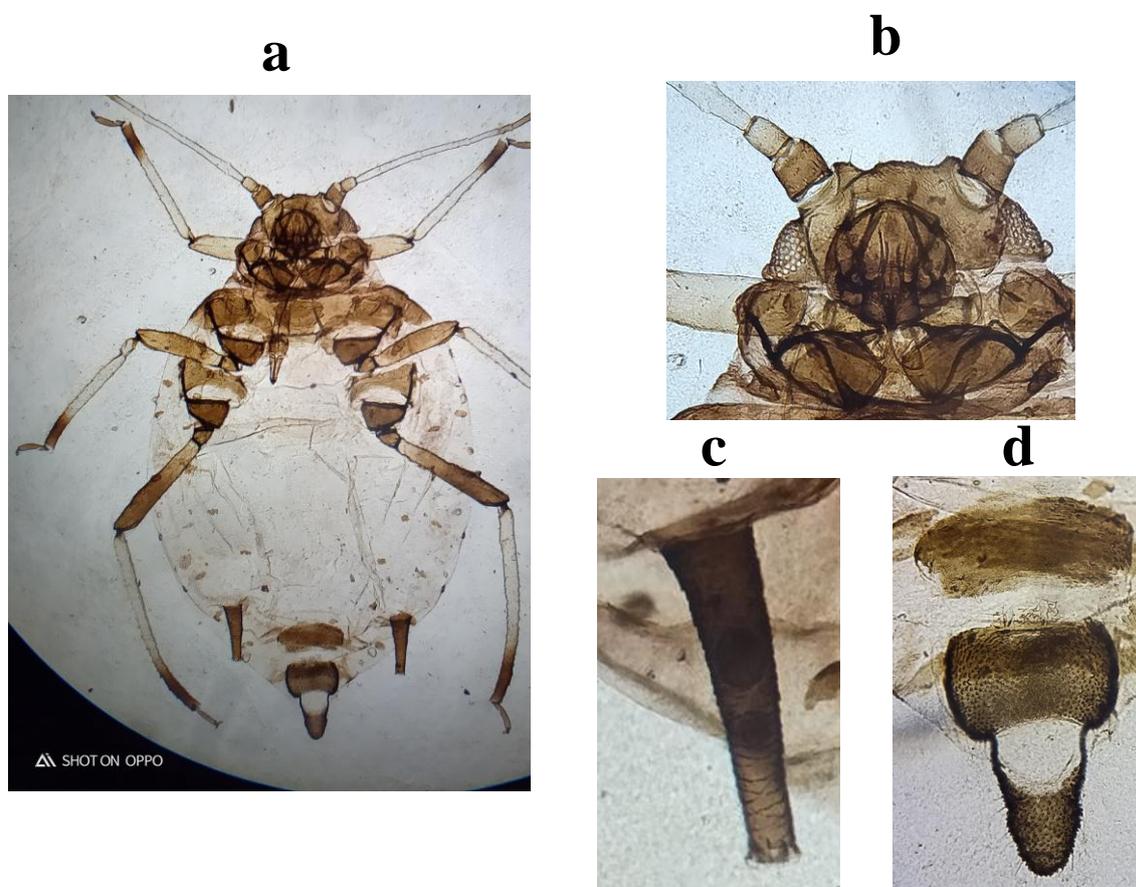


Fig.56 - Critères d'identification du puceron *Aphis fabae*

- a- Adulte aptère après montage (Grx40) b - Tête avec sinus frontal (Grx100)
- c – Cornicule (Grx100) d- Cauda(Grx100) (photos.originales)

I. 3.1.2 – *Aphis citricola* (puceron vert des agrumes)

L'aptère d'*A.citricola* est de couleur jaune citron à vert pomme. Il présente un corps arrondi ou pyriforme (Fig.57 a). Les antennes sont jaunes à la base et enfumées à leur extrémité sur les cinquième et sixième articles. Le front est faiblement et irrégulièrement sinué (Fig.57 b). Les pattes postérieures sont caractérisées par des femurs et des tibias de teinte brunâtre à brun noir. La cauda est arrondie à son extrémité portant une dizaine de soies caudales et montre un étranglement au tiers basal (Fig.57 c). Les cornicules sont cylindriques, de couleur noire, striées et sont plus longues que la cauda (Fig.57 d). (LECLANT, 2000)

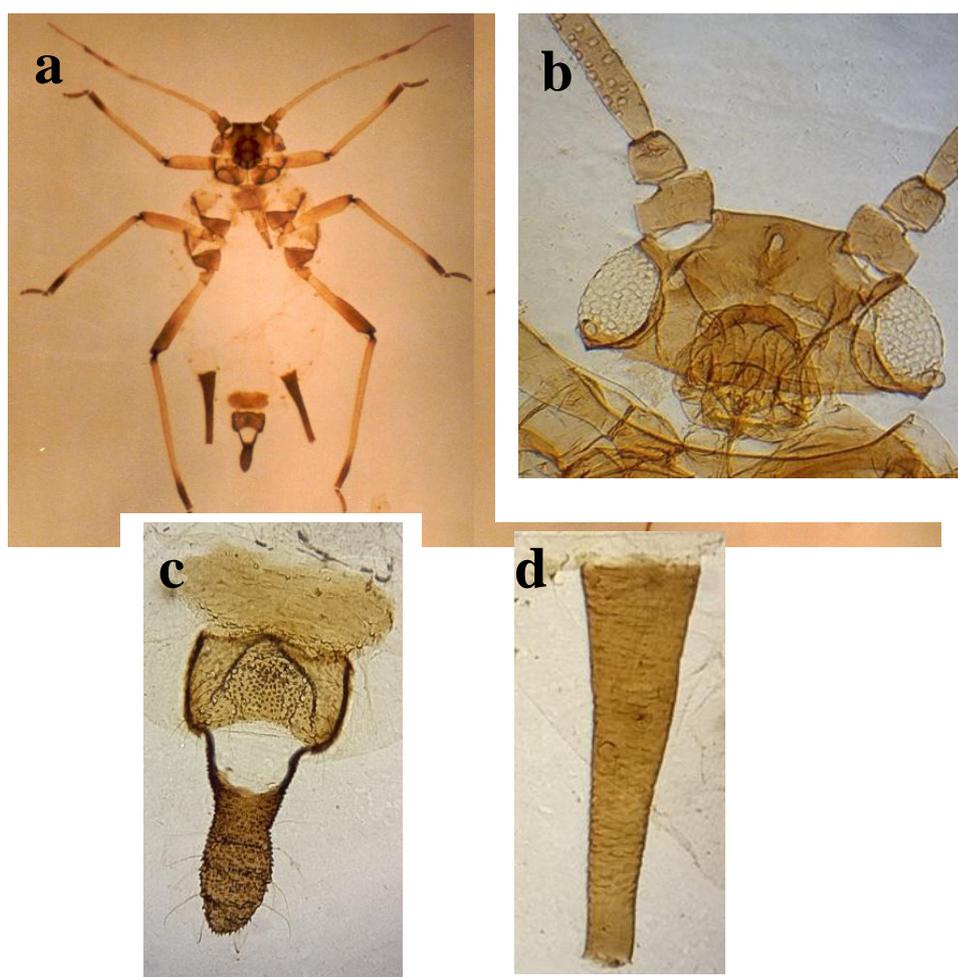


Fig.57 - Critères d'identification du puceron *Aphis citricola*

a- Adulte aptère après montage (Grx40) b- Tête (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d- Cauda (Grx100) (photos. originales)

I.3.1.3 – *Aphis gossypii* (puceron du melon et du cotonnier)

L'adulte aptère mesure 1,2 à 2,2 mm, arrondi, en général dépourvu de pigmentation dorsale excepté parfois, dans la région marginale (sclérites circulaires peu marquées) (Fig.58 a), la couleur est variable selon les colonies et les plantes hôtes, varie du jaune pâle au vert sombre liséré de noir. Sur agrumes, le puceron peut prendre la couleur gris- foncé ou noir-terne. Les antennes sont jaunes pâles. Front plat ou légèrement sinué (tubercules antennaires peu développés) (Fig.58 b). Le prothorax porte des tubercules latéraux très développés. Les cornicules droites, noires et sont toujours très foncées sur toute la longueur (Fig.58 c). La cauda est généralement de la même couleur du corps, plus pâle que les cornicules digitées avec généralement trois paires de soies (HULLE et *al.*, 1999) (Fig.58 d). L'adulte ailé a un corps généralement vert à vert foncé avec des antennes courtes. L'abdomen présente des sclérites marginaux. Les cornicules sont noires, plus courtes que chez les aptères et la cauda pigmentée, plus claire que les cornicules. L'ailée présente parfois de petites taches foncées éparses sur l'abdomen. (BLACKMAN et EASTOP, 2000)

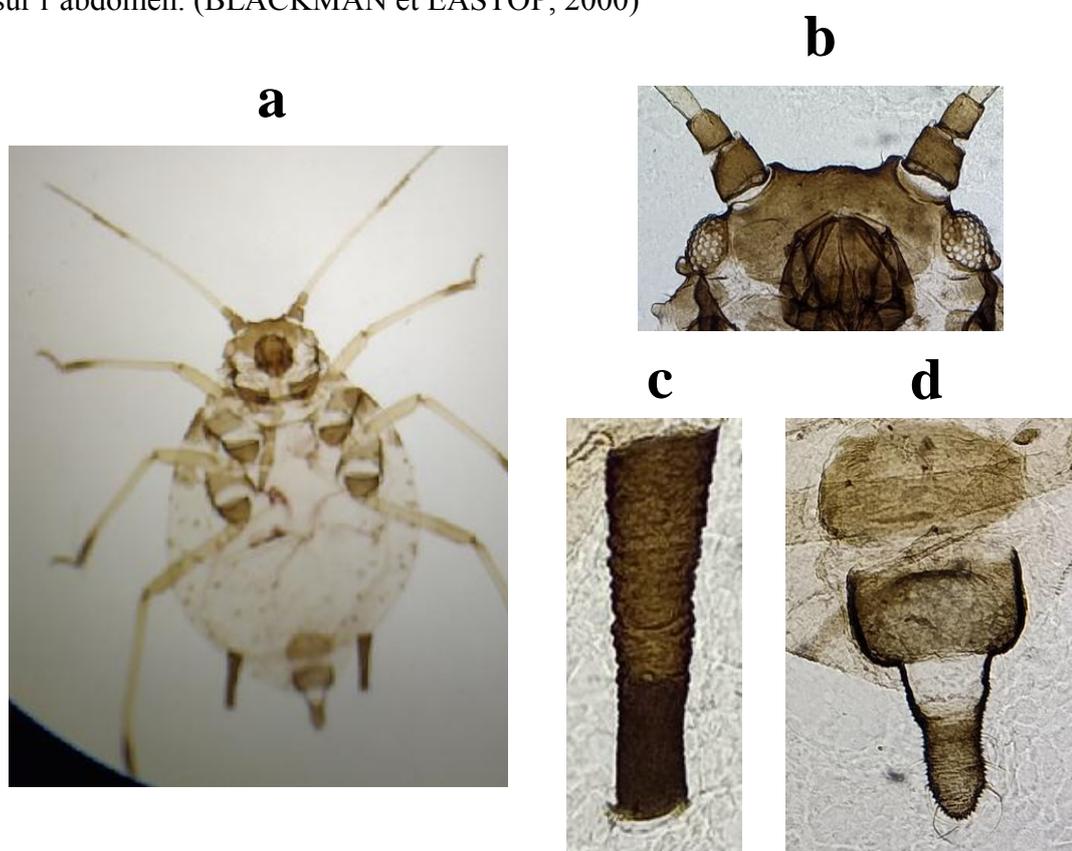
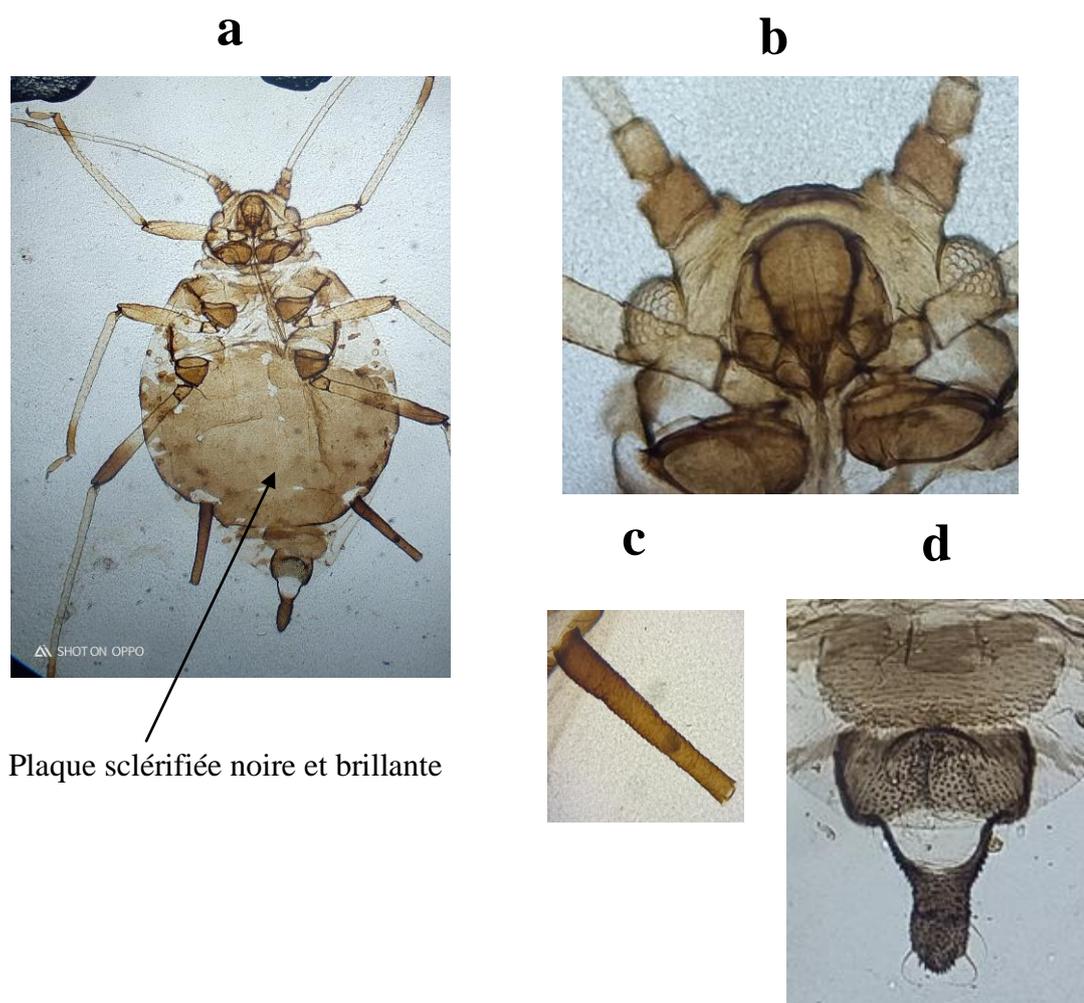


Fig.58 - Critères d'identification du puceron *Aphis gossypii*

a - Adulte (Grx40) b – Front (Grx 100) c – Cornicule (Grx 100) d – Cauda (Gr x 100)
(Photos originales)

I. 3.1.4 – *Aphis craccivora* (puceron noir de la luzerne)

L'adulte aptère est de couleur noire brillant avec une légère pruine cireuse, mesurant environ 1.4 à 2.0 mm. L'abdomen est recouvert d'une grande plaque sclérifiée noire et brillante (Fig.59 a). Les antennes sont de la longueur du corps et sont rembrunies à l'apex de chaque article. Le front est plat ou légèrement sinué (Fig.59 b). Les cornicules sont droites, courtes, épaisses et noires (Fig.59 c). La cauda est noire portant environ sept soies (HULLE et *al.*, 1999) (Fig.59 d). Au niveau des pattes, le tibia et le fémur sont pales avec les extrémités sombres (Fig.59 a). Les ailés sont de couleur noir avec une plaque dorsale noire brillante (BLACKMAN et EASTOP, 2000).



Plaque sclérifiée noire et brillante

Fig.59 - Critères d'identification du puceron *Aphis craccivora*

a – Aptère (Gr x 40) b – Tête (Front) (Gr x 100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda (Grx100)
(photos.originales)

I.3.1.5 – *Aphis hederæ* (puceron du lierre)

L'adulte aptère est de couleur verdâtres foncé ou brun rougeâtre bien que les immatures soient plus pâles. La longueur du corps est de 1,4 à 2,5 mm. (Fig.60 a) Les antennes sont pour la plupart pâles, ne s'assombrissent que du milieu du segment V à l'apex. (HULLE et *al.*, 1999). Les cornicules sont noires et striées plus large à la base (Fig.60 b) La cauda en forme de triangle portant de fine soies caudales (Fig.60 c). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

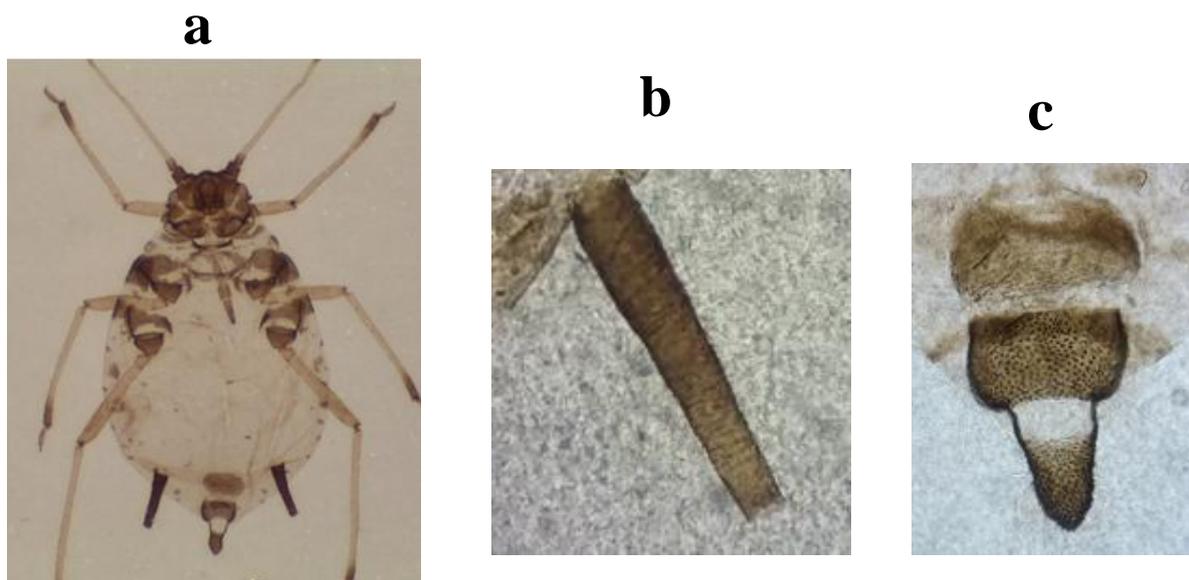


Fig. 60 - Critères d'identification du puceron *Aphis hederæ*

a - Aptère (Gr x 40) b – Cornicule (Grx100) c – Cauda (Grx100)

(photos originales)

I.3.1.6– *Aphis nerii* (puceron du laurier rose)

Les adultes aptères ou ailés sont jaunes pâle à jaune d'or, mesurant environ 1,5 à 2,6 mm. (Fig.61 a) Tête présente un front plat ou légèrement sinué (Fig.61 b). Abdomen dépourvu de toutes pigmentations (Fig.61 a). Les antennes sont égales à la moitié du corps (Fig.61 a). Cornicules noires, droites, légèrement plus épaissies à la base (Fig.61 c) Cauda digitée, noire, portant 10 soies (Fig.61 d). Chez les formés ailés, les ailes ont une nervation foncée, cornicules droites et noires, cauda courte et noire. *Aphis nerii* est une espèce parthénogénétique et vivipare (HULLE et *al.*, 1999).

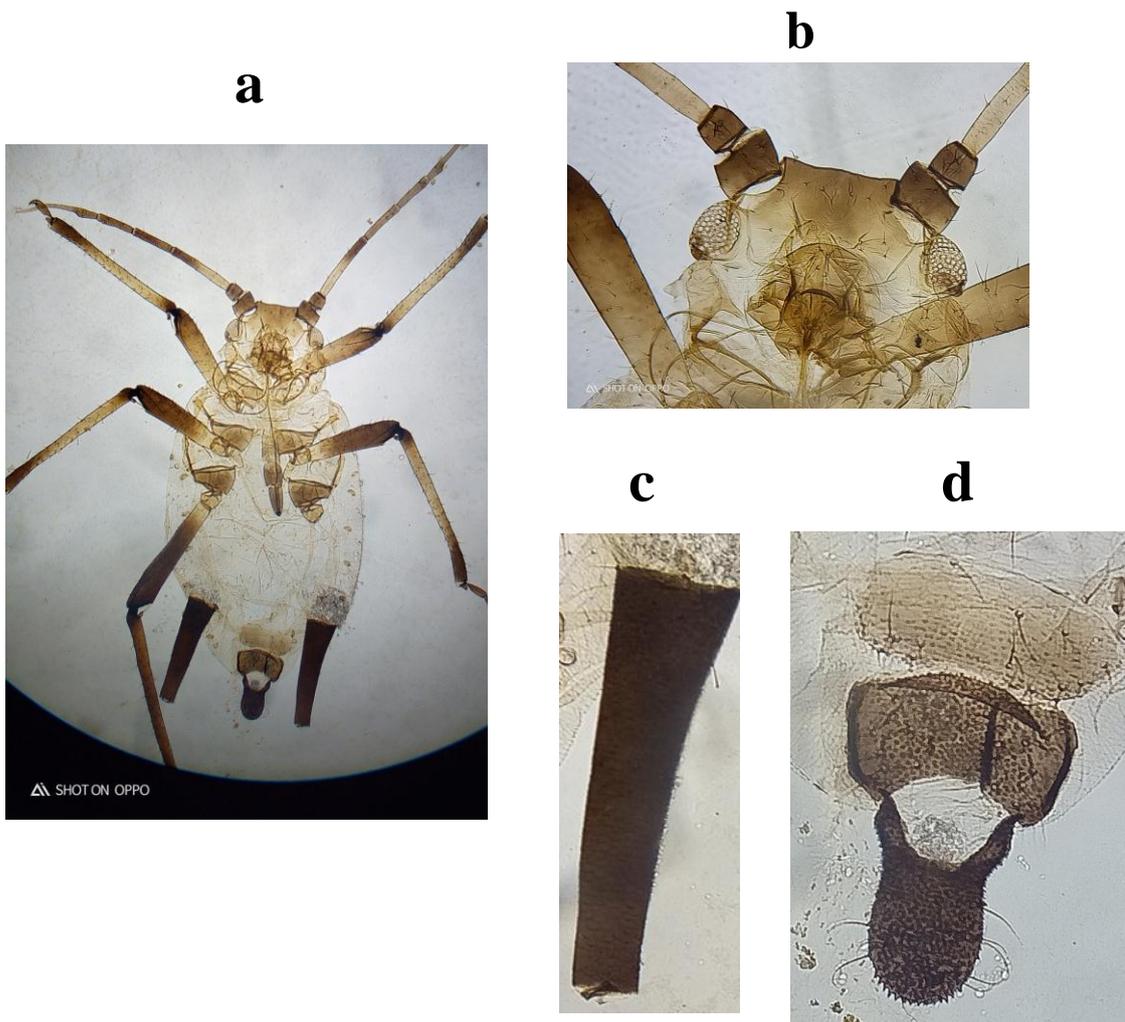


Fig.61 - Critères d'identification du puceron *Aphis nerii*

a- Aptère (Gr x 40) b - Tête (Front) (Grx 100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda (Gr x 100)
(photos originales)

I. 3.1.7 – *Aphis illinoisensis* (puceron de la vigne)

Les Adultes aptères d'*Aphis illinoisensis* sont tout à fait brillants, dont la couleur varie du brun rougeâtre à presque noir. La longueur du corps des adultes aptères est de 1,6 à 2,1 mm. (Fig.62 a) Les formes immatures sont brunes rougeâtre avec des cornicules foncées. Les tubercules antennaires sont faiblement développés avec les segments antennaires III, IV et V foncés à leur apex. Les antennes sont plus longues que le corps. Tête avec sinus frontal plat ou légèrement sinué (Fig. 62 b). Les cornicules sont plus foncées à la base et légèrement arquées au milieu (Fig.62 c). La queue (cauda) est de couleur brun foncé, nettement rétrécie au milieu et beaucoup plus longue que sa largeur basale (Fig.62 d). (HULLE et *al.*,1999).

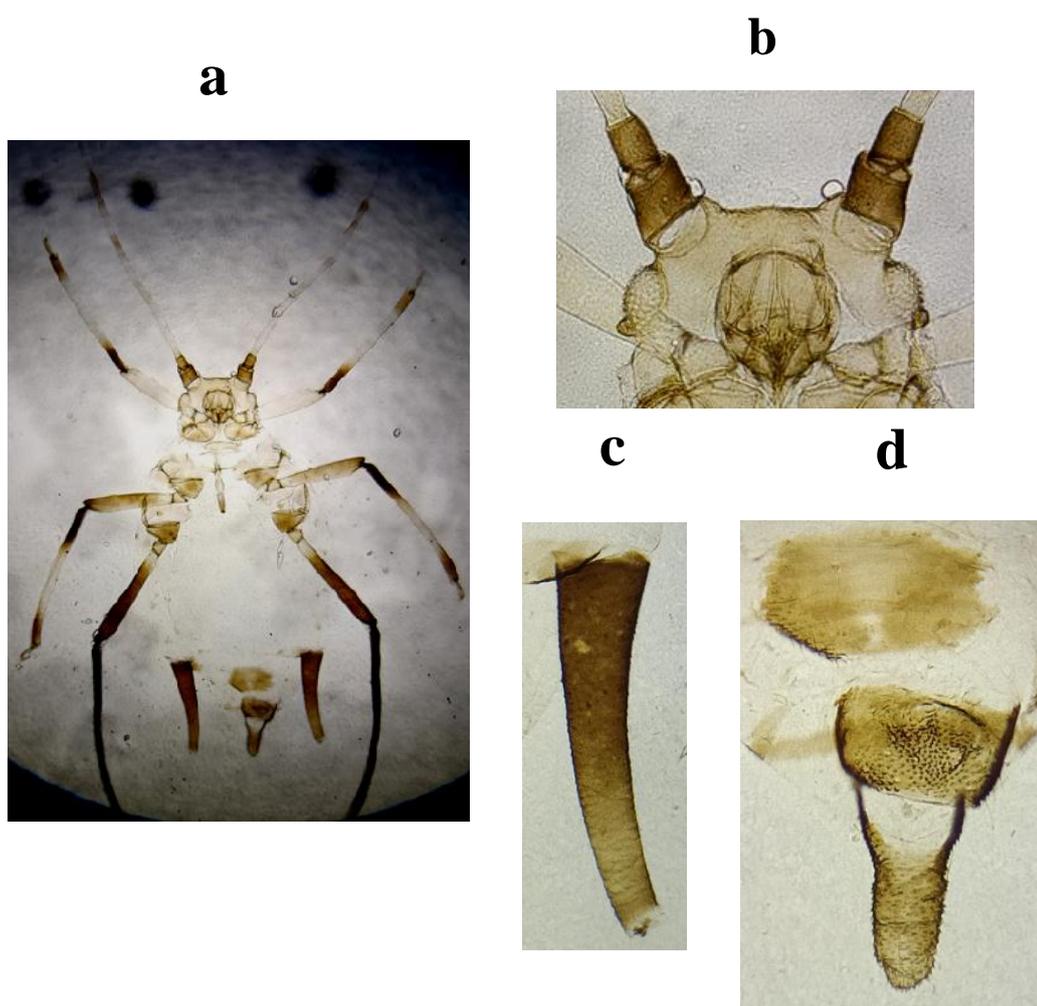


Fig.62 - Critères d'identification du puceron *Aphis illinoisensis*

a- Aptère (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.8 – *Aphis (Aphis) punicae* (puceron du grenadier)

Le corps de l'aptère est vert clair mesurant entre 1,4 et 1,9 mm présentant une tête et un thorax foncés (Fig.63 a). Le front est faiblement et irrégulièrement sinué (Fig.63 b) Les cornicules sont noires, striées et plus foncées à la base (Fig.63 c) La cauda est marron foncée, se rétrécit, arrondie à l'apex portant 5 à 6 soies fines (Fig.63 d). L'adulte ailé porte des sclérites circulaires de couleur marron dans la zone marginale, on observe également des sclérites circulaires marginaux et des sclérites post-corniculaires fortement assombris, au milieu de l'abdomen les bandes spinales sont très lisibles (Fig.63 a)(LECLANT,2000).

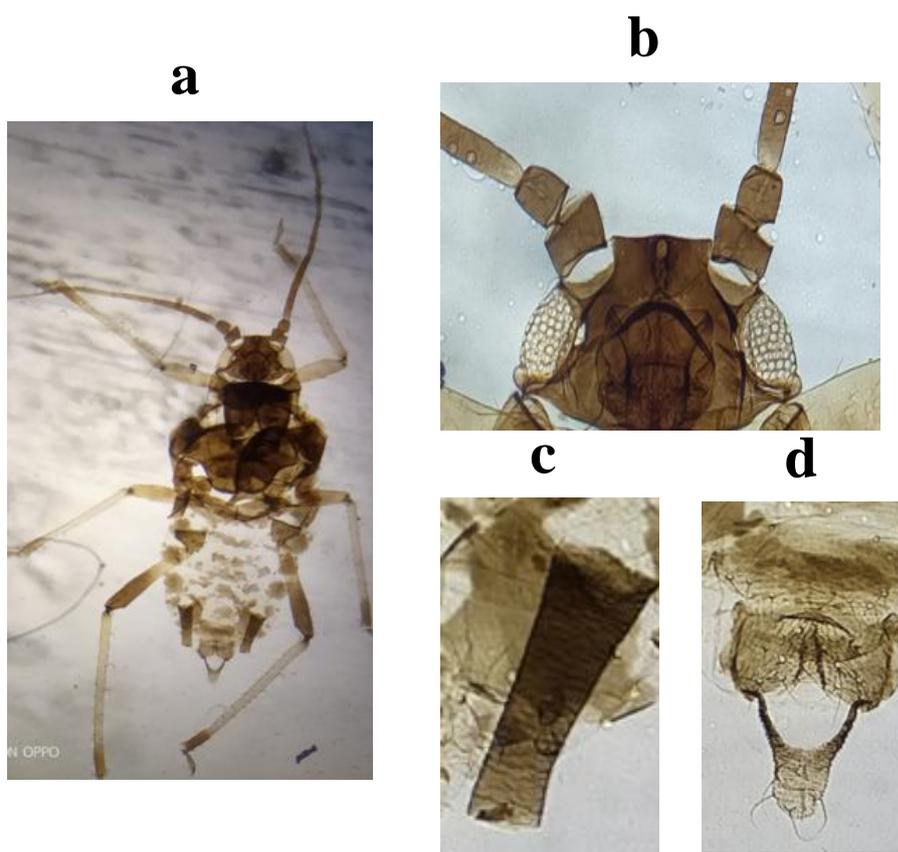


Fig. 63 - Critères d'identification du puceron *Aphis punicae*

a - Aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.9 - *Aphis (Protaphis Aphis) sp*

L'aptère adulte est vert foncé avec une couche de cire poudreuse et une suffusion rougeâtre autour et entre les cornicules. Les adultes aptères mesurent 1,3 à 2,0 mm de long et portent des plaques sclérotisées sur le dos, sur les segments thoraciques et sur les tergites VI et VII, les antennes sont courtes environ la moitié du corps (Fig.64 a). Front plat légèrement arqué (Fig. 64 b). Cornicules très rétrécies, striées au milieu et plus large à la base (Fig.64 c). Cauda de couleur brune, de forme triangulaire portant plusieurs soies fines (Fig. 64 d). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

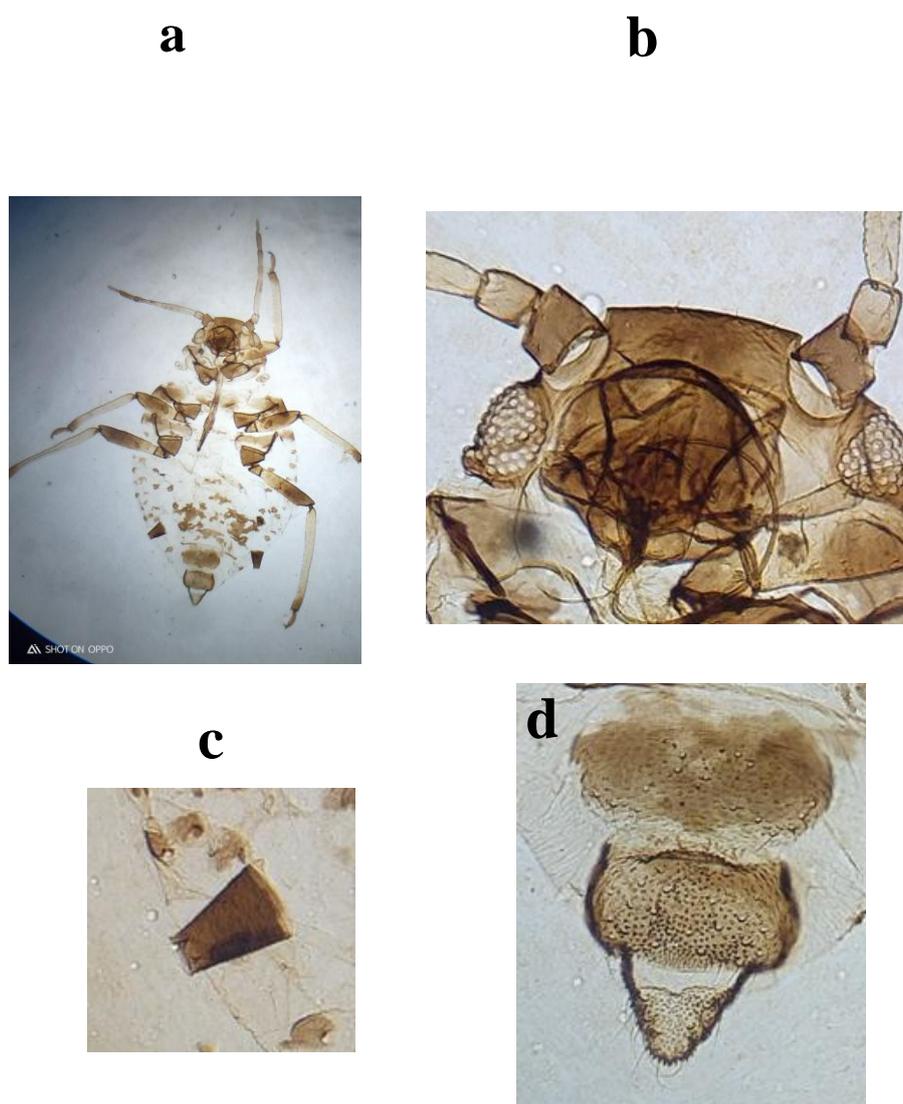


Fig. 64 - Critères d'identification du puceron *Aphis (Protaphis Aphis) sp*

a – Aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx 100) c- Cornicule (Grx100) d- Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.10 - *Aphis pomi* (puceron vert non migrant du pommier)

L'adulte aptère mesure 1,3 à 2,3 mm, de couleur vert brillant ou vert-jaunâtre avec antennes, cornicules et cauda noires ou brun foncé, les antennes sont égales à la moitié du corps, l'abdomen est sans aucune pigmentation (Fig.65 a). Front plat ou légèrement sinué (Fig. 65 b). Cornicules noires et droites (Fig. 65 c). Cauda noire, épaisse, digitiforme et ornée d'une quinzaine de soies (Fig. 65 d) L'ailé ressemble à l'aptère présentant un abdomen avec des sclérites marginaux circulaires et post-corniculaires, présence de trois bandes pigmentées entre les cornicules (Fig. 65 e). (LECLANT,2000).

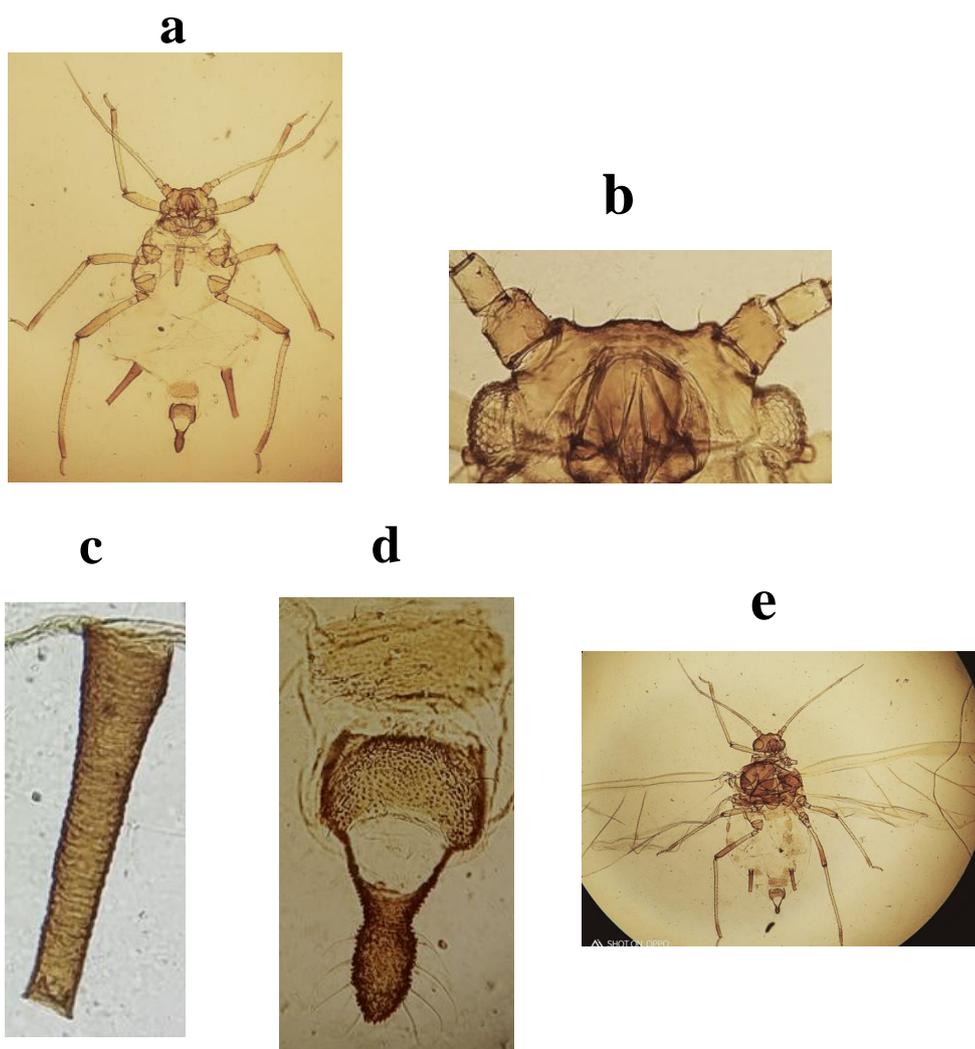


Fig.65- Critères d'identification du puceron *Aphis pomi*

a - Adulte aptère (Gr x 40) b – Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx 100) d - Cauda (Grx100)
e - Adulte ailé (Grx40) (photos originales)

I. 3.1.11 – *Aphis (Aphis) rumicis*

L'adulte aptère d'*A. rumicis* est de couleur noir terne ou d'un brun très foncé, mesurant 1,3 à 2,5 mm (Fig.66 a). Tête avec des tubercules frontaux convergeants (Fig.66 b). Cornicules noires, cylindriques (Fig.66 c). La queue est effilée ou allongée, conique et aiguë ou en forme de cuillère de couleur marron foncée portant 10 à 18 soies caudales (Fig.66 d). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

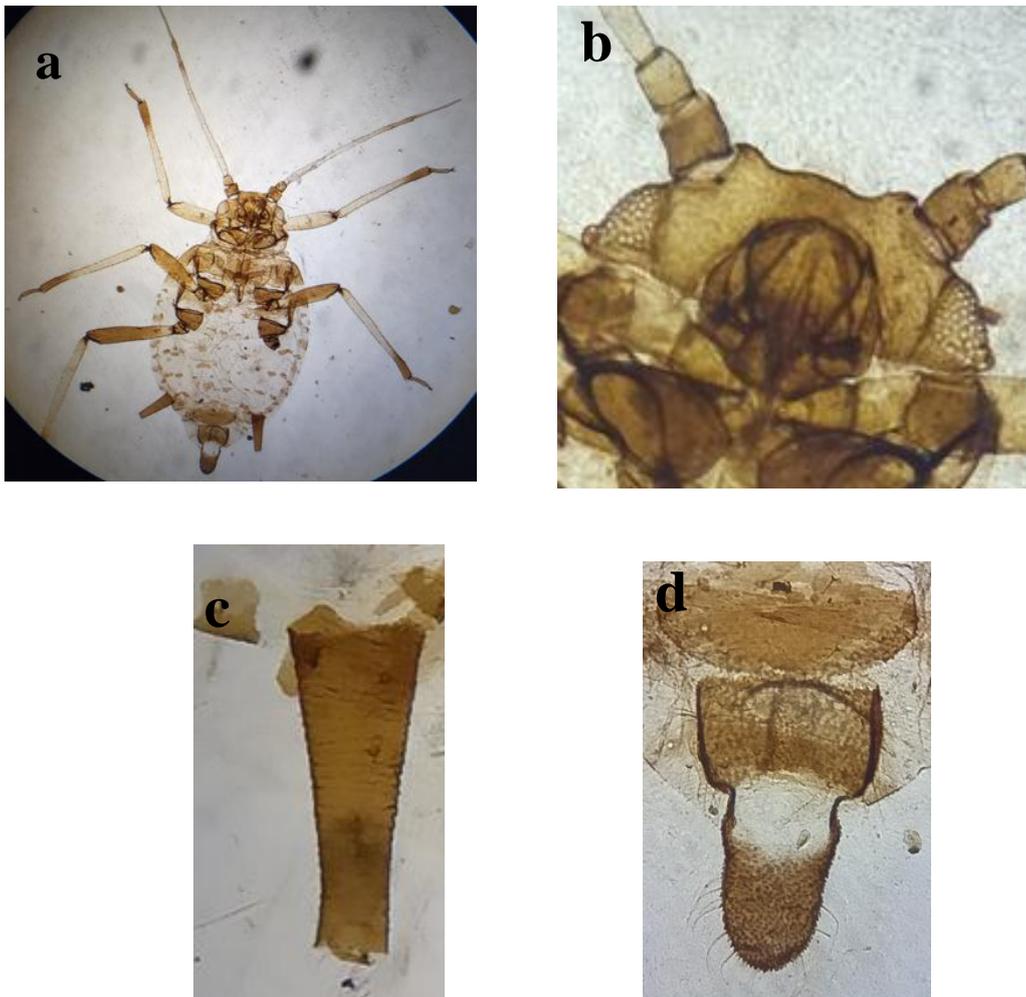


Fig.66 - Critères d'identification du puceron *Aphis rumicis*

a - Adulte aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c– Cornicule (Grx100) d – Cauda(Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.12 - *Aphis frangulae* (puceron de la pomme de terre)

L'adulte aptère est vert olive à brunâtre mesurant 1,8 à 2 mm de long (Fig.67 a). Front légèrement sinueux avec tubercules frontaux distinctes (Fig.67 b). Antennes inférieures à la longueur du corps (Fig.67 a) Abdomen présentant des sclérites marginales (Fig.67 a). Cornicules uniformément pigmentées, striées de couleur sombre à noire (Fig. 67 c). Cauda pigmentée mais toujours plus claire que les cornicules portant 8 à 10 soies (Fig.67 d). Pattes avec l'extrémité rembrunie. L'adulte ailé ressemble à l'aptère sauf au niveau de l'abdomen qui présente des sclérites circulaires marginales et des sclérites post-corniculaires (Fig.67 e). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

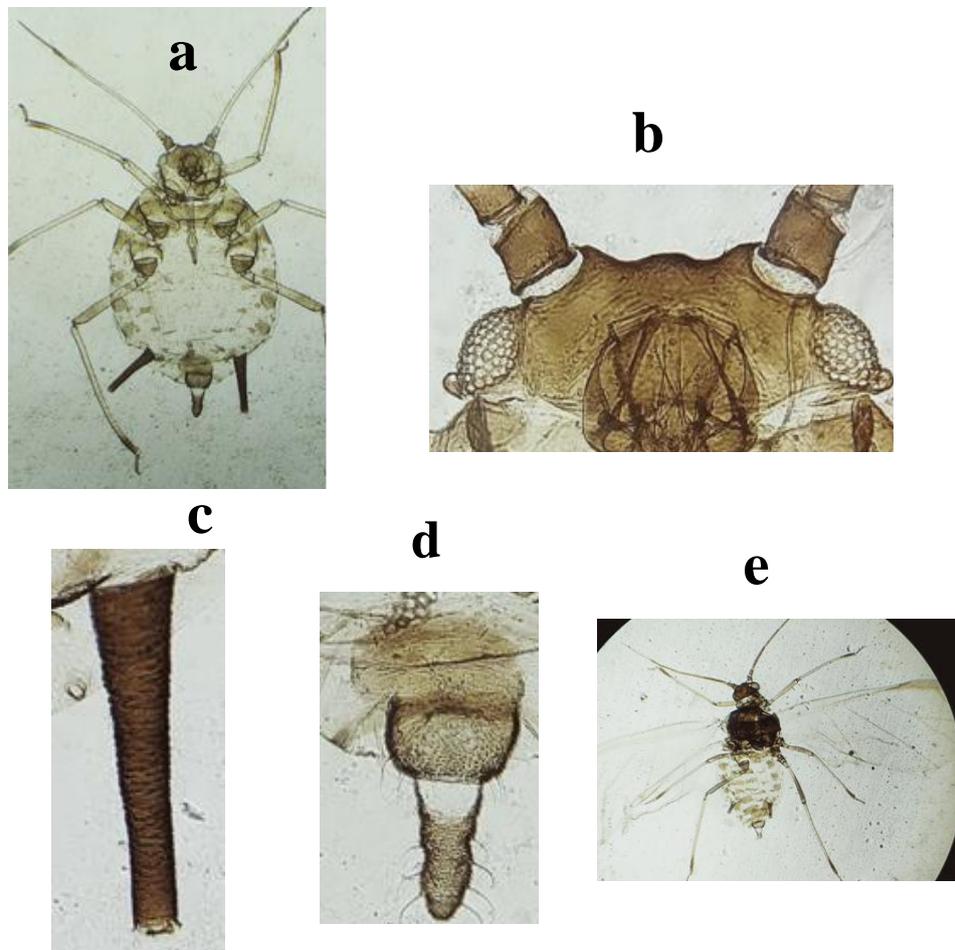


Fig.67- Critères d'identification du puceron *Aphis frangulae*

a - Adulte aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100)
d – Cauda(Grx100) e - Adulte ailé (Grx40) (photos originales)

I. 3.1.13 – *Aulacorthum solani* (puceron strié de la pomme de terre)

L'adulte aptère mesure 1.8 à 3 mm, bombé, piriforme, vert à vert jaunâtre, brillant. Sinus frontal à bords parallèles, en forme de « U », avec une tache plus foncée à la base des cornicules. Cornicules pâles sauf à l'apex élargi en une collerette fortement rebrunie à noire (Fig.68 b). Cauda digitiforme (LECLANT, 2000) (Fig.68 b). L'adulte ailé (Fig.68 a) présente des bandes sombres, diffuses irrégulières et plus ou moins pigmentées sur l'abdomen et une tache à la base des cornicules. Les antennes sont longues et foncées. Sinus frontal, cornicules et queue comme chez l'aptère. Les ailes ont des nervures alaires enfumées. Les pattes sont longues aux articulations foncées (HULLE et *al.*, 1999; BLACKMAN et EASTOP, 2000 ; LECLANT 2000).

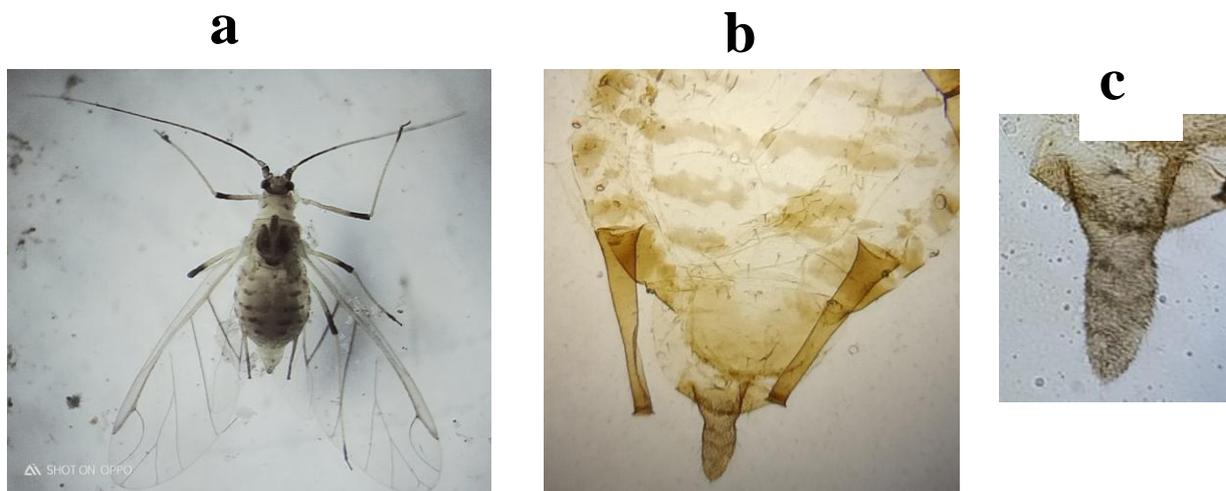


Fig. 68 - Critères d'identification du puceron *Aulacorthum solani*

a: Adulte ailé (Grx40) b – Cornicules et cauda (Grx100) c – Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.14 – *Acyrtosiphum pisum* (puceron vert du pois)

L'aptère est un grand puceron vert ou rose selon les souches, yeux rouges. Antennes aussi longues que le corps. Front à bord divergents (Fig.69 a). Les cornicules sont longues, étroites et droites, légèrement striées et la queue (cauda) est longue et effilée (Fig.69 b). L'ailé est d'un corps vert ou rose, très grand, les antennes longues (de la longueur du corps), l'abdomen vert. Cornicules longue, claires et droites, recourbées en forme de faucille et pointue (HULLE et *al.*, 1999).

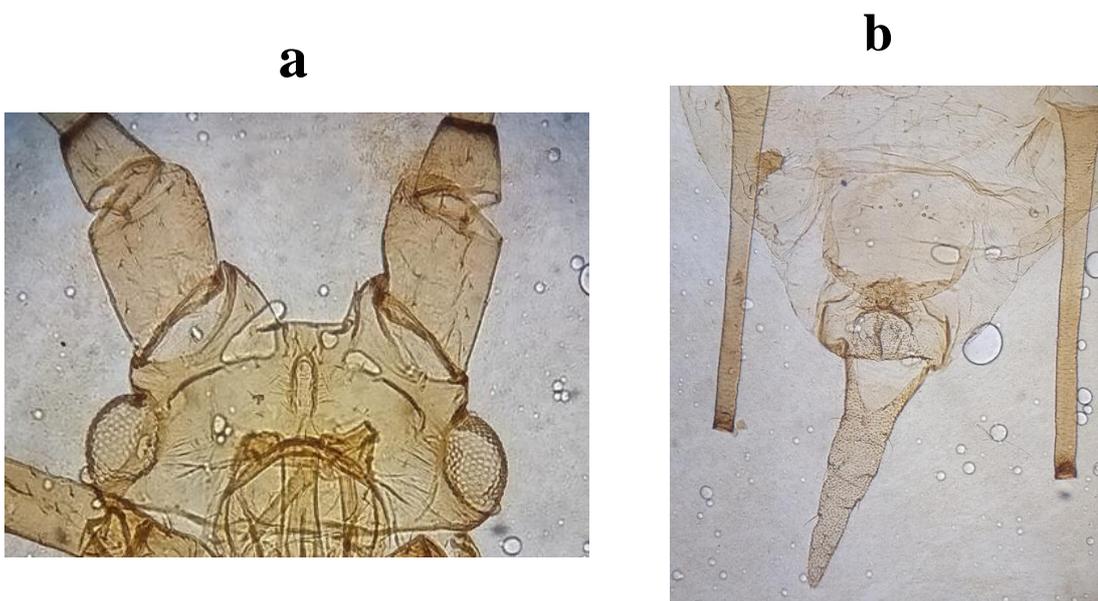


Fig.69 - Critères d'identification *Acyrtosiphum pisum*

a-Tête (Front) (Grx100) b – Cauda et cornicules (Grx100)

(photos originales)

I. 3.1.15 – *Rhopalosiphum padi*

L'adulte aptère a une forme globuleuse, il est de couleur vert olive à brune, olivâtre et globuleux avec une large plage de couleur rouille à la base des cornicules (Fig.70 a). Front avec tubercule médian prononcé (Fig.70 b). Antennes courtes, (environ la moitié de la longueur du corps). Cornicules cylindriques au moins 2 fois plus longues que la cauda, avec une constriction peu marquée à l'extrémité s'amincissant de la base vers l'extrémité (Fig.70 c). Cauda petite, digitée et noire portant 4 soies (Fig.70 d).

Les ailés sont de couleur verte sombre, mesurent 1,2 à 2,4 mm. Les antennes sont munies de six articles moyennement longs et un fouet égal à 4,5 fois la base de l'article VI. Les cornicules sont foncées, plus longue que l'appendice caudal, souvent légèrement renflée et à étranglement distinct sous le rebord très proéminent. La cauda est relativement petite et pigmentée (HEIE, 1986).

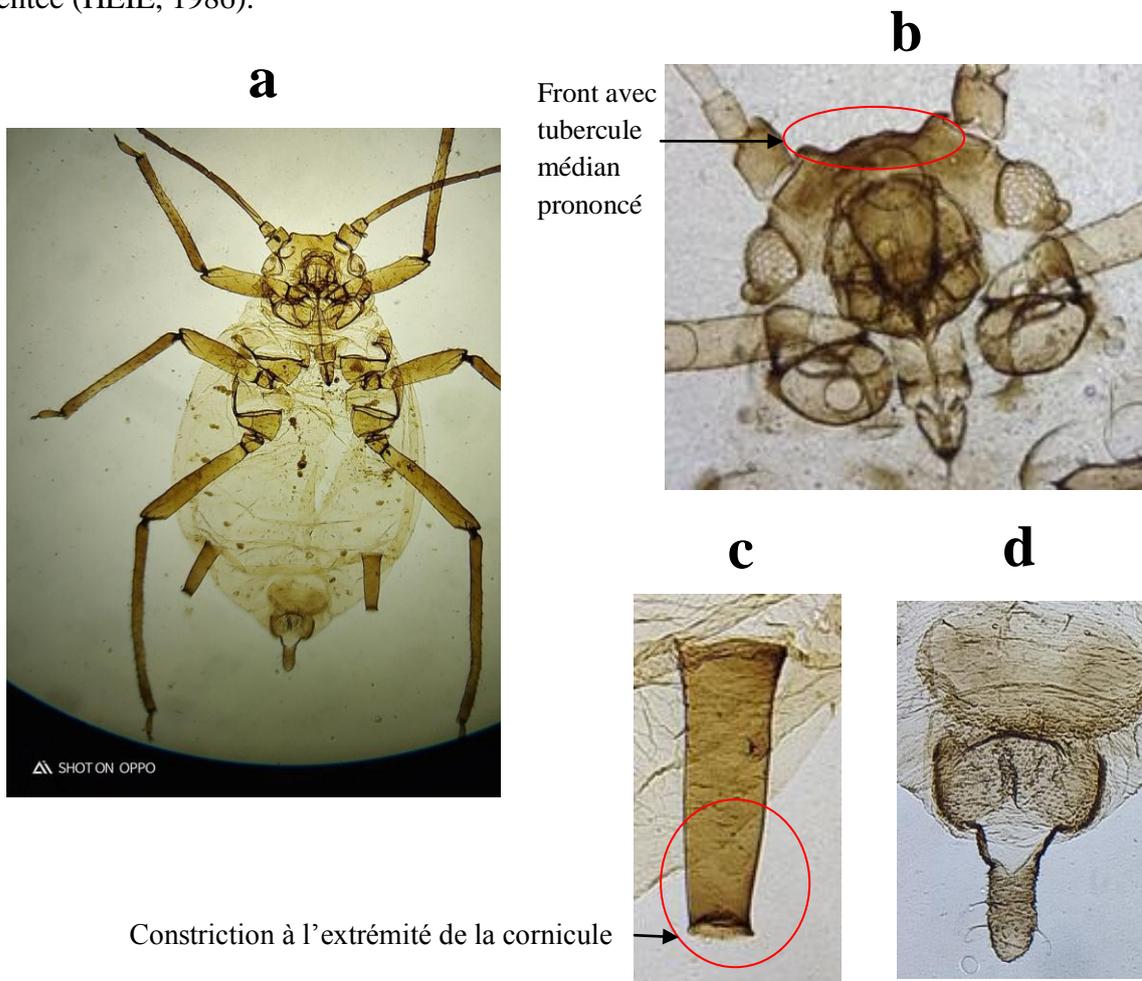


Fig. 70 - Critères d'identification de *Rhopalosiphum padi*

a- Adulte aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d – cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.1.16 – *Rhopalosiphum maidis* (puceron du maïs)

L'adulte ailé présente un abdomen allongé, vert foncé avec des sclérites marginaux et post-corniculaires foncés (Fig.71 a). Le front est plat très légèrement sinué au milieu (Fig.71 b). Antennes courtes (Fig.71 a) cornicules petites, très rudes, pigmentées (Fig.89c). Cauda de couleur sombre avec des soies latérales (Fig.71 d) (HEIE, 1986).

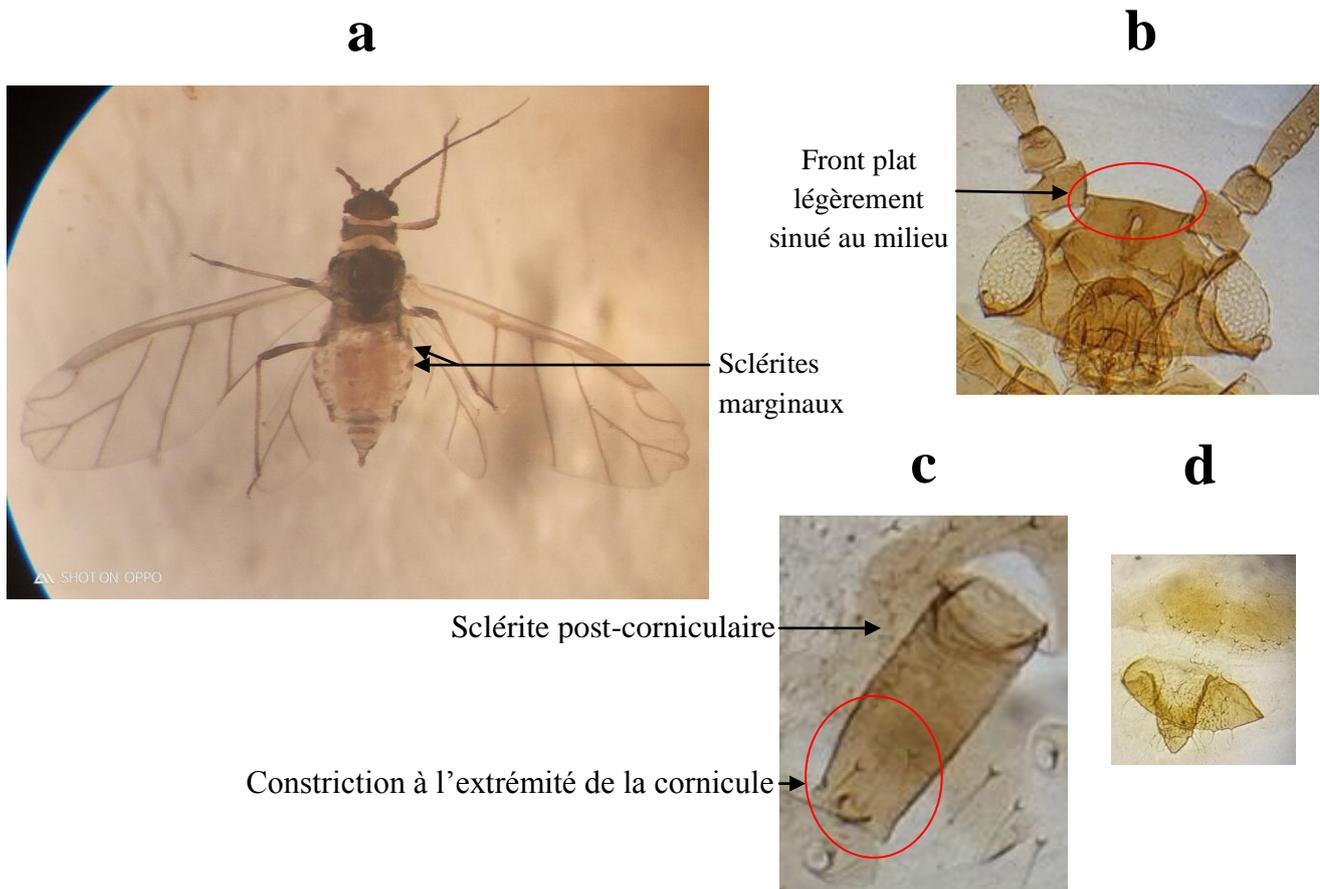


Fig. 71 - Critères d'identification du puceron *Rhopalosiphum maidis*

a - Adulte ailé (Grx40) b –Tête (Front) (Grx100) c- Cornicules (Grx100) d – Cauda (Grx100)
(photos originales)

I.3.1.17 – *Hyadaphis foeniculi* (puceron du fenouil)

L'adulte aptère est d'un corps de couleur vert grisâtre à brunâtre et cireux mesurant 1,3 à 2,3 mm de long. Front légèrement sinué (Fig.72 b). Abdomen sans pigmentation dorsale. Les antennes sont courtes. Cornicules renflées, noires de la longueur de la cauda, très rétrécies vers la partie supérieure (Fig.72 c). Cauda digitée, noire en forme d'un triangle arrondi à l'apex portant 2 à 3 paires de soies (Fig.72 d). Les ailées sont de même taille que l'aptère, de couleur verte avec des taches vertes foncées et des tirets plus ou moins marqués et des marginaux clairs sur l'abdomen (Fig.72 a). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

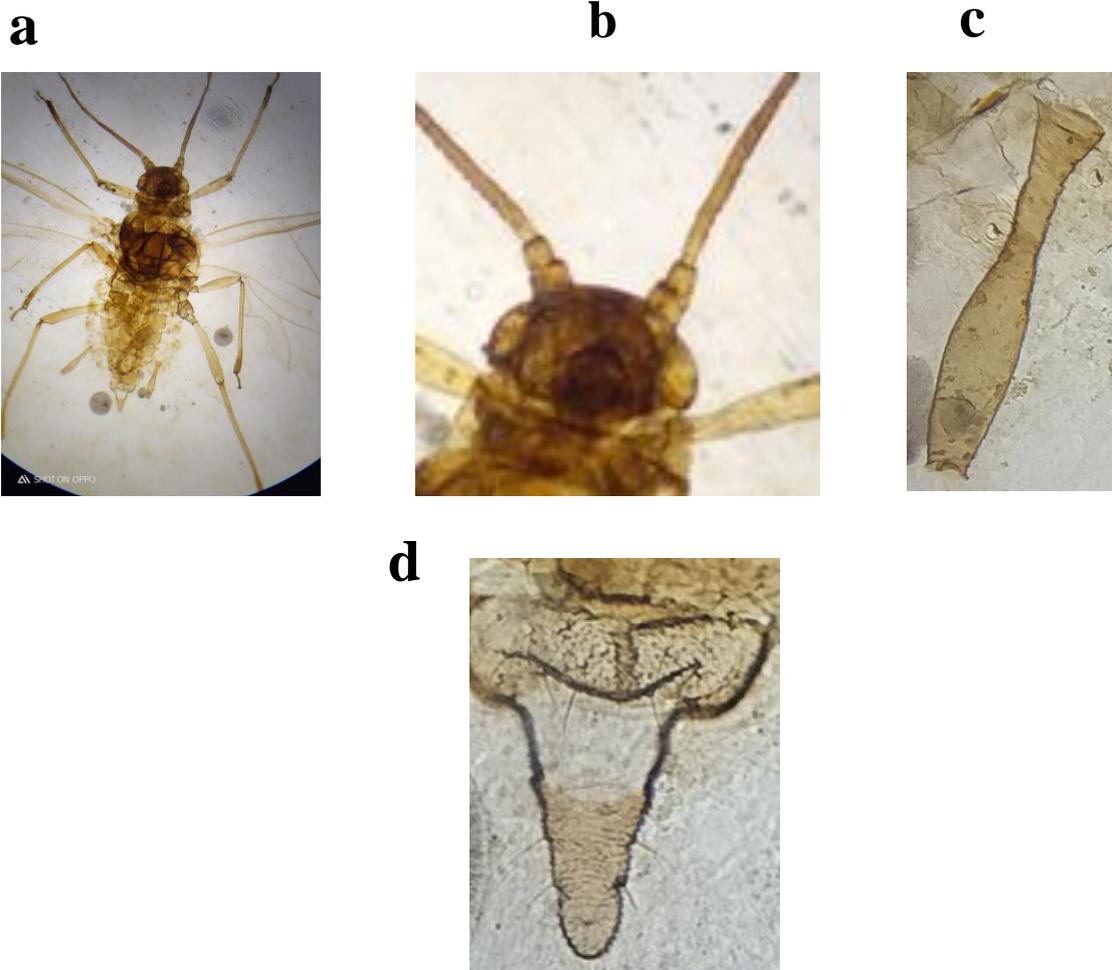


Fig.72 - Critères d'identification du puceron *Hyadaphis foeniculi*

a - Adulte ailé (Grx40) b –Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d- Cauda (Grx100)
photos originales

I. 3.1.18 - *Hyadaphis coriandri* (puceron de la coriandre)

L'adulte aptère est de couleur vert sale à vert foncé plus ou moins prumineux, présentant des marbrures dorsales vert foncé, ainsi que, parfois comme chez l'ailé, une zone brun-rougeâtre à la base des cornicules (Fig. 73 a). Front plat ou légèrement sinué (Fig.73 b) Cornicules de petite taille à peine plus courtes que la queue, environ deux fois plus longs que larges, légèrement renflées en leur milieu et fortement constrictées dans la partie subapicale sous une discrète collerette, plus foncées que le corps (Fig.73 c). Queue triangulaire à linguiforme portant trois paires de soies (Fig. 73d). (LECLANT, 2000).

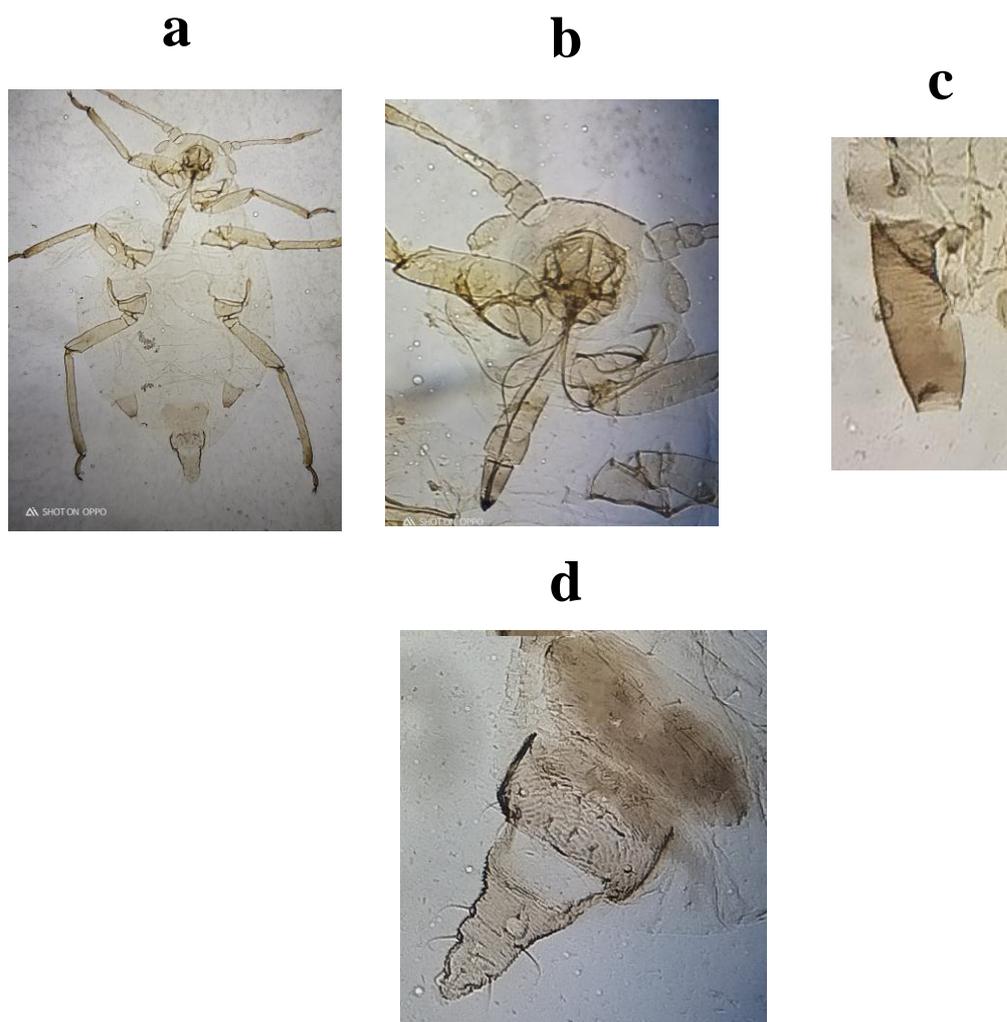


Fig. 73 - Critères d'identification du puceron *Hyadaphis coriandri*

a – Aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d- Cauda (Grx100)
(photos originales)

I.3.1.19 – *Melanaphis donacis* (puceron de *Arundo donax*)

L'adulte aptère mesure 1,5 à 1,7 mm de long, à corps piriforme, gris foncé à noire, recouvert de bandes de cire transversales. La moitié antérieure de la tête est de couleur brun foncé, restant brun pâle (Fig.74 a). Front sinué, avec tubercule frontal distinct (Fig. 74b). Antennes composées de six segments, égales à la moitié du corps. Cornicules cylindriques, courtes et noires (Fig.74 c). Cauda plus longue que les cornicules, digitiforme, noire portant dix à vingt soies (HULLE et *al.*, 1999) (Fig. 74 d).

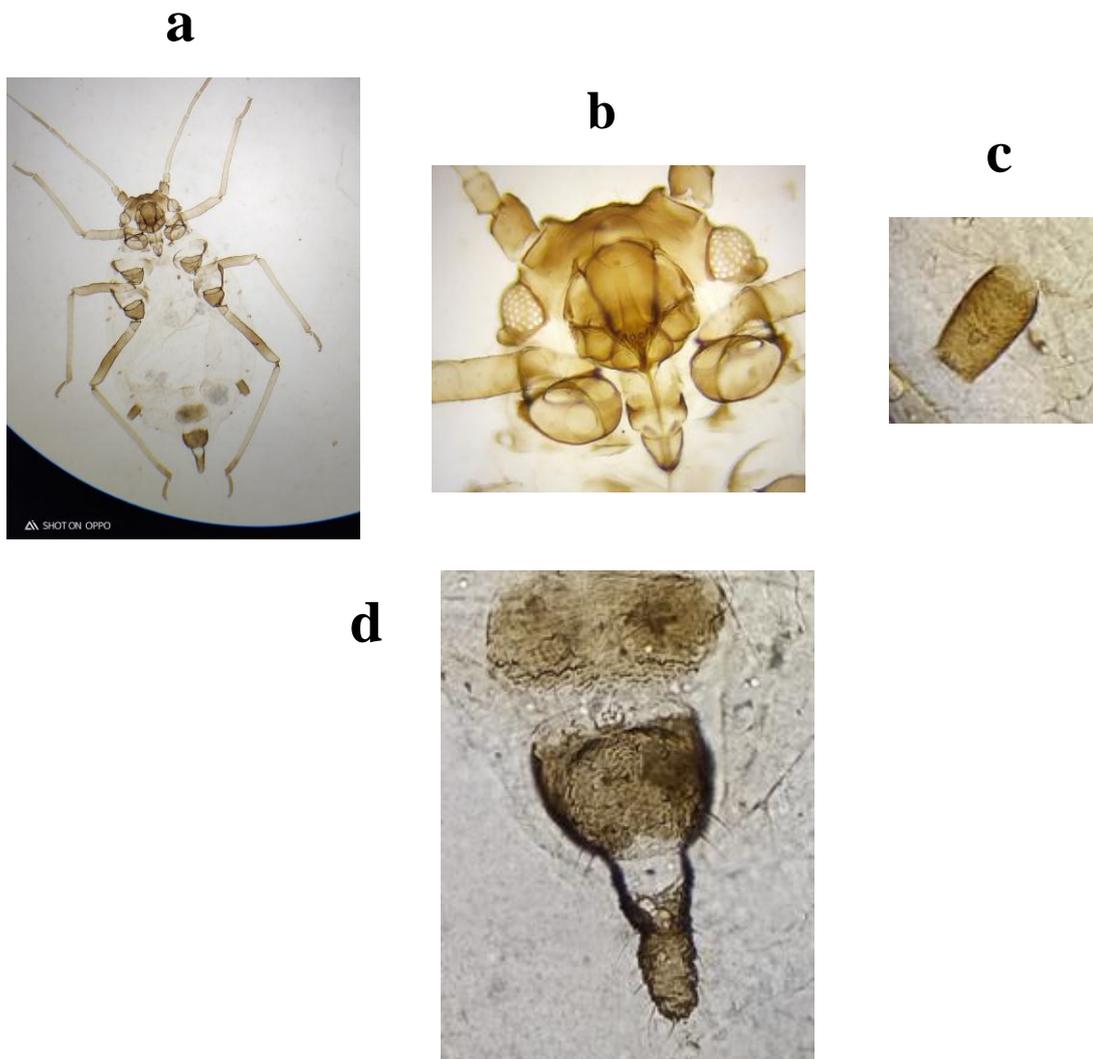


Fig. 74 - Critères d'identification du puceron *Melanaphis donacis*

a- Aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c- cornicule (Grx100) d – cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.2- Tribu des Macrosiphini

I. 3.2.1- *Lipaphis erysimi* (puceron du navet)

L'adulte aptère est vert jaune à gris foncé avec présence de plaque de cire. Front sinué avec tubercule frontal médian très proéminent (Fig.75b). Les antennes sont courtes (environ la moitié du corps), l'abdomen présente des sclérites latéraux foncés clairement visibles. Les cornicules sont marron foncées (Fig.75 c,e), Les nervures des ailes sont sombres. Cauda triangulaire portant environ trois paire de soies (Fig.75d,e) (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

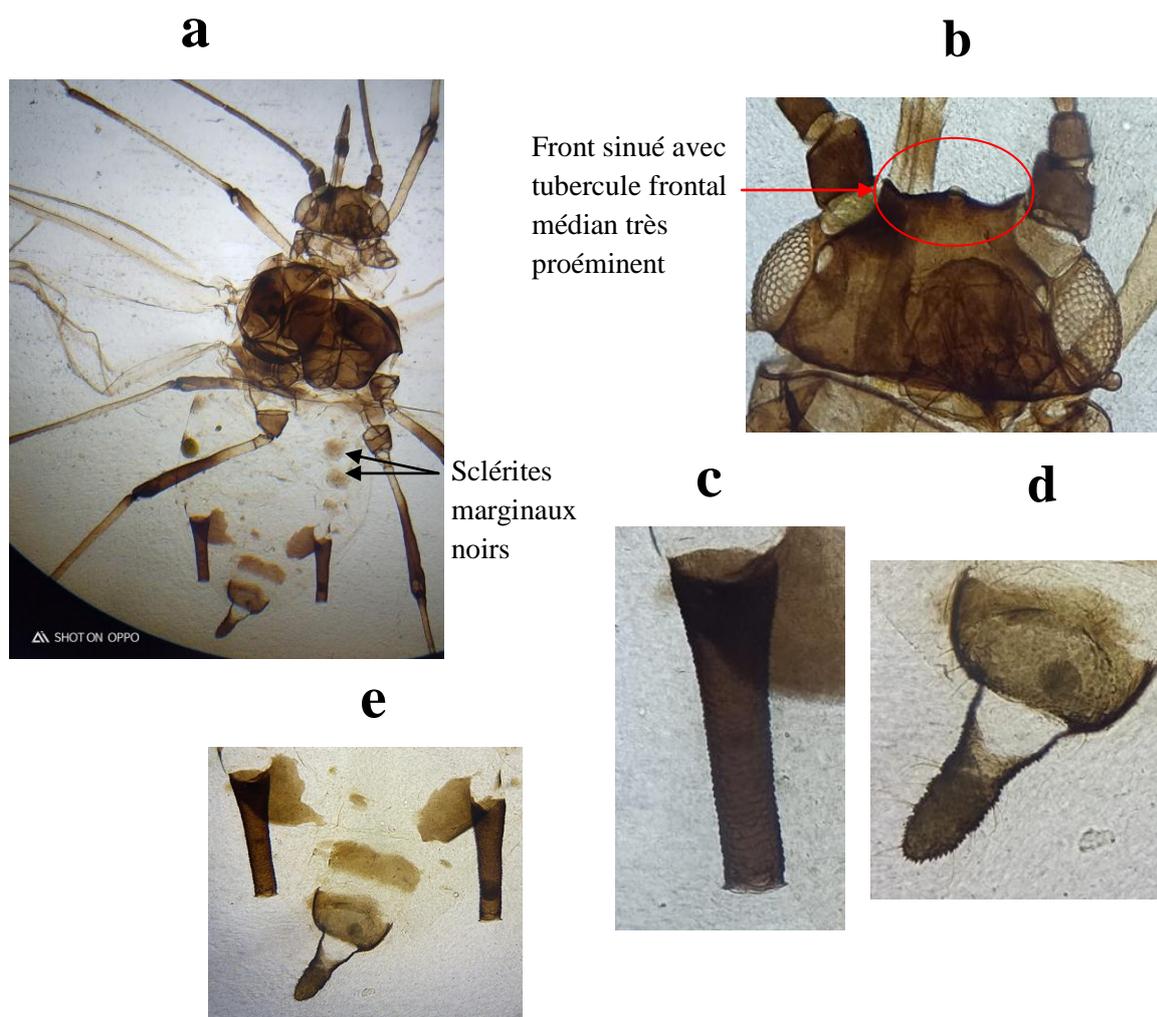


Fig. 75 - Critères d'identification du puceron *Lipaphis erysimi*

a - Adulte ailé (Grx40) b - Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d-Cauda(Grx100)
e- Cornicules et cauda (Grx40) (photos.originales)

I. 3.2.2 - *Toxoptera aurantii* (puceron noir des agrumes)

Les adultes aptères sont plutôt de petite taille, de forme ovale, de couleur variant entre brun-rougeâtre et noir avec des reflets brillants. Les antennes possèdent des bandes noires et blanches (Fig.76a). Front sinué avec tubercule frontal distinct (Fig.76b). L'abdomen présente des sclérites intersegmentaires et des denticulations à la périphérie des cornicules (Fig.76c). Les cornicules sont droites et noires avec collerettes (Fig.76d). La cauda est digitée, noire et arrondie à l'apex portant 12 soies (Fig.76e). Ailé : ressemble à l'aptère et présente une aile antérieure avec un pterostigma très foncé avec une seule bifurcation de la médiane qui le distingue des autres espèces du genre *Toxoptera* (LECLANT, 2000).

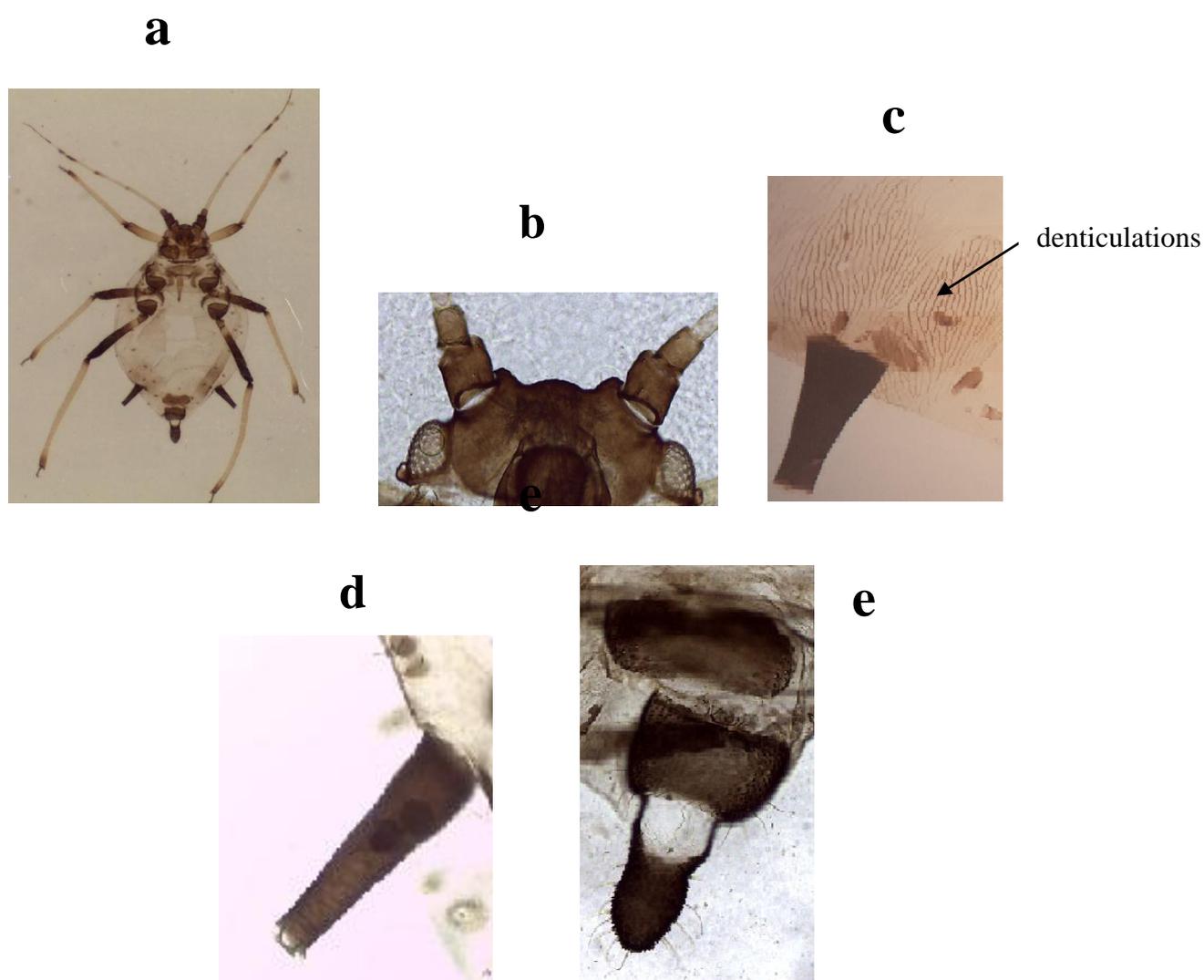


Fig. 76- Critères d'identification du puceron *Toxoptera aurantii*

a - Adulte aptère (Grx40) b -Tête (Front) (Grx100) c- abdomen (détail) (Grx100)
d – Cornicule (Grx100) e - Cauda avec soies caudales (Grx100) (photos originales).

I. 3.2.3 - *Sitobion avenae* (puceron vert des céréales)

Le corps de l'adulte aptère est allongé, de couleur verte. Antennes noires de la longueur du corps (Fig.77a). Front sinué avec tubercule frontal médiane distinct (Fig.77b). Cornicules longues, droites, noires et réticulées (Fig.77c). Cauda longue, rétrécie au milieu, linguiforme, portant 6 à 10 soies (Fig.77d). L'ailé est vert ou rouge avec des tâches latérales sombres. Antennes noires et longues, cornicules moyennes, noires, droites et réticulées, cauda longue et claire (LECLANT, 1999 a)

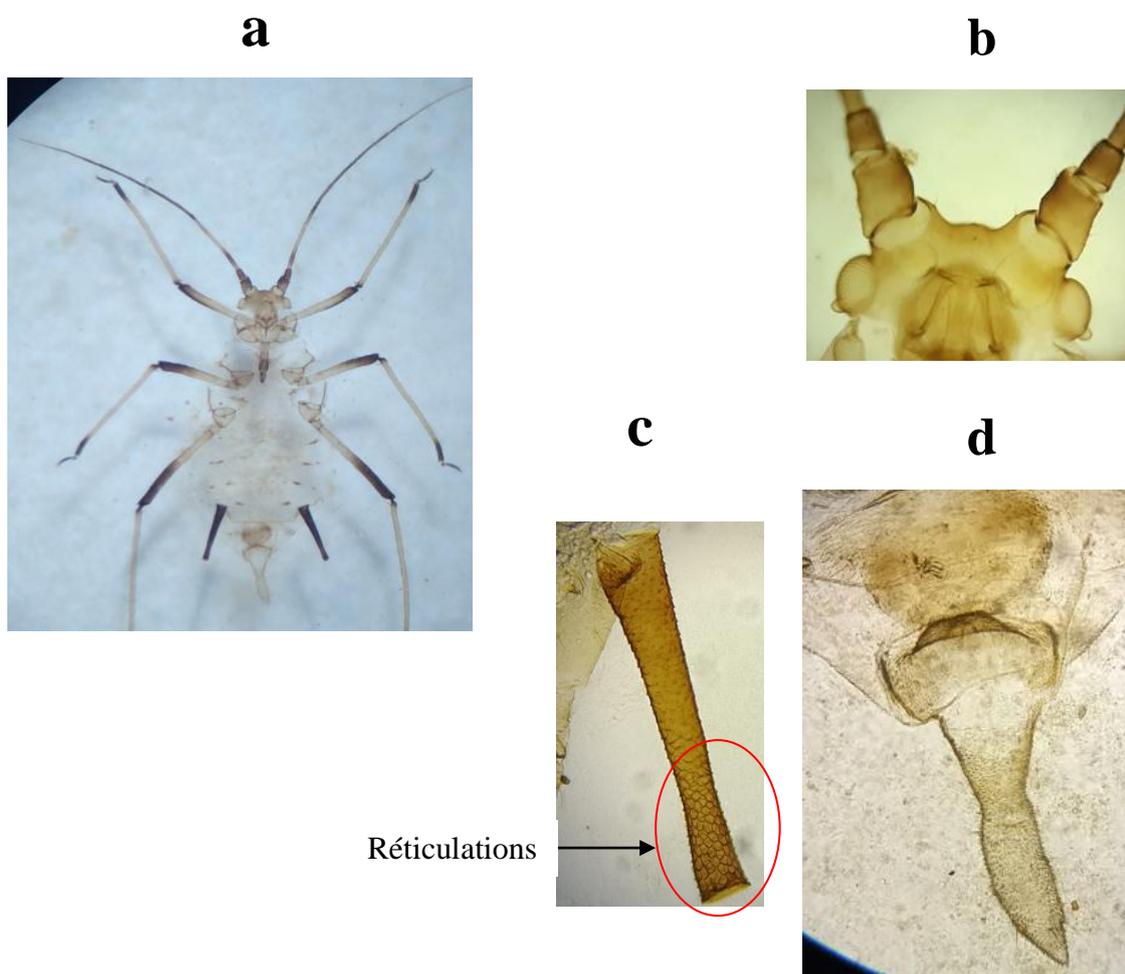


Fig.77 - Critères d'identification du puceron *Sitobion avenae*

a - Adulte aptère (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100)

d – Cauda(Grx100) (photos originales)

I .3.2.4 - *Sitobion fragariae* (puceron vert de l'avoine)

L'adulte aptère présente une coloration diffuse avec des traits inter-segmentaires sombres et des antennes noires de la longueur du corps et des pattes avec les extrémités des fémurs, des tibias et des tarsi noirs (Fig.78a) Cornicules droites, noires et réticulées, plus de 2 fois plus longues que la cauda (Fig.78c). Cauda claire (Fig.78d). Ailé : présente un abdomen clair avec 4 sclérites marginaux (sur les côtés) plus sombre et de stries ou bandes (LECLANT , 1999 a).

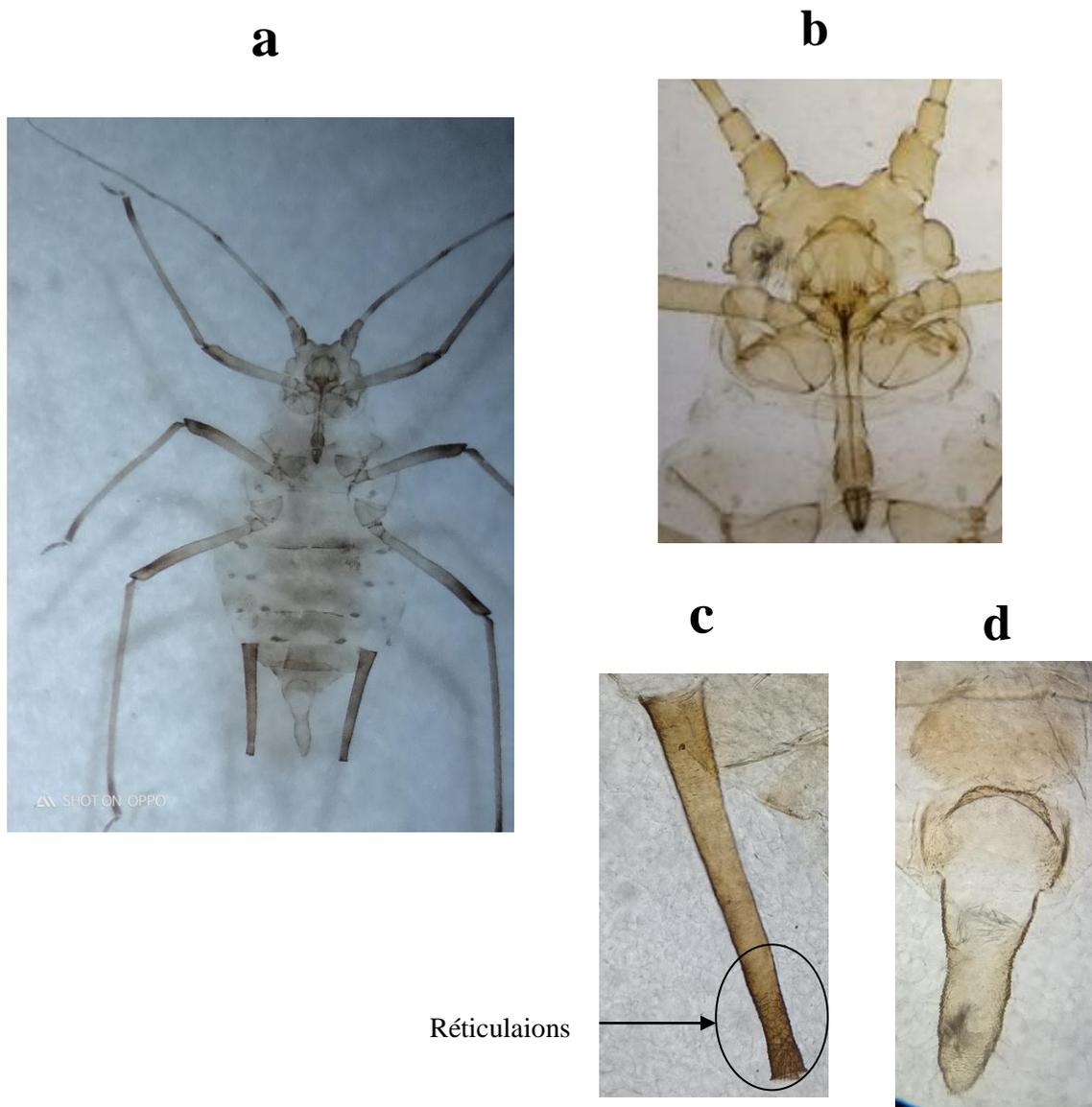


Fig. 78 - Critères d'identification du puceron *Sitobion fragariae*

a - Adulte aptère (Grx40) b –Tête (Front) (Grx100) c- Cornicule (Grx100) d –Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.5 - *Metopolophium dirhodum* (puceron des céréales et du rosier)

L'adulte aptère est de forme allongé, vert, jaune ou rose avec une ligne longitudinale plus foncée sur le dos, mesurant 1,6 à 3,3 mm. Front en « U », fortement sinué avec tubercule frontal médian très distinct (Fig.79b). Cornicules longues, droites et claires avec l'apex rembruni environ deux fois la taille de la cauda (Fig.79c). La queue est digitée, longue, claire plus petite que les cornicules(Fig.79d). L'adulte ailé est vert pâle à jaune, thorax brun, antennes longues et pigmentées (Fig.79a). (LECLANT , 1999 a).

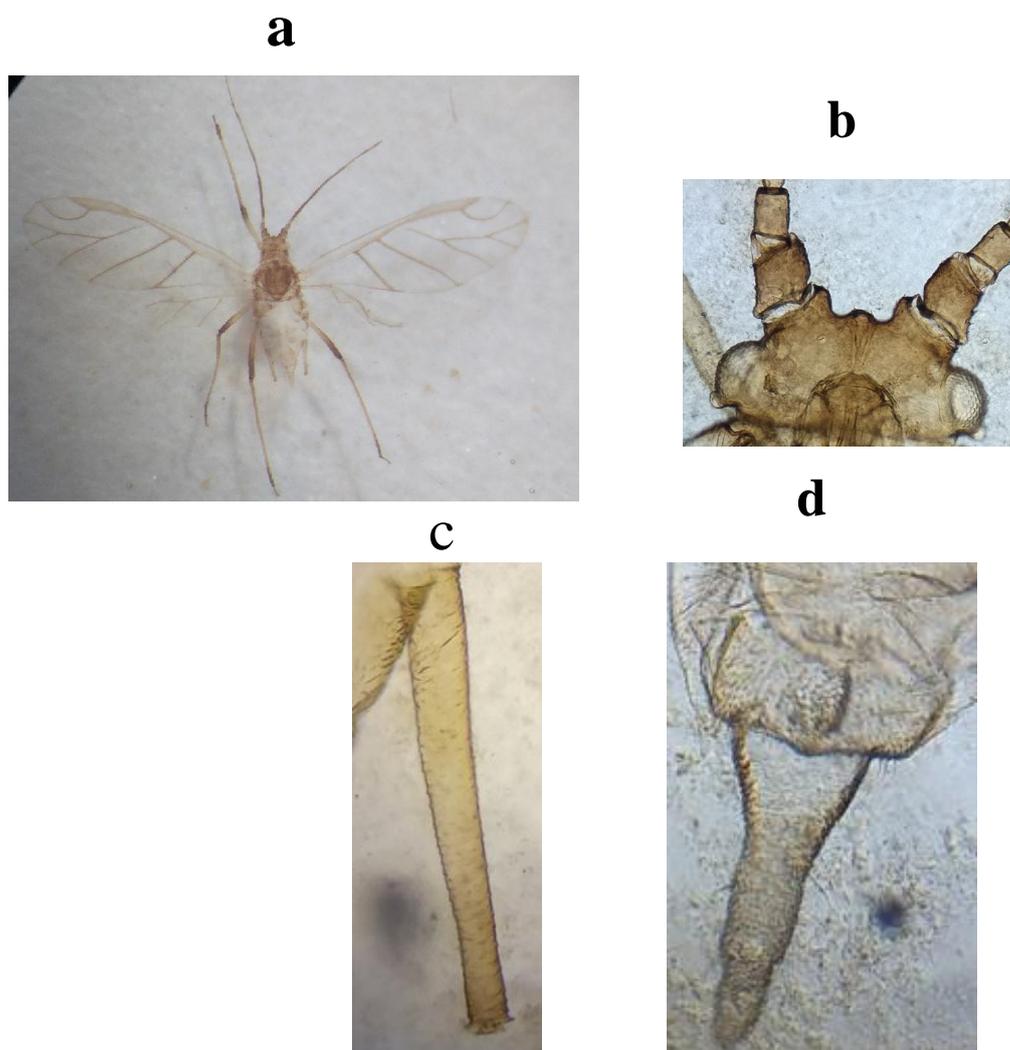


Fig.79 - Critères d'identification du puceron *Metopolophium dirhodum*

a - Adulte ailé (Grx40) b - Tête (Frontx100) c - Cornicule (Grx100) d - Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.6 - *Hyperomyzus lactucae* (puceron de la laitue)

L'adulte aptère mesure 2 à 2,7 mm, de couleur verte jaunâtre et brillant. Front plat faiblement sinué. Cornicules vertes, assez fortement renflées au milieu. Cauda de forme triangulaire rétrécie au milieu portant 8 à 10 soies. Les ailés mesure environ 2 à 2,7 mm, de couleur verte et se caractérise par une plaque abdominale foncée. (Fig.80 a) Les antennes sont longues et foncées. L'abdomen se distingue par une plaque abdominale perforée et présente des sclérites marginaux et post-corniculaires (Fig.80 b) Les cornicules sont renflées et légèrement pigmentées (Fig.80 c) La queue est pâle (Fig.80 d) (HULLE et *al.*, 1999)

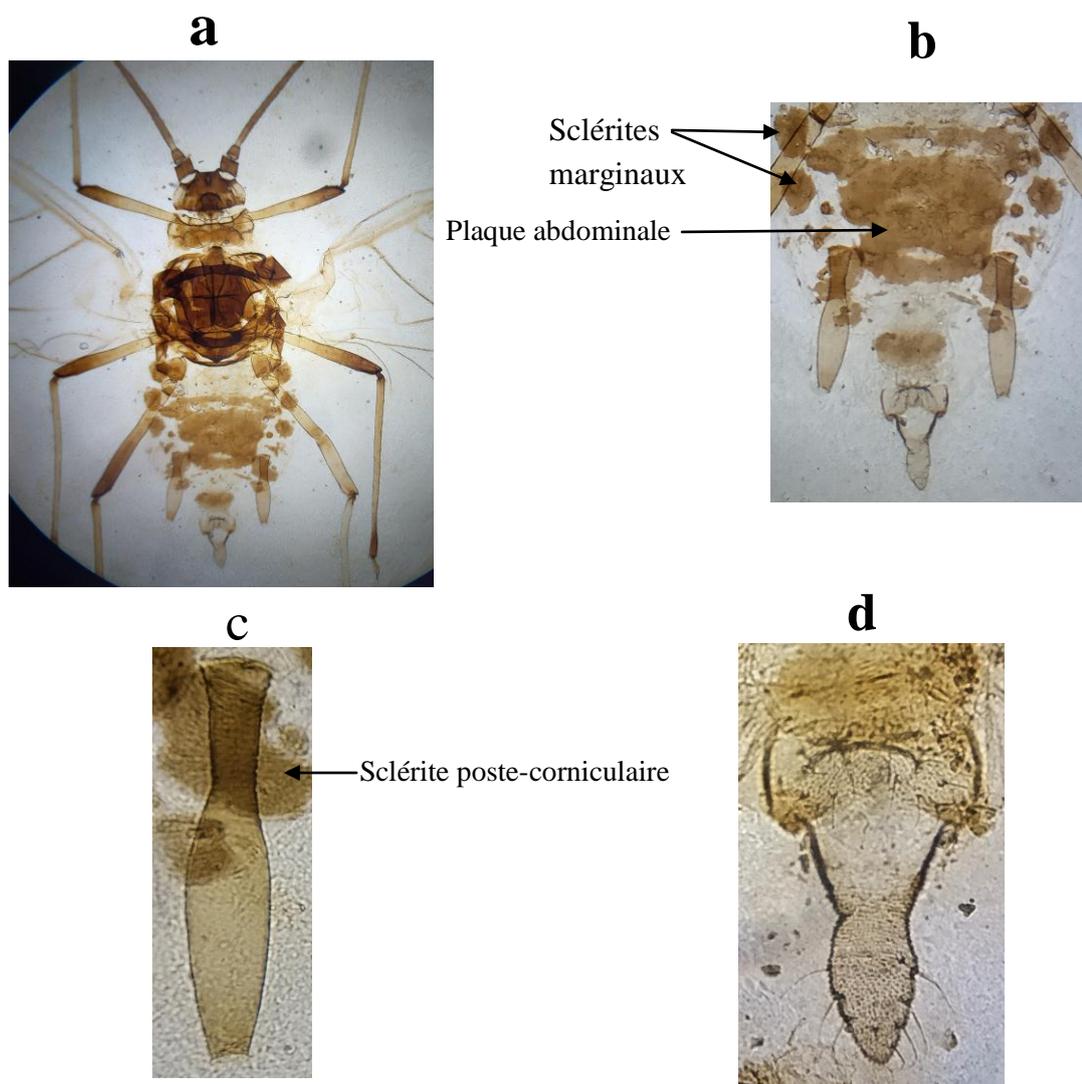


Fig.80- Critères d'identification du puceron *Hyperomyzus lactucae*

a - Adulte ailé (Grx40) b- Plaque abdominale (Grx40) c – Cornicule (Grx100)

d– Cauda (Grx100) (photos originales)

I. 3.2.7 - *Uroleucon sonchi*

L'adulte aptère a un corps allongé, de couleur marron. Face dorsale de l'abdomen avec des sclérites intersegmentaires et postcorniculaires (Fig.81 a). Front concave à bords divergents (Fig.81 b). Les cornicules sont cylindriques, longues, de couleur noires et présentent des réticulations dans la partie distale et des collerettes (Fig.81 c). Cauda assez longue, linguiforme, portant 12 à 16 soies (Fig.81 d) (HULLE et *al.*, 1999)

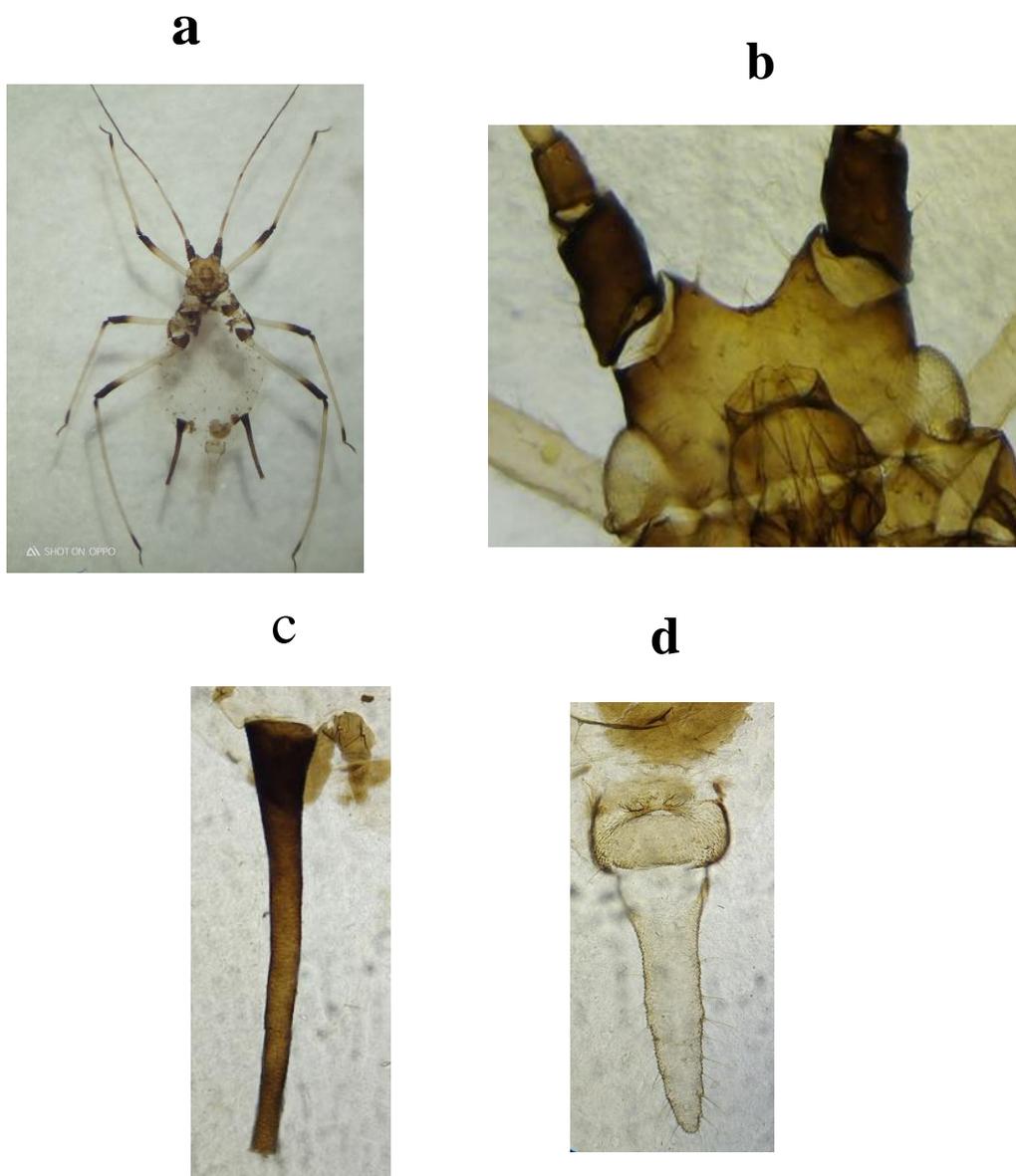


Fig. 81 - Critères d'identification du puceron *Uroleucon sonchi*

a - Adulte aptère (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100) c- Cornicule (Grx100) d – Cauda(Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.8 - *Uroleucon aeneum*

L'adulte aptère présente un corps allongé, de couleur bronze métallique mesurant 3,0 à 4,3 mm. L'abdomen présente des poils insérés sur de petits scléroïtes sur la zone pleurale et spinale (Fig.82 a, b). Le frond est concave à bords fortement divergents (Fig.82 c). Les cornicules sont noires ou marron foncés portant une réticulation sur la partie distale (Fig.82 d, e). La cauda est linguiforme, sombre et porte 11 soies (Fig.82 f). (HULLE *et al.*, 1999)

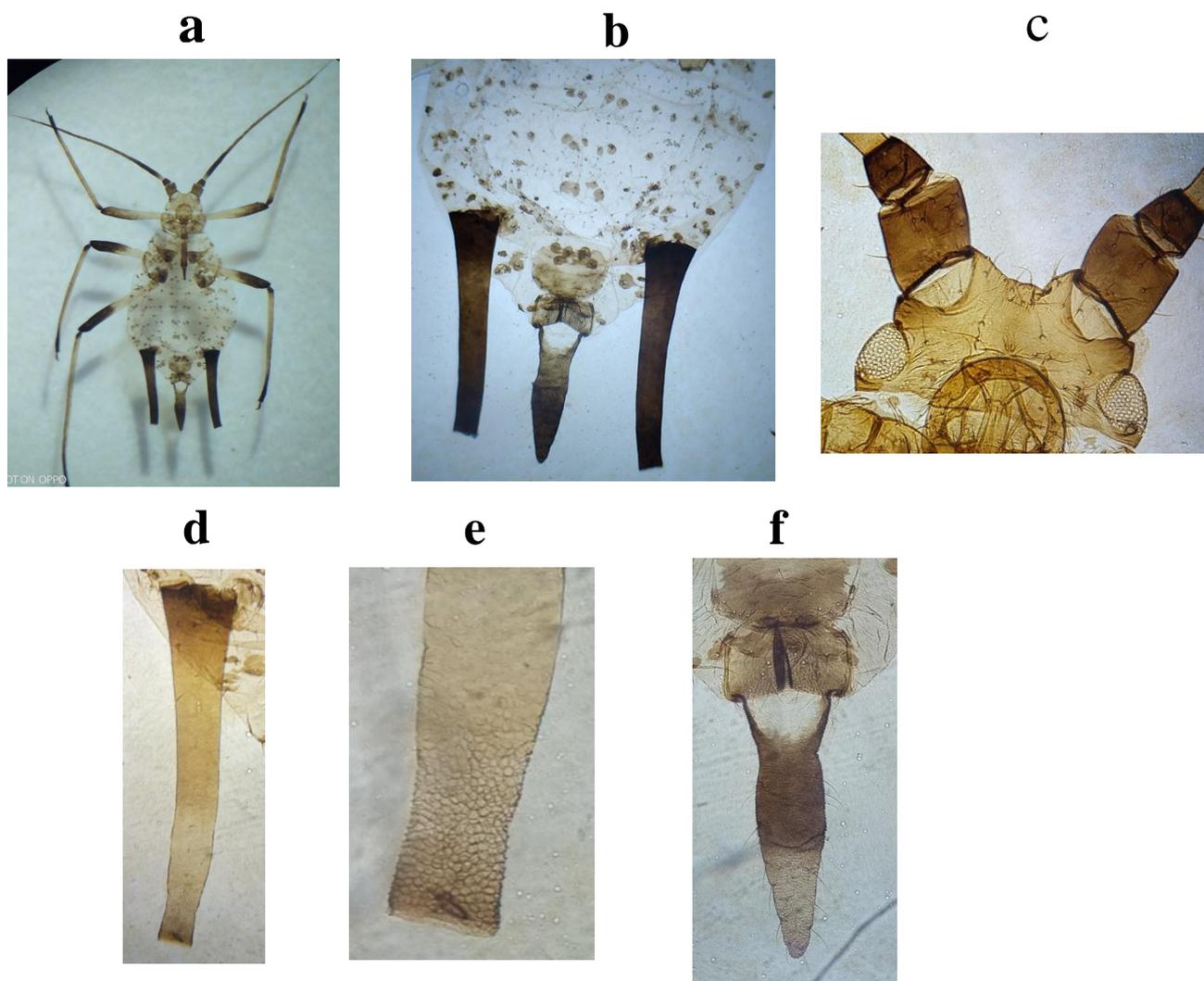


Fig. 82 - Critères d'identification du puceron *Uroleucon aeneum*

a - Adulte aptère (Grx40) b- Abdomen (Grx100) c -Tête (Front) (Grx100)
d - Cornicule (Grx100) d - partie distale de la cornicule (Grx100) f- Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.9 - *Dysaphis plantaginea* (puceron cendré du pommier)

L'adulte aptère est de forme globuleuse, vert olive foncé ou rose, recouvert d'une fine pulvérulence blanche à grisâtre. Le front est plat (Fig.83 a). Antennes inférieures à la longueur du corps. Abdomen sans pigmentation. Cornicules noires, régulièrement amincies de la base à l'extrémité et finissant par une fine collerette. Cauda est très courte légèrement pigmentée, large à la base et triangulaire portant 6 à 8 soies caudales. Ailé : abdomen avec une plaque sombre perforée à l'extrémité. (Fig.83 b). Front est également plat chez l'ailé. Les antennes sont longues; égales à la longueur du corps et sombres. Cornicules longues, noires, cylindriques avec une légère collerette (Fig.83 c). Cauda courte, triangulaire (Fig.83 d). (LECLANT, 2000)

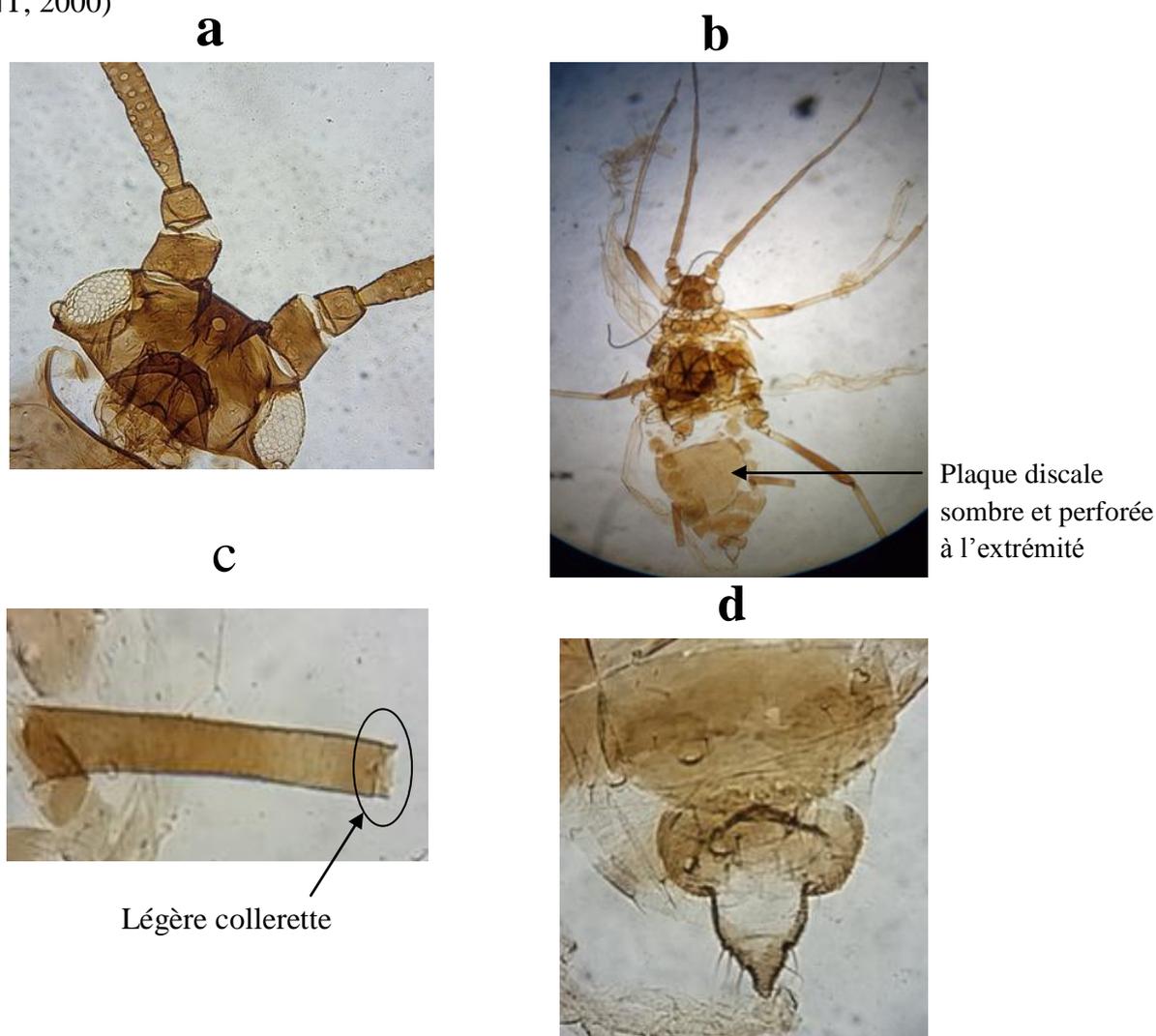


Fig.83 - Critères d'identification du puceron *Dysaphis plantaginea*

- a- Tête (Font) (Grx100) b – adulte ailé (Grx100) c – Cornicule (Grx100)
d – Cauda(Grx100) (photos originales)

I. 3.2.10 - *Hyalopterus pruni* (puceron farineux du prunier)

L'adulte aptère mesure 2,5 à 2.6 mm, vert pâle recouvert d'une pruine farineuse blanche (Fig. 84 a), les yeux sont bruns à rouge. L'abdomen allongé est sans pigmentation, caractérisé par des cornicules courtes et une cauda longue (Fig.84 b). Front légèrement sinué (Fig.84 c). Les antennes sont égales à la moitié du corps. Les cornicules sont très courtes, légèrement renflées et pâles à légèrement pigmentées (Fig.84 d). La cauda est longuement digitiforme (Fig.84 e) (HULLE *et al.*, 1998)

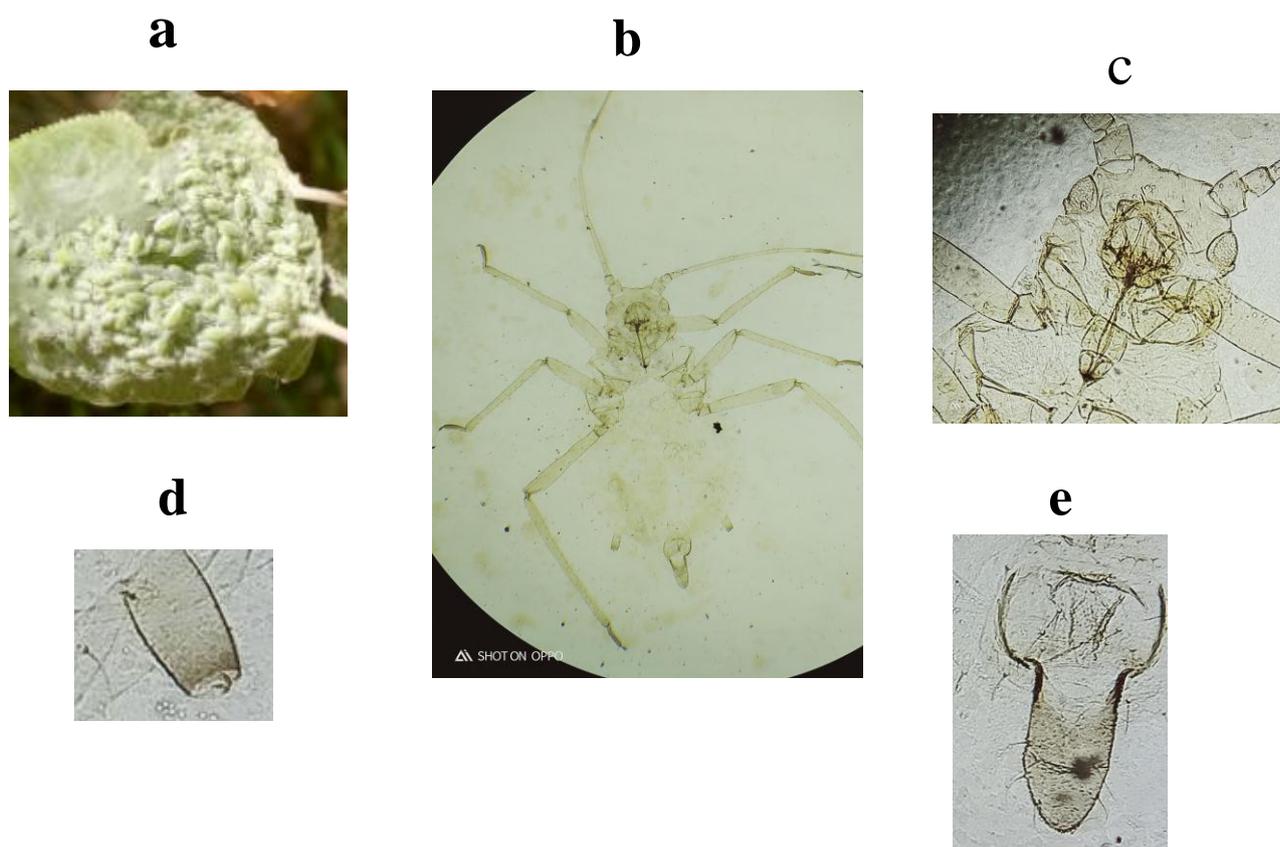


Fig.84 - Critères d'identification du puceron *Hyalopterus pruni*

a – Colonie d'aptère b - Adulte aptère (Grx40) c- Tête (Front) (Grx100)
d – Cornicule (Grx100) e – Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.11 - *Megoura vicia* (Puceron de la vesce)

L'adulte aptère est vert avec la tête et thorax noirs mesurant environ 3 à 4 mm. Front à bords divergents (en « V » ouvert) (Fig.85 b). Antennes de la longueur du corps, filiformes de couleur noire. Les cornicules sont noires et renflées et la cauda est noire et longue (Fig.85 c). Les pattes sont noires. L'adulte ailé présente un abdomen vert avec des sclérites marginaux noirs. (LECLANT, 1999 a)

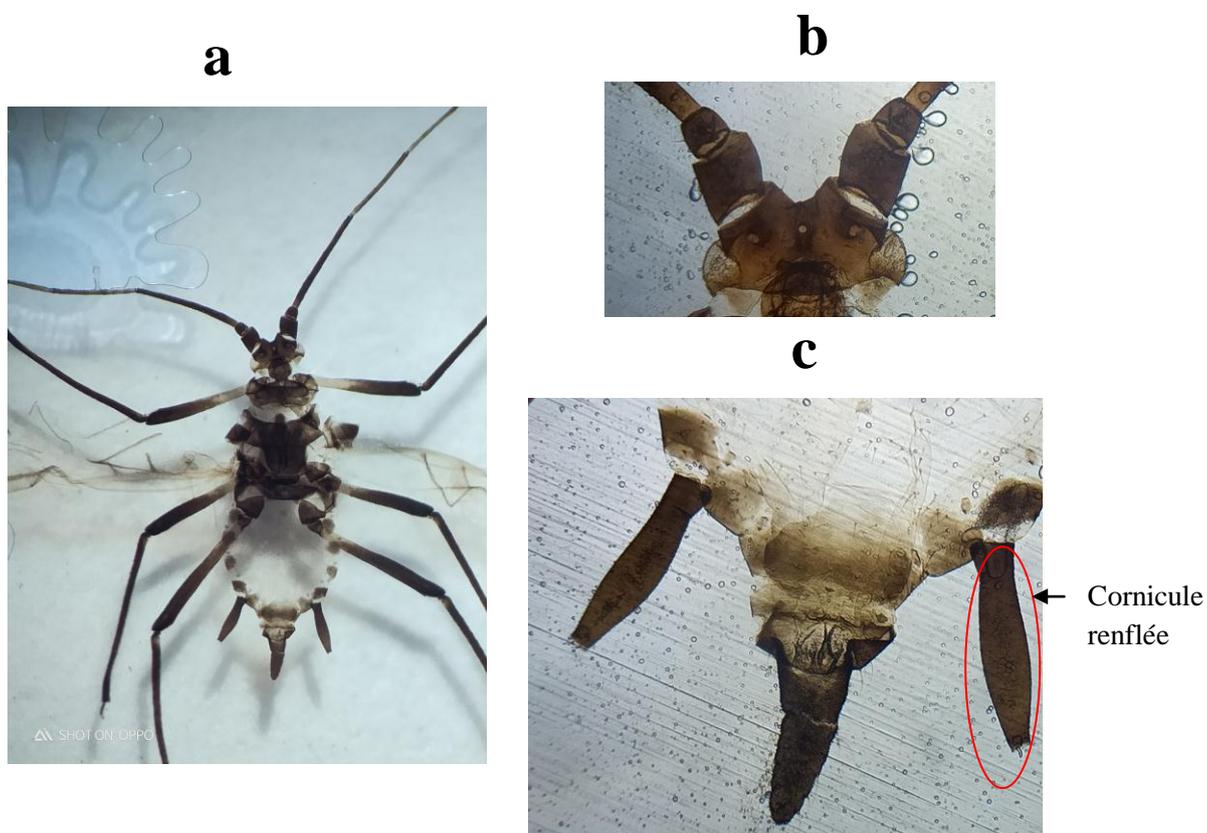


Fig.85 - Critères d'identification du puceron *Megoura vicia*

a - Adulte ailé (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100) c – cornicules et cauda (Grx40)
(photos originales)

I. 3.2.12 - *Brachycaudus cardui* (Puceron de l'artichaut)

L'adulte aptère est globuleux, vert jaune à parfois rougeâtre, Front sinué, Antennes dépassant la moitié de la longueur du corps. Abdomen avec une plaque dorsale brillante, compacte, s'étendant jusqu'aux sclérites marginaux. Cornicules sombres, 2 à 3 fois plus longues que la cauda. Cauda très courte. L'ailé présente un abdomen avec une grande plaque sombre, un front sinué, des antennes un peu plus courtes que la longueur du corps (Fig.86 a) Abdomen avec une grande plaque dorsale brillante et noire (Fig.86 a,b) . Cornicules droites, sombres de longueur moyenne (Fig.86 a,b). Cauda pigmentée, courte et arrondie (Fig.86 a,c)(LECLANT , 1999 b)

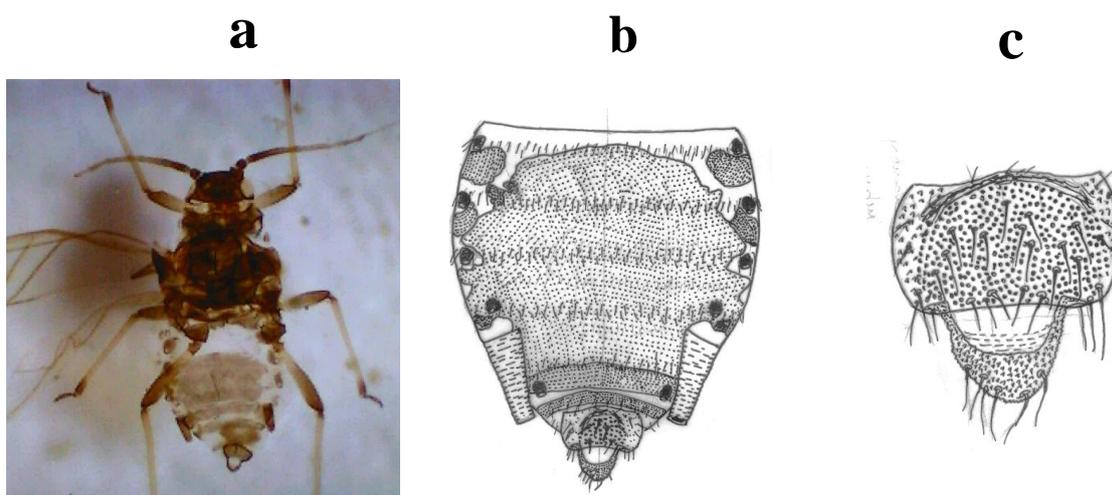


Fig.86 - Critères d'identification du puceron *Brachycaudus cardui*

a - Adulte ailé (Grx40) b – Dessin de l'abdomen c - Dessin de la cauda
(photos originales)

I. 3.2.13 - *Brachycaudus helichrysi* (puceron vert du prunier)

L'adulte aptère mesure 1,4 à 2,2 mm. Il est de couleur vert pâle tendant parfois vers le brunâtre avec des extrémités des antennes et des pattes rembrunies (Fig.87 a). Front plat ou légèrement sinué (Fig.87 b). Les cornicules sont courtes et coniques (Fig. 87 c). La cauda est aussi longue que large à la base (Fig. 87 d,e). L'abdomen porte de large bandes segmentaires dorsales, ces bandes sont souvent fusionnées en grande plaque discale occupant tout l'abdomen (Fig.87 a) (LECLANT, 2000) .Les ailés ont un corps de couleur verte - jaunâtre, mesure environ 1,1 à 2,2 mm. Ils ont des antennes courtes et sombres avec de nombreuses rhinaries sur les articles III et IV. L'abdomen porte une large tache dorsale brune à bords irréguliers rejoignant presque les sclérites marginaux. Les cornicules sont courtes, coniques et pigmentées. La cauda est également courte, ayant une extrémité arrondie avec 6 à 8 soies. (LECLANT, 2000) .

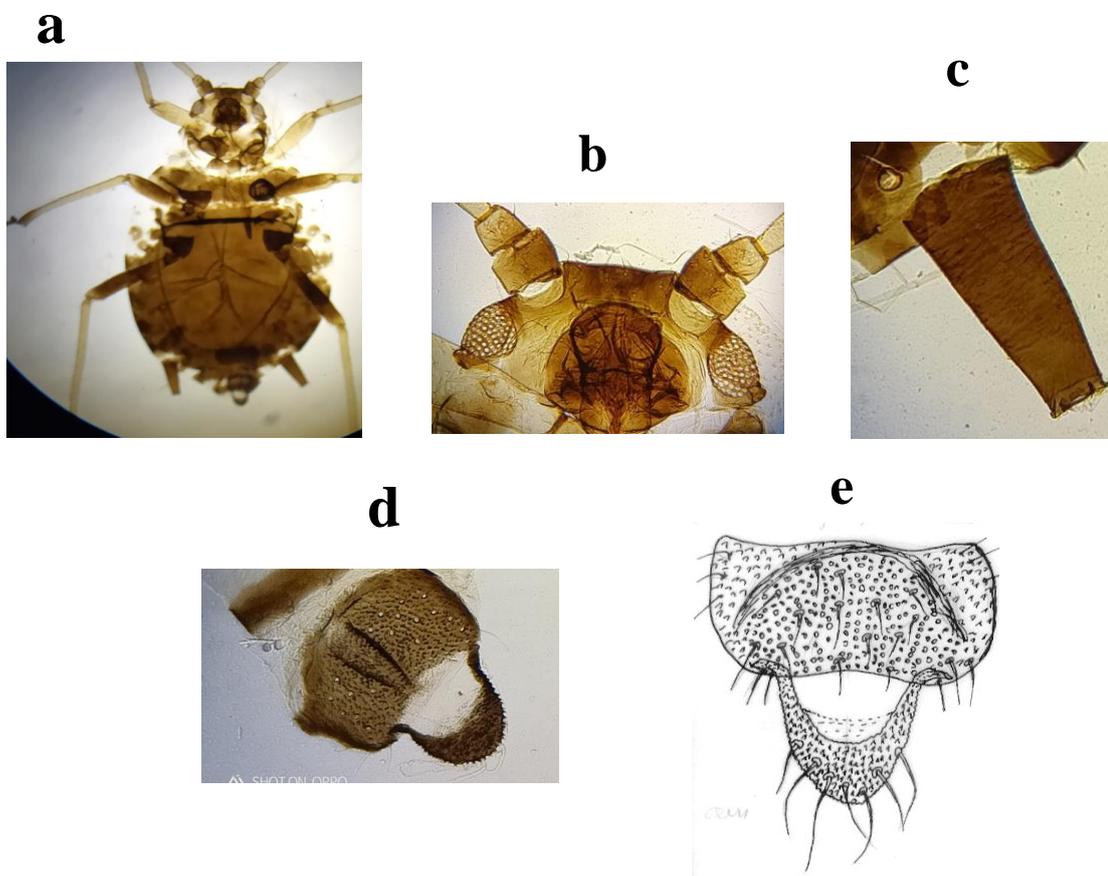


Fig.87 - Critères d'identification du puceron *Brachycaudus helichrysi*

a - Adulte aptère (Grx 40) b - Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda (Grx100) e- Dessin de la cauda (photos originales)

I. 3.2.14 - *Brachycaudus persicae* (puceron noir du pêcher)

L'adulte aptère est entièrement noir, brillant et globuleux mesurant 1,5 à 2,2 mm, avec une grande plaque dorsale intégrant les sclérites marginaux (Fig.88 a) Le front légèrement sinué (Fig.88 b). Les cornicules sont courtes, noires et tronconiques (plus épaisse à l'insertion) (Fig.88 c). Cauda très courte et arrondie portant 4 à 6 soies. (Fig.88 d). (LECLANT, 2000)

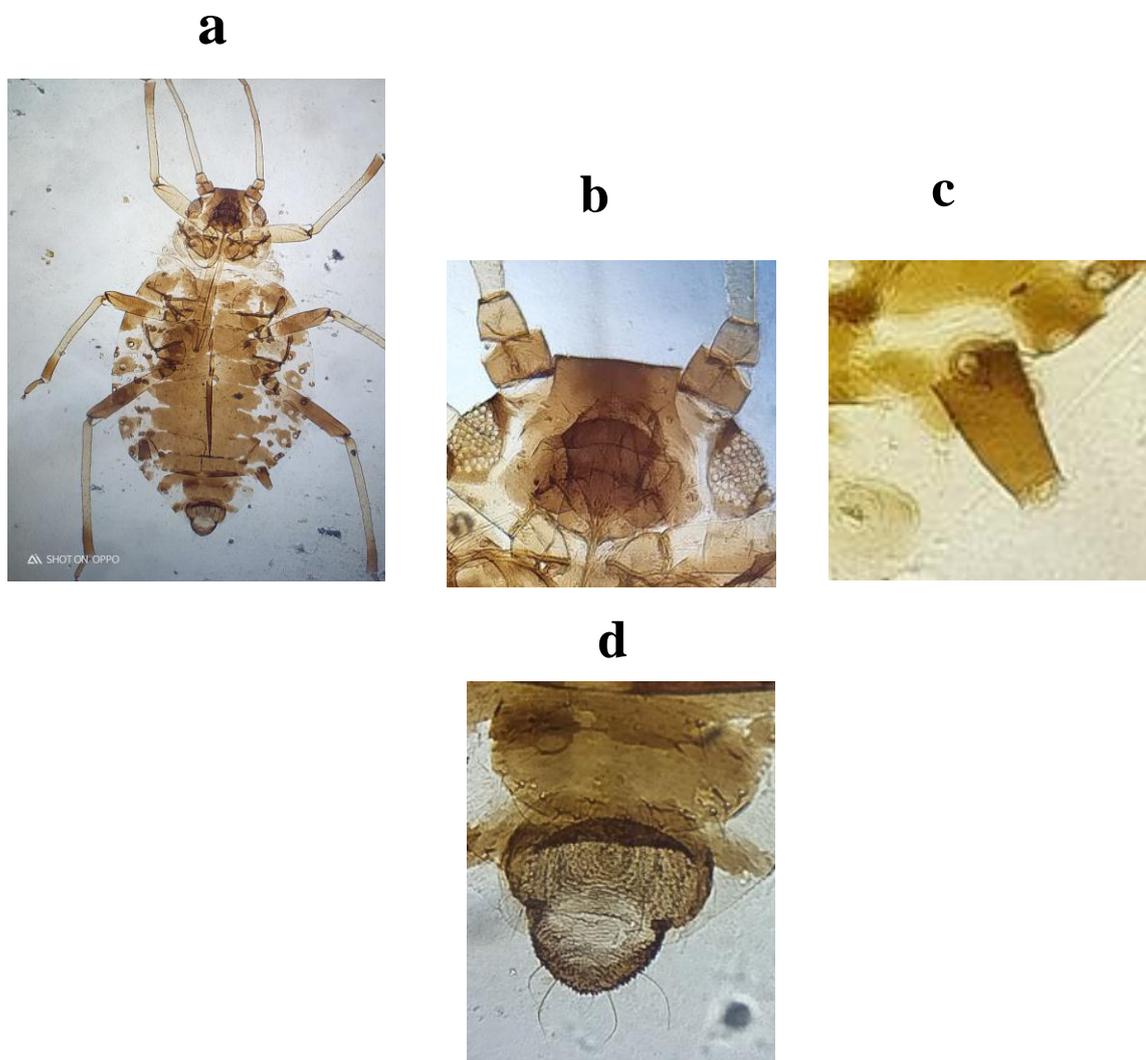


Fig. 88 - Critères d'identification du puceron *Brachycaudus persicae*

a - Adulte aptère (Grx10) b - Tête (Front) (Grx100) c – Cornicule (Grx100) d – Cauda(Grx100)
(photos originales)

I. 3.2.15 - *Macrosiphoniella sanbroni*

Les aptères adultes de *Macrosiphoniella sanborni* sont brillants, de couleur brun-rouge foncée à brun noirâtre, mesurant 1 à 2,3 mm. (Fig.89 a) Les immatures sont de couleur similaire aux adultes. Front avec à bords fortement convergents (Fig.89 b). Les antennes sont très longues, filiformes, sombres à l'exception de la base du segment antennaire III. Les cornicules sont relativement courtes et épais, plus courts que la queue (Fig.89 c) Cauda noire, longue avec une réticulation sur la partie distale (Fig.89 c). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

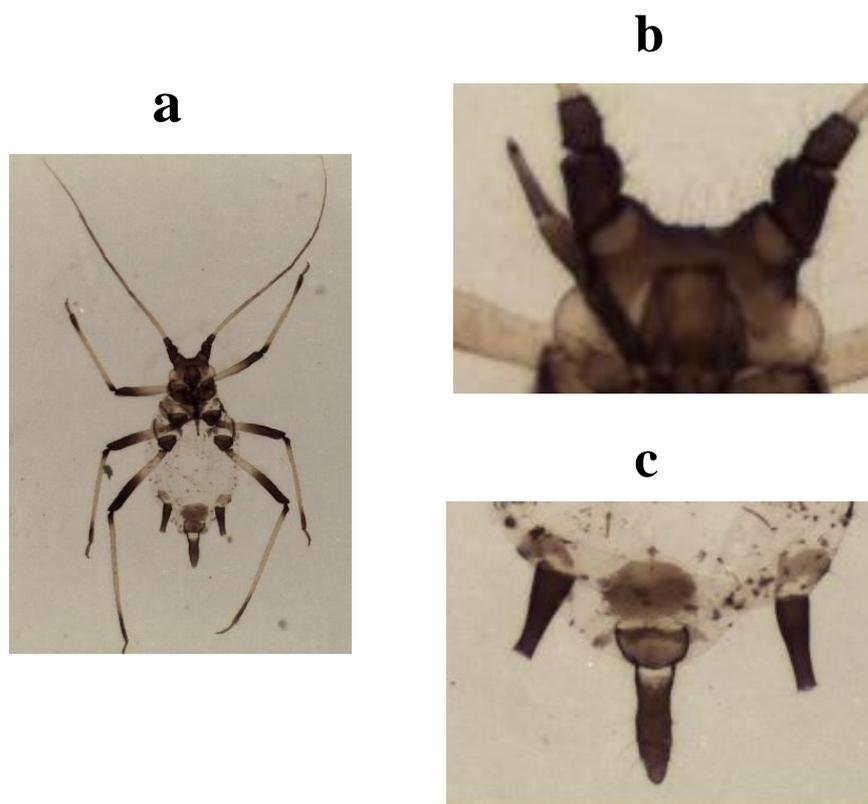


Fig. 89 - Critères d'identification du puceron *Macrosiphoniella sanbroni*

a - Adulte aptère (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100)

c – Cornicule et Cauda avec soies caudales (Grx40) (photos originales)

I. 3.2.16 - *Macrosiphum euphorbiae* (Puceron vert et rose de la pomme de terre)

L'adulte aptère est de taille moyenne à grande mesurant 1,7 à 3,6 mm, il est fusiforme et parfois en forme de poire, de couleur vert ou rose, à sinus frontal à bords divergents (Fig.90 a) à cornicules pâles, dépourvues de collerette distincte mais un peu rétrécie dans la partie subterminale au niveau de la réticulation (Fig.90 b,c). La cauda est longuement lancéiforme (Fig.90 b). Appendices pâles, sauf l'extrémité des antennes rembrunie à noirâtre (LECLANT, 2000). Les antennes sont plus longues que le corps. Les ailées mesurent 1,7 à 3,4 mm. Le front est en forme de U, large et légèrement ouvert. L'abdomen de couleur identique à celui de l'aptère, mais la tête, les antennes, le thorax et les cornicules sont brun-jaunâtre. Les antennes longues sont pigmentées tandis que l'abdomen clair porte des cornicules longues et fines, pâle dans la partie proximale, foncée et réticulée dans la partie distale, avec une réticulation à l'extrémité et légèrement pigmentées, les tubercules antennaires sont bien développés. La cauda est pointue, longue et pâle. Les pattes ont des articulations sombres (HULLE et *al.*, 1998).

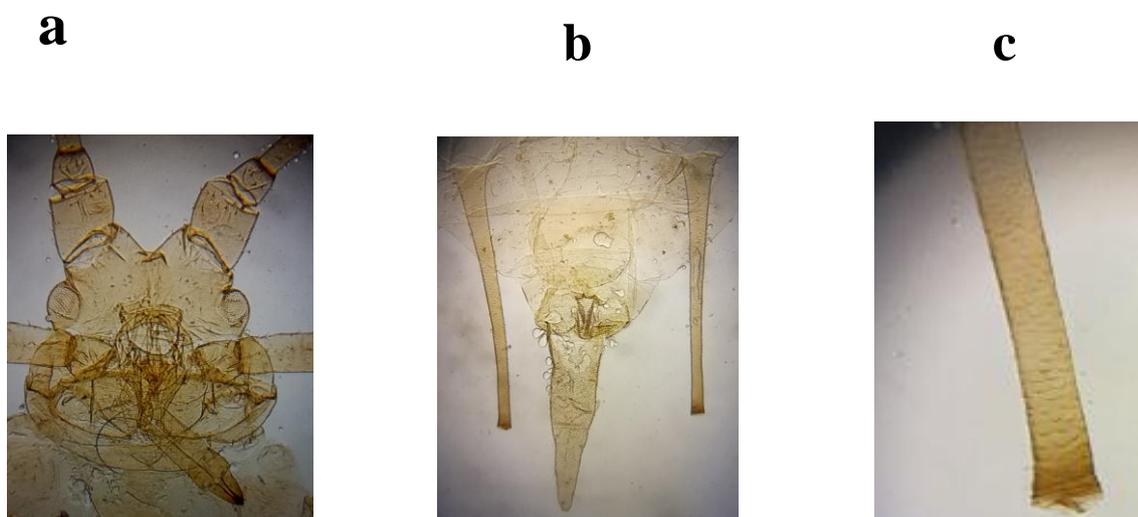


Fig. 90 - Critères d'identification du puceron *Macrosiphum euphorbiae*.

a - Tête (Front) (Grx100) b – Cornicules et cauda (Grx100) c – Cornicule (Grx100)
(photos originales)

I.3.2.17 - *Macrosiphum rosae* (puceron vert ou rose du rosier)

L'adulte aptère mesure 1,7 à 1,6 mm de long, de couleur verte, rose ou brun-rougeâtre, fusiforme (Fig.91 a). Front concave / creux à bords divergents (Fig.91 b). Les pattes sont longues aux articulations noires, les antennes sont longues (Fig.91 a). Les cornicules sont noires, longs, droites et réticulées à l'extrémité (Fig.91 c,d). La cauda longue et claire (Fig.91 e). L'ailé mesure 2,2 à 3,4 mm de long, vert à brun-rosâtre, avec des marques noires nettes de chaque côté de l'abdomen. Les antennes sont longues, noires, avec de nombreuses soies. (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

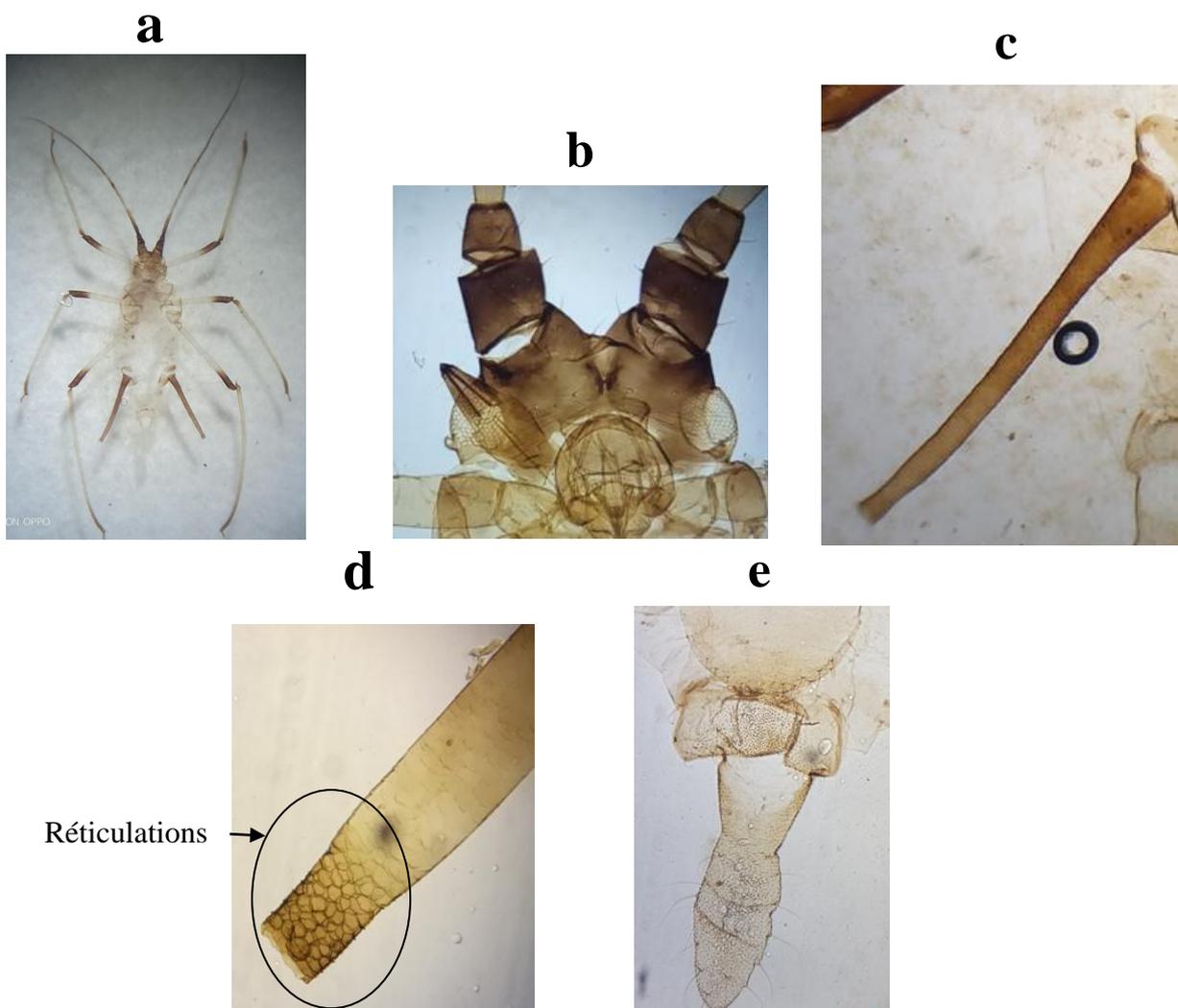


Fig. 91 - Critères d'identification du puceron *Macrosiphum rosae*

a - Adulte aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c –Cornicule (Grx100) d – partie distale de la cornicule (Grx100) e- Cauda (Grx100) (photos originales)

I.3.2.18 - *Myzus persicae* (puceron vert du pêcher)

L'adulte aptère mesure 1,2 à 2,5 mm, sa couleur varie du vert clair à vert jaunâtre, de forme ovale (Fig.92 a). Front avec tubercules frontaux proéminents et à bords convergents (Fig.92 b). Cornicules pâles, droites à légèrement renflées du côté intérieur, plus longues que chez la forme ailée et à l'extrémité rétrécie sous une fine collerette sombre (Fig.92 c). Cauda digitée portant 6 soies (Fig.92 d). Les ailés ont un corps mesurant 1,4 à 2,3 mm, de couleur vert clair. Antennes longues et pigmentées, sauf à la base de l'article III. Abdomen large plaque discale sombre, échancrées latéralement et perforée, sclérites marginaux (Fig 92 f). Cornicules longues, sombres, renflées. Cauda en forme de doigt portant 6 à 8 soies. (HULLE et al., 1999)

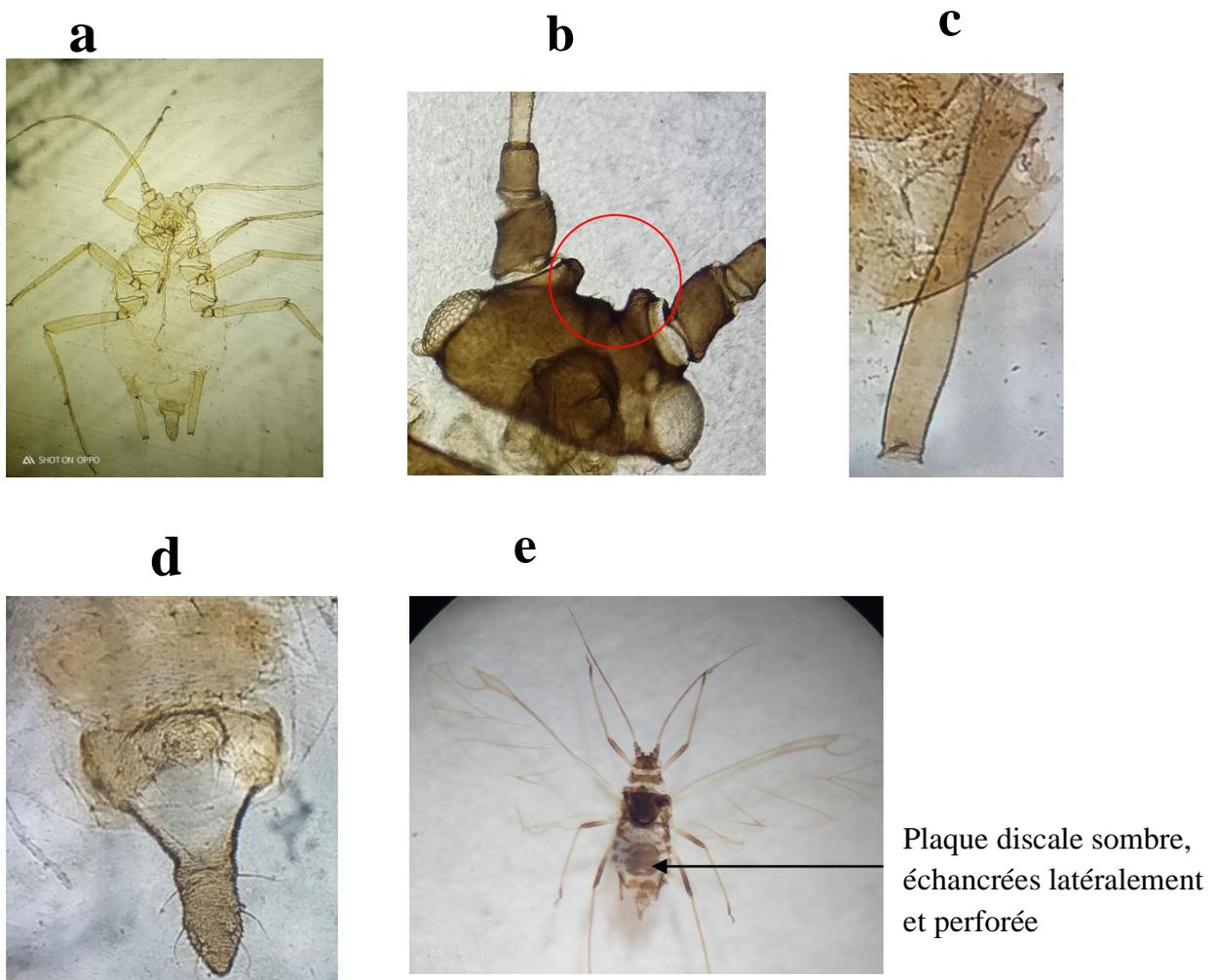


Fig. 92 - Critères d'identification du puceron *Myzus persicae*

a - Adulte aptère (Grx40) b - Tête (Front) (Grx100) c - Cornicule (Grx100) d - Cauda (Grx100)
e - Adulte ailé (Grx40) (photos originales)

I.3.3- Tribu des Atheroidini

I.3.3.1 - *Sipha (Rungsia) maydis* (puceron du maïs)

L'adulte aptère est globuleux, noir brillant mesurant 1 à 2 mm, avec de nombreuses soies sur tout le corps (Fig.93 a) Front légèrement arrondi (Fig.93 b) Cornicules réduites à un pore. Cauda arrondie (Fig.93 c) Antennes courtes claires. L'adulte ailé est brun avec des soies, antennes courtes à 5 articles avec une grande plaque noire à l'arrière de l'abdomen. (HULLE *et al.*, 1999)

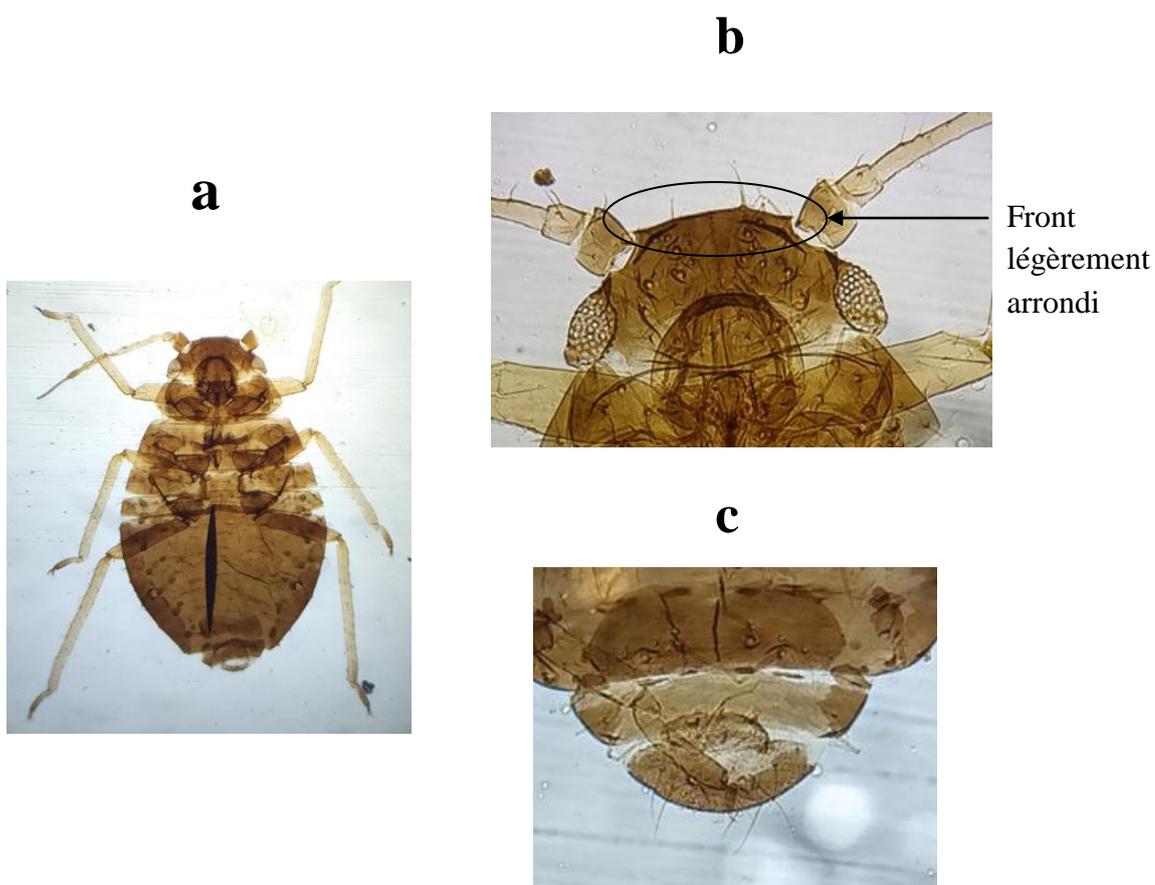


Fig.93 - Critères d'identification du puceron *Sipha (Rungsia) maydis*.

a - Adulte aptère (Grx40) b- Tête (Front) (Grx100) c - Cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.4- Tribu des Greenideini

I. 3.4.1 - *Greenidea ficicola* (puceron du Ficus)

L'adulte aptère a un corps brun, en forme de poire présentant une tête brune, dos lisse avec de gros poils épais fusionnée avec le pronotum. (Fig. 94 a). Le front est plat (Fig. 94 b). Les cornicules sont tubiformes, velues et longues recourbées vers l'extérieur. (Fig.94 c) Cauda arrondie, avec 8 longues soies très fines (Fig.94 d) (HULLE et *al.*, 1999).

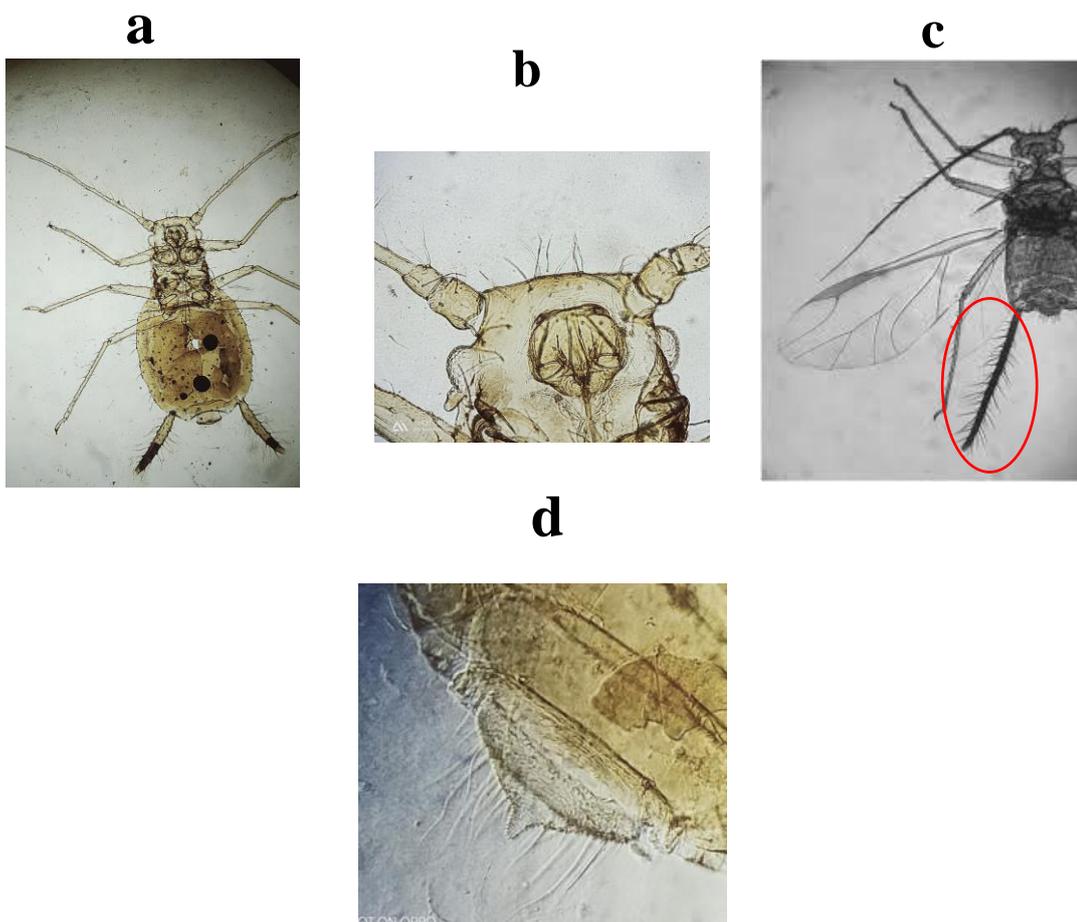


Fig. 94- Critères d'identification du puceron *Greenidea ficicola*

- a - Adulte aptère (Grx40) b – Tête (Front) (Grx100) c- Adulte ailé (Grx40)
d - Cauda avec soies caudales (Grx100)
(photos originales)

I. 3.5- Tribu des Chaitophorini

I. 3.5.1- *Chaitophorus sp* (puceron des peupliers)

L'adulte aptère est vert ou marron, globuleux et présente de nombreuses soies, mesurant 2 à 2,3 mm (Fig.95 a) Le front est plat (Fig.95 c) Les antennes sont courtes et filiformes. Cornicules courtes, cylindriques. L'adulte ailé porte des bandes sombres dorsales et ventrales et des sclérites marginaux très pigmentés (Fig. 95b) Cornicules de longueur égale au diamètre de la base, courtes et cylindrique (Fig.95 d,e). Cauda en bouton portant des soies (Fig. 95e). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

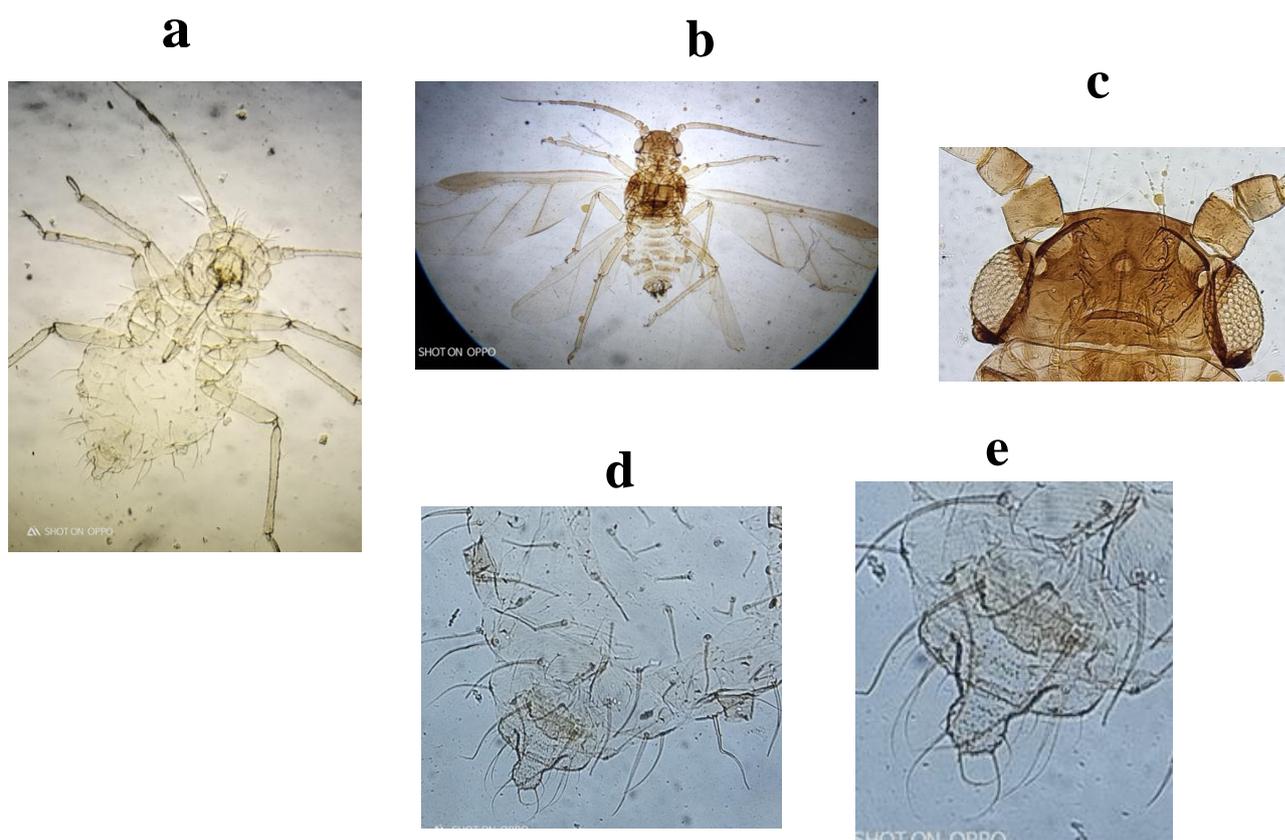


Fig. 95 - Critères d'identification du puceron *Chaitophorus sp*

a - Adultes aptère (Grx40) b - Adulte ailé (Grx40) c – Tête (Front) (Grx100)
d–Cornicules et cauda (Grx100) e – cauda (Grx100)
(photos originales)

I. 3.6- Tribu des Lachnini

I. 3.6.1- *Lachnus roboris* (puceron du chêne)

L'adulte aptère, en forme de poire, brun foncé à bronze brillant (Fig 96.a) avec des cornicules réduites à un pore surélevé sombre, cauda courte (Fig. 96b). Front convexe (Fig. 96 c). Les ailés ressemblent aux aptères, les ailes antérieures sont pigmentées de larges taches et les antennes sont de longueur inférieure à la moitié du corps avec un fouet très court (HULLE et *al.*, 1999) (Fig. 96 d).

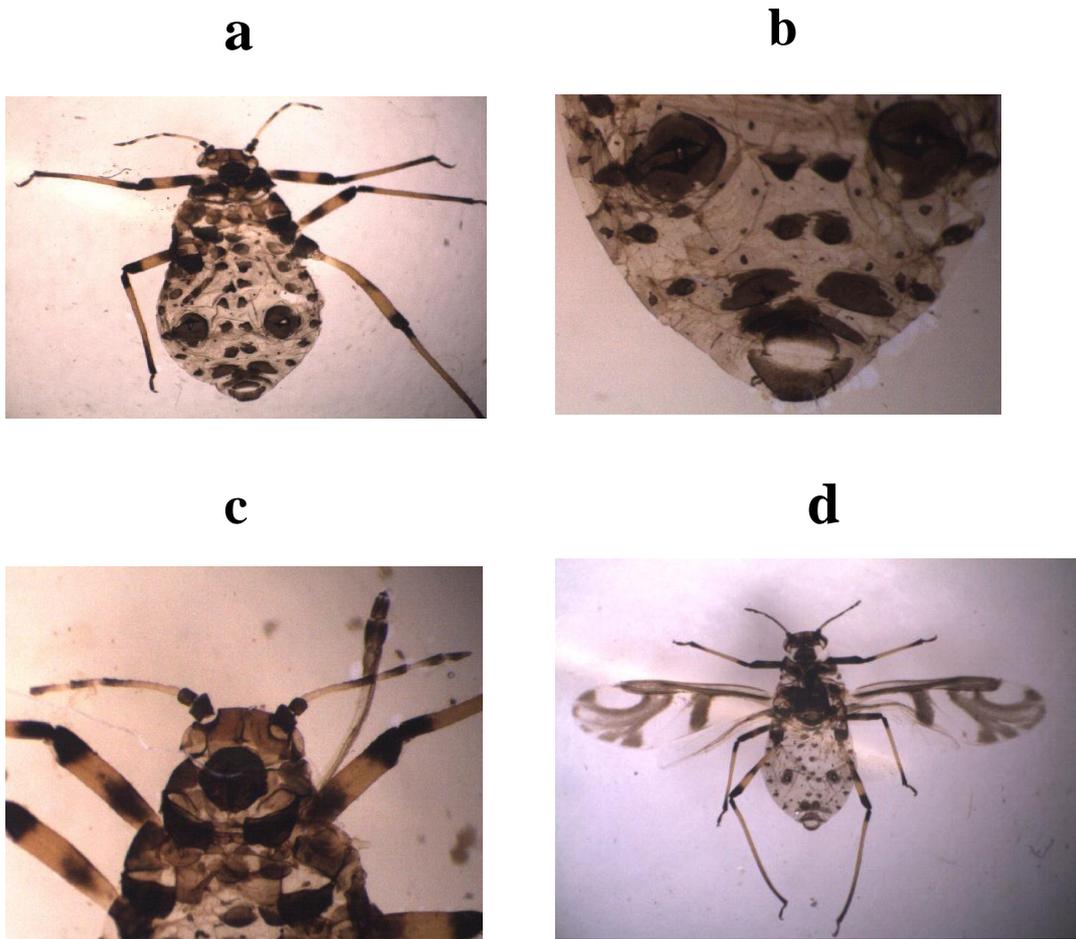


Fig.96 - Critères d'identification du puceron *Lachnus roboris*.

a - Adultes aptère (Grx40) b – Cornicules réduites à un pore et cauda (Grx40) c - Tête (Front) (Grx100) d – Adule ailé (Grx40) (photos originales)

I. 3.7 - Tribu Calaphidini

I. 3.7.1-*Tinocallis (Sappocallis) takachihoensis* (Puceron japonais de l'orme)

L'adulte aptère est de couleur jaune pâle, tête, thorax noirs. Front sinué avec tubercule frontal distinct. Antennes jaunes pâles avec apex des segments foncés, pattes antérieures et moyennes jaunes pâles, 3ème patte jaune pâle avec partie distale noire des fémurs et la partie proximale des tibias. Chez les ailés, les ailes sont pigmentées sur la zone du ptérostigma, avec une nervation de couleur brune caractéristique. Abdomen jaune, tête et thorax brun (Fig.97 a). Les cornicules sont très courtes peu lisibles et cauda en forme de bouton (Fig.97 b). (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

a



b



Fig.97 - Critères d'identification du puceron *Tinocallis (Sappocallis) takachihoensis*

a - Adulte ailé (Grx40) b - Cornicules et cauda (Grx100)

(photos originales)

I. 3.8- Tribu des Panaphidini

I. 3.8.1 - *Hoplocallis pictus* (puceron du chêne vert)

L'adulte aptère est ovale légèrement long de couleur jaune avec des bandes transversales noires, mesurant 1,5 à 2,0 mm (Fig.98 a). Front plat légèrement sinué au milieu (Fig.98 b). Cornicules courtes (Fig.98 c) cauda en bouton portant entre 10 à 15 soies (Fig.98 d). L'adulte ailé est de couleur jaune, thorax noir. La nervation des ailes est enfumée. L'abdomen porte latéralement des sclérites marginales noirs très lisibles. Au milieu, on retrouve sur tout l'abdomen des bandes spinales transversales de couleur noir. Les antennes et les pattes sont pales. (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

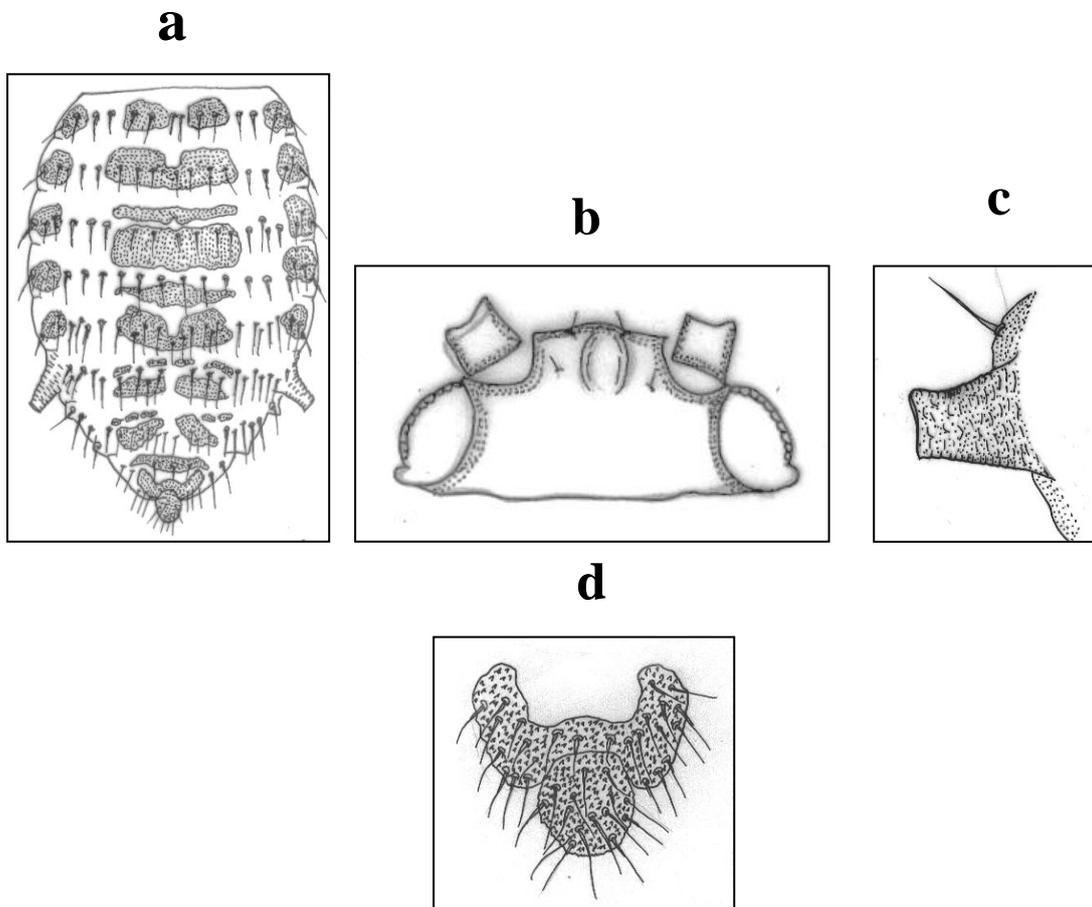


Fig.98- Critères d'identification du puceron *Hoplocallis pictus* (Photo.originale)

a - Abdomen et plaque abdominale d'un aptère b- Tête c- Cornicule d – Cauda

I. 3.8.2 –*Therioaphis trifolii*

L'adulte aptère est de couleur blanchâtre à jaunâtre avec des petites plaques abdominales plus ou moins sombres surmontées d'une soie mesurant 1,4 à 2,0 mm. Front plat (Fig.99c). Cauda en forme de bouton, légèrement pigmentée sur une plaque anale bilobée. Chez l'adulte ailé l'abdomen est clair avec un réseau de petites plaques, les extrémités des nervures alaires enfumées (Fig.99 a) Les cornicules sont très courtes et légèrement pigmentées (Fig.99 d) Cauda en forme de bouton, légèrement pigmentée sur une plaque anale bilobée (Fig.99 b) (BLACKMAN et EASTOP, 2000).

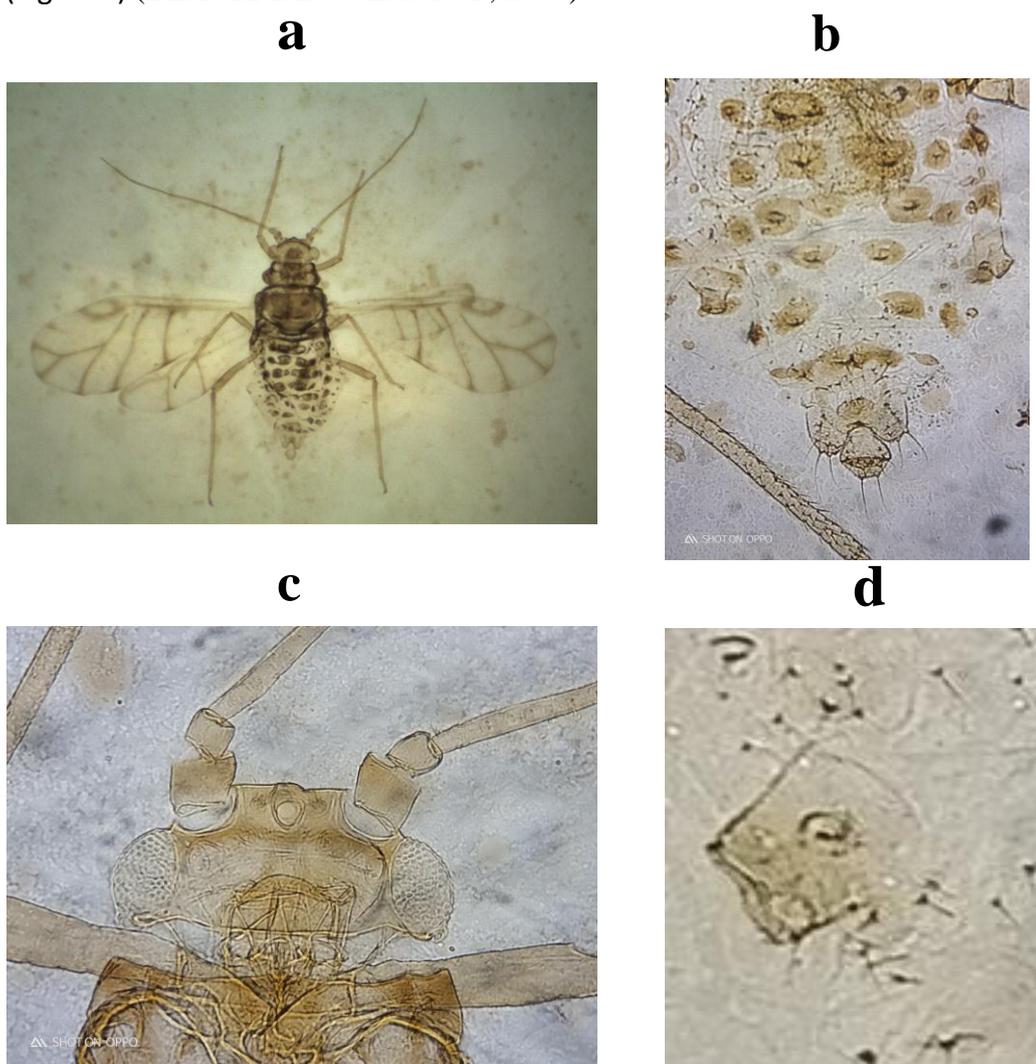


Fig. 99 - Critères d'identification du puceron *Therioaphis trifolii*

a - Adulte ailé (Grx40) b –Plaque anale et cauda (Grx100)
c - Tête (Front) (Grx100) d - Détail de la cornicule(Grx100)
(photos.originales)

I.4 -Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes

La diversité botanique des espèces végétales est représentée par un ensemble de 101 plantes hôtes, réparties dans 36 familles botaniques (Tab.8).

Tableau 8 : Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes

Familles	Nombre de plantes hôtes	Nombre d'espèces de pucerons
Adoxaceae	1	1
Amaranthaceae	2	5
Apiaceae	3	2
Apocynaceae	1	1
Araliaceae	3	2
Asteraceae	14	13
Betulaceae	1	1
Bignoniaceae	5	1
Brassicaceae	4	4
Boraginaceae	2	2
Celastraceae	1	1
Convolvulaceae	1	1
Cucurbitaceae	2	4
Fabaceae	9	7
Fagaceae	3	3
Juglandaceae	1	2
Lythraceae	1	2
Malvaceae	4	3
Myrtaceae	1	1
Moraceae	2	2
Nyctaginaceae	2	2
Oleaceae	1	1
Papaveraceae	1	3
Pittosporaceae	1	2
Poaceae	7	8
Polygonaceae	1	2
Pinaceae	2	2
Rhamnaceae	1	2
Rosaceae	10	11
Rutaceae	3	3
Scrophulariaceae	1	2
Solanaceae	6	8
Ulmaceae	1	1

Verbenaceae	2	1
Vitaceae	1	1

Dans cette étude, 101 plantes hôtes abritant 48 espèces aphidiennes ont été échantillonnées, elles se répartissent en 36 familles botaniques. Certaines de ces familles botaniques comprennent plusieurs représentations plante hôte – puceron, La famille des Asteraceae est la plus représentée en associations plante-puceron (32 associations ; 14 plantes hôtes et 13 pucerons), elle est suivie des Rosaceae qui sont représentées par 28 associations (10 plantes hôtes et 11 pucerons). Les Fabaceae comprennent une représentation de 19 associations plante-puceron (9 plantes hôtes et 7 pucerons). Alors que d'autres familles sont associées à un nombre restreint d'espèces de pucerons; c'est le cas des Moraceae abritant deux espèces de pucerons; *A.gossypii* et *G.ficicola* qui s'installe sur deux plantes hôte du genre *Ficus*, et la famille des Myrtaceae qui abrite un seul puceron ; *H.pictus* sur *E.camadulensis*.

I.5 – Relations trophiques « plantes hôte – puceron »

Au cours de ce travail, les prospections effectuées sur différentes plantes hôtes dans la région d'étude ont permis de dresser dans un premier temps l'ensemble des relations trophiques « plante hôte- puceron » sur différentes cultures (Tab.9)

Tableau 9 : Les relations trophiques entre les pucerons et les plantes hôtes appartenant à différentes cultures dans la région de la Mitidja.

Espèces aphidiennes	plantes hôtes	Familles
<i>A. fabae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Cynara cardunculus</i>	Asteraceae
	<i>Cynara scolymus</i>	Asteraceae
	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fabaceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
	<i>Solanum melongena</i>	Solanaceae
	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
	<i>Capsicum annuum</i>	Solanaceae
	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
	<i>Euonymus japonicas</i>	Celastraceae
	<i>Hedera helix</i>	Araliaceae
	<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae
	<i>Viburnum tinus</i>	Adoxaceae

	<i>Citrus reticulata</i>	Rutaceae
	<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Cirsium arvense</i>	Asteraceae
	<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae
	<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
	<i>Papaver rhoeas</i>	Papaveraceae
	<i>Rumex crispus</i>	Polygonaceae
	<i>Scolymus hispanicus</i>	Asteraceae
	<i>Solanum nigrum</i>	Solanaceae
	<i>Solanum oleraceus</i>	Solanaceae
	<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
<i>A. citricola</i>	<i>Citrus limon</i>	Rutaceae
	<i>Citrus reticulata</i>	Rutaceae
	<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae
<i>A.gossypii</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
	<i>Cucurbita sp</i>	Cucurbitaceae
	<i>Lactuca sativa</i>	Asteraceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
	<i>Euonymus japonicas</i>	Celastraceae
	<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
	<i>Gossypium hirsutum</i>	Malvaceae
	<i>Hedera helix</i>	Araliaceae
	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
	<i>Laurocerasus officinalis</i>	Rosaceae
	<i>Ligustrum japonicum</i>	Oleaceae
	<i>Malvaviscus arboreus</i>	Malvaceae
	<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae
	<i>Podranea brycei</i>	Bignoniaceae
	<i>Podranea ricasoliana</i>	Bignoniaceae
	<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae
	<i>Tecoma capensis</i>	Bignoniaceae
	<i>Punica granatum</i>	Lythraceae
	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
	<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae
<i>A.craccivora</i>	<i>Brassica oleracea</i>	Brassicaceae
	<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
	<i>Cynara scolymus</i>	Asteraceae
	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fabaceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae

	<i>Solanum melongena</i>	Solanaceae
	<i>Bougainvillea spectabilis</i>	Nyctaginaceae
	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
	<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Pyrus communis</i>	Rosaceae
	<i>Amaranthus hybridus</i>	Amaranthaceae
	<i>Moricandia arvensis</i>	Brassicaceae
	<i>Papaver rhoeas</i>	Papaveraceae
	<i>Robinia pseudoacacia</i>	Fabaceae
	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae
	<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
<i>A.hederae</i>	<i>Hedera helix</i>	Araliaceae
	<i>Schefflera sp</i>	Araliaceae
<i>A.nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
<i>A. illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	Vitaceae
<i>A.punicae</i>	<i>Punica granatum</i>	Lythraceae
<i>A.(Protaphis) sp</i>	<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
	<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
<i>A.pomi</i>	<i>Malus communis,</i>	Rosaceae
	<i>Pyrus communis,</i>	Rosaceae
	<i>Cydonia vulgaris</i>	Rosaceae
<i>A. (Aphis) rumicis</i>	<i>Rumex crispus</i>	Polygonaceae
<i>A.(Aphis) ruborum</i>	<i>Rubus sp.</i>	Rosaceae
<i>Aphis frangulae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
<i>A.(Aphis) nasturtii</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
<i>A.solani</i>	<i>Brassica oleraceae</i>	Brassicaceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
	<i>Inula viscosa</i>	Asteraceae
<i>A. pisum</i>	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fabaceae
	<i>Pisum sativum</i>	Fabaceae
	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
	<i>Echium italicum</i>	Boraginaceae
	<i>Inula viscosa</i>	Asteraceae
	<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae
	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
	<i>Papaver rhoeas</i>	Papaveraceae
	<i>silybum marianum</i>	Asteraceae
	<i>Trifolium repens</i>	Fabaceae
	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae
	<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae

<i>R.padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Zea mays</i>	Poaceae
	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
<i>R.maidis</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Zea mays</i>	Poaceae
<i>H. foeniculi</i>	<i>Foeniculum vulgare</i>	Apiaceae
<i>M.donacis</i>	<i>Arundo donax</i>	Poaceae
<i>L.erysimi</i>	<i>Brassica oleracea</i>	Brassicacées
	<i>Vitex agnus-castus</i>	Verbenaceae
<i>T.aurantii</i>	<i>Citrus limon</i>	Rutaceae
	<i>Citrus reticulata</i>	Rutaceae
	<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae
<i>S.avenae</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Zea mays</i>	Poaceae
	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
	<i>Avena sterilis</i>	Poaceae
<i>S.fragariae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Avena sterilis</i>	Poaceae
	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
<i>M. dirhodum</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
<i>H. lactucae</i>	<i>Lactuca sativa</i>	Asteraceae
	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
	<i>Cichorium intybus</i>	Asteraceae
	<i>Inula viscose</i>	Asteraceae
	<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae
	<i>Picris echioides</i>	Asteraceae
	<i>Sonchus oleraceus</i>	Asteraceae
<i>U. sonchi</i>	<i>Eruca vesicaria</i>	Brassicaceae
	<i>Sonchus asper</i>	Asteraceae
	<i>Sonchus oleraceus</i>	Asteraceae
<i>U.aeneum</i>	<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Sonchus asper</i>	Asteraceae
<i>D.plantaginea</i>	<i>Cydonia vulgaris</i>	Rosaceae

	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
<i>H. pruni</i>	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
<i>M. vicia</i>	<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
<i>B.helichrysi</i>	<i>Cynara scolymus</i>	Asteraceae
	<i>Echium vulgare</i>	Boraginaceae
	<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Trifolium sp</i>	Fabaceae
	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
<i>B.cardui</i>	<i>Cynara scolymus</i>	Asteraceae
	<i>Echium vulgare</i>	Boraginaceae
	<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Sonchus asper</i>	Asteraceae
<i>B.persicae</i>	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
<i>M.sanbroni</i>	<i>Callistephus chinensis</i>	Asteraceae
<i>M.euphorbiae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Cynara scolymus</i>	Asteraceae
	<i>Lactuca sativa</i>	Asteraceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
	<i>Solanum melongena</i>	Solanaceae
	<i>Capcicum annuum</i>	Solanaceae
	<i>Rosa sp</i>	Rosaceae
<i>M.rosae</i>	<i>Crataegus pyracantha</i>	Rosaceae
	<i>Rosa sp</i>	Rosaceae
<i>M.persicae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
	<i>Fragaria chiloensis</i>	Rosaceae
	<i>Lactuca sativa</i>	Asteraceae
	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fabaceae
	<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
	<i>Bougainvillea glabra</i>	Nyctaginaceae
	<i>Capcicum annuum</i>	Solanaceae
	<i>Citus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Cydonia vulgaris</i>	Rosaceae
	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus communis</i>	Rosaceae
	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae

	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
	<i>Medicago polymorpha</i>	Fabaceae
	<i>Sinapis arvensis</i>	Brassicaceae
	<i>Sonchus oleraceus</i>	Asteraceae
	<i>Petroselinum sativum</i>	Apiaceae
<i>S. (Rungia) maydis</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
<i>G. ficicola</i>	<i>Ficus carica</i>	Moraceae
	<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
<i>Chaitophorus sp</i>	<i>Populus nigra</i>	Salicaceae
<i>L. roboris</i>	<i>Quercus ilex</i>	Fagaceae
	<i>Quercus suber</i>	Fagaceae
<i>T. takachihoensis</i>	<i>Ulmus minor</i>	Ulmaceae
<i>H. pictus</i>	<i>Cedrus atlantica</i>	Pinaceae
	<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Myrtaceae
	<i>Pinus halepensis</i>	Pinaceae
	<i>Quercus suber</i>	Fagaceae
<i>T. trifolii</i>	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae
	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Trifolium rubens</i>	Fabaceae
<i>M. coryli</i>	<i>Corylus avellana</i>	Betulaceae
	<i>Juglans regia</i>	Juglandacées
<i>C. juglandicola</i>	<i>Juglans regia</i>	Juglandacées
	<i>Pinus halepensis</i>	Pinaceae
	<i>Quercus canariensis</i>	Fagaceae

L'analyse des résultats indique un total de 48 espèces aphidiennes trouvées sur 101 espèces végétales réparties en 36 familles botaniques, ainsi 214 interactions ditrophiques sont établies entre les pucerons et leurs plantes hôtes dans la région de la Mitidja.

Aphis fabae est le puceron le plus polyphage, il a pu s'installer sur 26 plantes hôtes à 13 familles botaniques ; Adoxaceae, Amaranthaceae, Araliaceae, Asteraceae, Celastraceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Malvaceae, Papaveraceae, Polygonaceae, Rhamnaceae, Rutaceae et Solanaceae (8 cultures maraîchères, 6 plantes ornementales et florales, 2 arbres fruitiers, 9 adventices et une plante fourragère).

En deuxième position, *Aphis gossypii*, retrouvé sur 22 espèces végétales à 16 familles botaniques ; Amaranthaceae, Araliaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Celastraceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Lythraceae, Malvaceae, Moraceae, Oleaceae, Pittosporaceae, Rhamnaceae, Rosaceae, Scrophulariaceae et Solanaceae (5 espèces sur cultures maraîchères,

14 plantes ornementales, un seul arbre fruitier et 2 mauvaises herbes). Les espèces *Myzus persicae*, *Aphis craccivora* et *Acyrtosiphum pisum* sont aussi très polyphages en établissant respectivement 19, 17 et 12 associations.

Myzus persicae s'attaque à 19 espèces appartenant à 11 familles botaniques ; Amaranthaceae, Apiaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Malvaceae, Nyctaginaceae, Rosaceae, Rutaceae et Solanaceae. (06 espèces sur cultures maraîchères, 02 plantes ornementales, 06 arbres fruitiers, 4 mauvaises herbes et sur le persil).

Certaines espèces se limitent à une seule plante hôte, c'est le cas du puceron du laurier rose *Aphis nerri* sur *Nerium oleander* (Apocynaceae) et du puceron de la vigne *Aphis illinoisensis* sur *Vitis vinifera* (Vitaceae).

En cultures maraîchères, 15 espèces aphidiennes ont été recensées sur 15 espèces végétales réparties en 8 familles botaniques, formant ainsi 44 associations bi-trophiques. *A.fabae* est l'espèce la plus dominante, elle a été retrouvée sur 8 plantes hôtes, elle est suivie de *A.craccivora*, *M.euphorbiae* et *M.persicae* qui s'attaquent à 6 cultures.

En arboriculture fruitière et viticulture, 16 espèces aphidiennes ont été recensées ; 15 sur 14 arbres fruitiers et une seule espèce sur la vigne, formant ainsi 39 associations bi-trophiques. *M.persicae* est l'espèce la plus dominante, elle a été retrouvée sur 5 Rosaceae et une espèce d'agrumes.

En horticulture, 16 espèces aphidiennes ont été retrouvées sur 25 plantes ornementales et florales appartenant à 16 familles botaniques, un total de 39 associations plante hôte – puceron a été formé. L'espèce la plus dominante est *A.gossypii* en s'attaquant à 14 espèces végétales.

Sur 9 essences forestières appartenant à 6 familles botaniques, 7 espèces aphidiennes ont été retrouvées formant 12 relations plante hôte – puceron. *H.pictus* est l'espèce la plus dominante, elle a été notée sur 4 arbres.

En grandes cultures, 10 espèces de pucerons sont notées sur 6 plantes hôtes appartenant à deux familles botaniques, celle des Fabaceae et celle des Poaceae. 25 associations ont été formées.

Les 29 espèces de mauvaises herbes appartenant à 12 familles botaniques, abritent 19 espèces de pucerons, 52 associations plante hôte- puceron ont été formées.

II – Etude des espèces de parasitoïdes échantillonnées dans la région de la Mitidja

II .1 – Les parasitoïdes primaires

II .1.1 –Liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Les résultats de l’inventaire des hyménoptères parasitoïdes primaires récoltés à partir des momies des pucerons inféodés à différentes plantes hôtes à travers la région de la Mitidja au cours des années 2017 et 2018 sont regroupés dans le tableau 10 suivant :

Tableau 10: Liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Ordre	Famille	Sous-familles	Tribus	Genres	Espèces
Hymenoptera	Braconidae	Aphidiinae	Aphidiini	<i>Aphidius</i>	<i>Aphidius matricariae</i> Haliday, 1834
					<i>Aphidius ervi</i> Haliday, 1834
					<i>Aphidius colemani</i> Viereck, 1912
					<i>Aphidius transcaspicus</i> Telenga, 1958
					<i>Aphidius avenae</i> Haliday, 1834
					<i>Aphidius aquilus</i> Nees, 1818
					<i>Aphidius ribis</i> Haliday, 1834
					<i>Aphidius rhopalosiphi</i> Stephani Perez 1902
			<i>Diaeretiella</i>	<i>Diaeretiella rapae</i> M'intosh, 1855	
			<i>Lysiphlebus</i>	<i>Lysiphlebus testaceipes</i> Cresson, 1880	
				<i>Lysiphlebus fabarum</i> Marshall, 1896	
				<i>Lysiphlebus cardui</i> Marshall, 1896	
			Praini	<i>Praon</i>	<i>Praon volucre</i> Haliday, 1833
			<i>Praon yomanae</i> Takada, 1968		
Ephedrini	<i>Ephedrus</i>	<i>Ephedrus plagiator</i> Nees, 1811			
	<i>Toraxes</i>	<i>Toraxes deltiger</i> Haliday, 1833			
Trioxini	<i>Binodoxys</i>	<i>Binodoxys angelicae</i> Haliday, 1833			

Les espèces de parasitoïdes des pucerons recensés dont l’inventaire est reporté dans le tableau ci-dessus, appartiennent à l’ordre des Hymenoptera, la super-famille des Ichneumonoidea, la famille des Braconidae, la sous – famille des Aphidiinae qui regroupe quatre tribus ; Aphidiini, Praini, Ephedrini et Trioxini et sept genres ; *Aphidius*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon*, *Ephedrus*, *Toraxes* et *Binodoxys*. Celui des *Aphidius* prédomine avec huit espèces: *Aphidius matricariae*, *Aphidius ervi*, *Aphidius colemani*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae*, *Aphidius aquilus*, *Aphidius rhopalosiphi* et *Aphidius ribis*. Il est suivi par le genre *Lysiphlebus* avec trois espèces : *Lysiphlebus testaceipes*, *Lysiphlebus fabarum* et

Lysiphlebus cardui. Le genre *Praon* renferme deux espèces ; *Praon volucre* et *Praon yomanae*. Les autres genres sont représentés par une seule espèce chacun ; *Ephedrus plagiator*, *Binodoxys angelicae*, *Diaeretiella rapae*, *Toraxes deltiger*.

II.1.2 Richesse spécifique totale (S) des espèces de parasitoïdes primaires dans la région de la Mitidja

La richesse spécifique totale des espèces de parasitoïdes primaires dans la région d'étude est de 17 espèces de parasitoïdes primaires

Tableau 11 - Richesse spécifique totale des espèces de parasitoïdes inventoriées sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude en 2017- 2018

Espèces/ cultures	Cultures maraîchères	arboriculture fruitière	Horticulture	Grandes cultures	Essences forestières	Adventices
<i>A.matricariae</i>	X	X	X	X	X	X
<i>A.ervi</i>	X	X	X	X		X
<i>A.colemani</i>	X	X	X	X		X
<i>A.transcaspicus</i>		X				
<i>A.avenae</i>				X		X
<i>A.aquilus</i>					X	
<i>A.ribis</i>						X
<i>A.rhopalosiphi</i>				X		
<i>D.rapae</i>	X	X	X	X	X	X
<i>L.testaceipe</i>	X	X	X	X	X	X
<i>L.fabarum</i>	X	X	X	X	X	
<i>L.cardui</i>						X
<i>P.volucre</i>	X	X	X	X		X
<i>P.yomanae</i>			X			X
<i>E.plagiator</i>	X	X		X		
<i>T.deltiger</i>					X	
<i>B.angelicae</i>	X	X	X	X	X	X
Richesse totale :	9	10	9	11	7	11
17 espèces						

Un total de 17 espèces de parasitoïdes primaires a été noté sur différentes cultures et mauvaises herbes dans la région d'étude ; un nombre de 11 espèces a été retenu en grandes cultures et sur les adventices, 10 espèces en arboriculture fruitière et viticulture, 9 espèces en

cultures maraîchères et en horticulture et, enfin 7 espèces sont notées sur les essences forestières en milieu urbain (Fig.100)

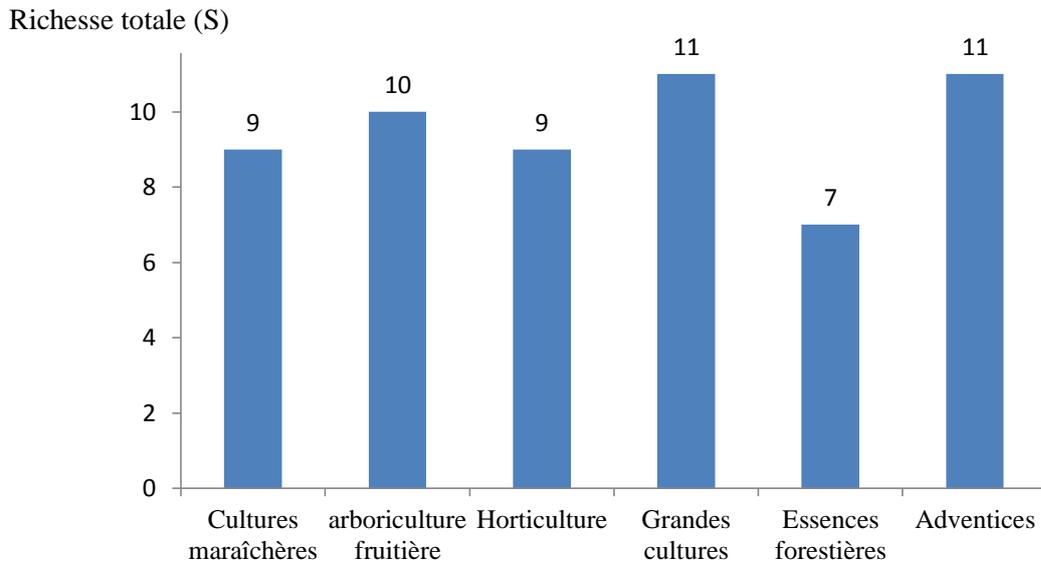


Fig. 100– Richesse totale des espèces de parasitoïdes en fonction de la catégorie des plantes hôtes (différentes cultures et adventices)

II.1.3 - Systématiques de quelques espèces de parasitoïdes primaires

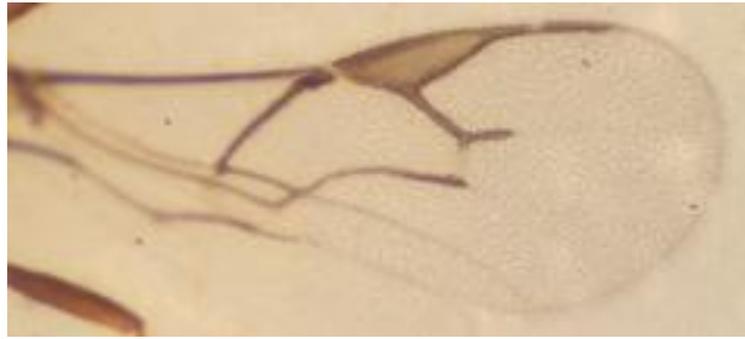
II.1.3.1 - Genre *Aphidius* Nees, 1818

II .1.3.1.1 - *Aphidius matricariae*

Antennes de 14 à 15 articles chez la femelle (Fig. 101) . Aile : cellules 5,2 et 3 réunies et la cellule 1 est ouverte (Fig.102)



Fig



)

Fig. 102 – Aile d'*Aphidius matricariae* (Grx40) (photo.originale)

II.1.3.1.2 - *Aphidius ervi*

Antennes portant entre 17 ou 18 articles chez les femelles(Fig.103). Les cellules 5, 2 et 3 des ailes sont réunies ; cellule 1 ouverte (Fig. 104).



Fig.103- Adulte d'*Aphidius ervi* (Grx40) (photo.originale)



Fig.104 - Aile d'*Aphidius ervi* (Grx40) (photo.originale)

II.1.3.2- Genre *Diaeretiella*

II.1.3.2.1- *Diaeretiella rapae*

Antenne de 14 articles chez les femelles, plus rarement 13 ou 15. Aile: seule la nervation 3-SR est présente et courte (Fig.106). Ovipositeur avec l'apex carré (Fig., 105).



Fig. 105 - Adulte de *Diaeretiella rapae* (Grx40) (photo.originale)



Fig. 106 - Aile de *Diaeretiella rapae* (Grx40) (photo.originale)

II.1.3.3– Genre *Lysiphlebus*

II.1.3.3.1- *Lysiphlebus fabarum*

Antenne de 12 ou 13 articles chez les femelles (plus rarement 16) (Fig.107). Aile : 3-SR +SR1, r-m et seulement une partie de 3-M (en forme de T) (Fig.108), soies très courtes à l'apex de l'aile (Fig.109).



Fig. 107 – Adulte *Lysiphlebus fabarum* (Grx40) (photo.originale)



Fig. 108 - Aile de *Lysiphlebus fabarum* (Grx40) (photo.originale)



Fig. 109 - Antennes de *Lysiphlebus fabarum* (Grx40) (photo.originale)

II.1.3.4- Genre *Praon*

II.1.3.4.1 - *Praon volucre* Haliday, 1833

Antenne de 16 à 18 articles chez les femelles (Fig.110) Aile : nervures 2-SR et r-m absentes. 1-SR+M effacée dans la partie postérieure. m-cu est bien marquée (Fig.111). Il nymphose dans un cocon sous la momie (Fig.112).



Fig. 110 - Adulte de *Praon volucre* (Grx40) (photo.originale)

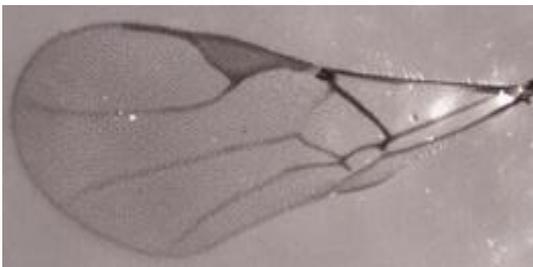


Fig. 111 - Aile de *Praon volucre* (Grx40) (photo.originale) **Fig. 112** - Momie blanche avec un cocon

II. 1.4 – Interactions tritrophiques plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire

Dans cette partie, nous allons déterminer les différentes associations plante hôte – puceron-hyménoptère parasitoïde primaire ainsi ressortir les préférences de chaque espèce de parasitoïde primaire.

Tableau 12 : Différentes interactions tri trophiques plantes hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire sur plantes cultivées et spontanées dans différentes localités dans la région de la Mitidja.

Parasitoïdes	Pucerons	Espèces végétales	Familles
<i>A. matricariae</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
		<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
		<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
		<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
		<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
		<i>Cirsium arvense</i>	Asteraceae
		<i>Viburnum tinus</i>	Adoxaceae
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae
		<i>Robinia pseudoacacia</i>	Fabaceae
	<i>Dysaphis plantaginea</i>	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Aphis punicae</i>	<i>Punica granatum</i>	Lythracées
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
		<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
		<i>Podranea brycei</i>	Bignoniaceae
		<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae
		<i>Ligustrum japonicum</i>	Oleaceae
	<i>Melanaphis donacis</i>	<i>Arundo donax</i>	Poaceae
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
		<i>Medicago polymorpha</i>	Fabaceae
		<i>Sinapis arvensis</i>	Brassicaceae
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
<i>Triticum vulgare</i>		Poaceae	
<i>Hordeum murinum</i>		Poaceae	
<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae	
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae	
<i>A. ribis</i>	<i>Lipaphis erysimi</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	Verbenaceae
	<i>Aphis (Aphis) ruborum</i>	<i>Rubus sp</i>	Rosaceae

<i>A. rhopalosiphi</i>	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
<i>A. ervi</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
		<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
		<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
		<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Aphis pomi</i>	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Avena sterilis</i>	Poaceae
		<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Sitobion fragariae</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
		<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
		<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
	<i>Melanaphis donacis</i>	<i>Arono donax</i>	Poaceae
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>	Asteraceae
	<i>Macrosiphoniella sanbroni</i>	<i>Callistephus chinensis</i>	Asteraceae
	<i>Aphis frangulae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
	<i>Aphis nasturtii</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae
		<i>Echium italicum</i>	Boraginaceae
		<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
		<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
<i>Scolymus hispanicus</i>		Asteraceae	
<i>Malva sylvestris</i>		Malvaceae	
<i>Hedera helix</i>		Araliaceae	
	<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae	
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Cichorium intybus</i>	Asteraceae	
<i>A. colemani</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
		<i>Prunus percica</i>	Rosaceae
		<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Aphis pomi</i>	<i>Malus communis</i>	Rosaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
		<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Prunus percica</i>	Rosaceae
<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae	
	<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae	

	<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
		<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
		<i>Viburnum tinus</i>	Adoxaceae
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vicia sativa</i>	Fabaceae
	<i>Aphis rumicis</i>	<i>Rumex crispus</i>	Polygonaceae
<i>A. transcaspicus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
		<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
		<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
<i>A. avenae</i>	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
		<i>Avena sterilis</i>	Poaceae
	<i>Sitobion fragariae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
		<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
		<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
<i>A. aquilus</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Silybum marianum</i>	Asteraceae
<i>L. testaceipes</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	Verbenaceae
		<i>Verbena officinallis</i>	Verbenaceae
	<i>Lipaphis erysimi</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	Verbenaceae
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Euonymus japonicus</i>	Celastraceae
		<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
		<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae
	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	Vitaceae
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae
		<i>Citrus limon</i>	Rutaceae
		<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Aphis citricola</i>	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae
	<i>Aphis hederae</i>	<i>Schefflera sp</i>	Araliaceae
		<i>Hedera helix</i>	Araliaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
		<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
		<i>Podranea ricasoliana</i>	Bignoniaceae
		<i>Malvascus arboreus</i>	Malvaceae
		<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae
		<i>Tecoma capensis</i>	Bignoniaceae
		<i>Laurocerasus officinalis</i>	Rosaceae
		<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
		<i>Bougainvillea glabra</i>	Nyctaginaceae
		<i>Hibiscus arboreus</i>	Malvaceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae

		<i>Triticum durum</i>	Poaceae
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
	<i>Uroleucon aeneum</i>	<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Hyadaphis coriandri</i>	<i>Coriandrum sativum</i>	Apiaceae
	<i>Hyperomyzus lactuacae</i>	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
	<i>Aphis frangulae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae
	<i>Brachycaudus helichrysi</i>	<i>Rumex crispus</i>	Polygonaceae
		<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae
		<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
<i>L. fabarum</i>	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
	<i>Aphis citricola</i>	<i>Citrus limon</i>	Rutaceae
		<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
		<i>Ficus retusa</i>	Moraceae
		<i>Robinia pseudoacacia</i>	Fabaceae
		<i>Myoporum laetum</i>	Scrophulariaceae
<i>Aphis craccivora</i>	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae	
<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae	
<i>L. cardui</i>	<i>Brachycaudus cardui</i>	<i>Echium italicum</i>	Boraginaceae
		<i>Echium vulgare</i>	Boraginaceae
<i>B. angelicae</i>	<i>Hoplocalis pictus</i>	<i>Cedrus atlantica</i>	Pinaceae
	<i>Rhoplosiphum maidis</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	Poaceae
		<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia faba</i>	Fabaceae
		<i>Solanum nigrum</i>	Solanaceae
		<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
<i>Aphis citricola</i>	<i>Pittosporum tobira</i>	Pittosporaceae	
	<i>Citrus reticulata</i>	Rutaceae	
<i>D. rapae</i>	<i>Myzus persicae</i>	<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
	<i>Sitobion fragariae</i>	<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	Malvaceae
	<i>Hyperomyzus lactuacae</i>	<i>Lactuca serriola</i>	Asteraceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Convolvulus arvensis</i>	Convolvulaceae
	<i>Hoplocallis pictus</i>	<i>Quercus suber</i>	Fagaceae
		<i>Eucalyptus camaldulensis</i>	Myrtaceae
		<i>Pinus halipensis</i>	Pinaceae
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Robinia pseudoacacia</i>	Fabaceae
		<i>Brassica oleraceae</i>	Brassicaceae
<i>Moricandia arvensis</i>		Brassicaceae	
<i>E. plagiator</i>	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
		<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae

	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
		<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
		<i>Euonymus japonicus</i>	Celastraceae
<i>Rhamnus alaternus</i>		Rhamnaceae	
<i>P.yomanae</i>	<i>Ureulecon sonchi</i>	<i>Rhamnus alaternus</i>	Rhamnaceae
		<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Uroleucon aeneum</i>	<i>Sonchus asper</i>	Asteraceae
		<i>Galactites tomentosa</i>	Asteraceae
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
<i>T. deltiger</i>	<i>Hoplocallis pictus</i>	<i>Quercus suber</i>	Fagaceae
		<i>Cedrus atlantica</i>	Pinaceae
		<i>Pinus halypensis</i>	Pinaceae
<i>P. volucre</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus dulcis</i>	Rosaceae
		<i>Prunus armeniaca</i>	Rosaceae
		<i>Prunus persica</i>	Rosaceae
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Lactuca seriola</i>	Asteraceae
		<i>Cestrum nocturnum</i>	Solanaceae
		<i>Cichorium intybus</i>	Asteraceae
	<i>Sitobion fragariae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
		<i>Hordeum murinum</i>	Poaceae
		<i>Avena sterilis</i>	Poaceae
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Triticum durum</i>	Poaceae
		<i>Triticum vulgare</i>	Poaceae
	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Eruca vesicaria</i>	Brassicaceae
		<i>Sonchus oleraceae</i>	Asteraceae
		<i>Sonchus asper</i>	Asteraceae
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Malva sylvestris</i>	Malvaceae
<i>Aphis craccivora</i>	<i>Medicago sativa</i>	Fabaceae	

Tableau 13 -Importance des espèces de pucerons parasités, des espèces de plantes hôtes et des associations tritrophiques établies par chaque espèce de parasitoïde

Parasitoïdes primaires	Pucerons parasités	Plantes hôtes	Associations Tritrophiques
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	18	31	36
<i>Aphidius ervi</i>	16	24	32
<i>Aphidiusmatricariae</i>	10	24	25
<i>Praon volucre</i>	9	17	18
<i>Aphidius colemani</i>	8	10	12
<i>Diaeretiella rapae</i>	7	11	11
<i>Binodoxys angelicae</i>	6	10	10
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	5	9	9
<i>Ephedrus plagiator</i>	3	7	7
<i>Aphidius avenae</i>	3	5	7
<i>Praon yomanae</i>	3	4	5
<i>Aphidius ribis</i>	2	2	2
<i>Aphidius rhopalosiphi</i>	2	2	2
<i>Aphidius aquilus</i>	1	1	1
<i>Aphidius transcaspicus</i>	1	3	3
<i>Lysiphlebus cardui</i>	1	2	2
<i>Toraxes deltiger</i>	1	3	3

D'après les résultats ci- dessus 17 espèces de parasitoïdes primaires ont émergé des momies de 34 espèces de pucerons installées sur 70 espèces de plantes hôtes. Ces trois niveaux trophiques ont pu former 190 associations (plante-puceron-hyménoptère parasitoïde primaire) (Tab.13)

L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* s'est montré la plus présente/active en parasitant 17 espèces aphidiennes soit un taux de 50 % des espèces de pucerons parasitées sur 31 plantes hôtes appartenant à 21 familles botaniques établissant ainsi 36 associations tritrophiques. En deuxième position, *Aphidius ervi* a pu parasiter 16 espèces de pucerons sur 24 plantes hôtes appartenant à 12 familles botaniques formant ainsi 32 associations tritrophiques. De sa part, *Aphidius matricariae* s'est attaqué à 10 espèces de pucerons abritées par 24 plantes hôtes formant ainsi 25 associations (Fig.113).

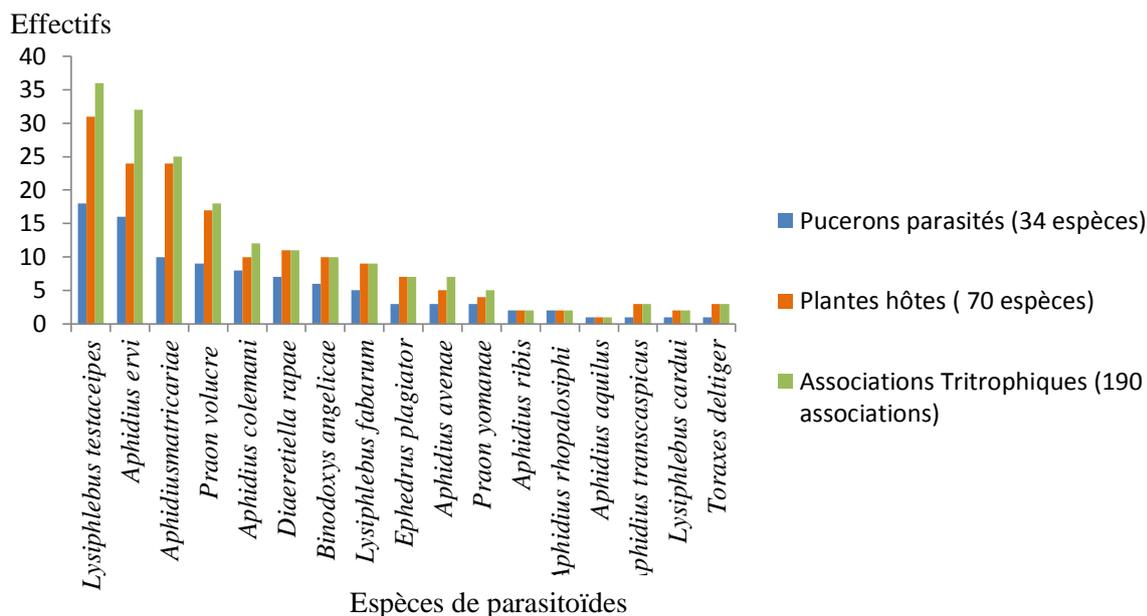


Fig.113 - Importance des espèces de pucerons parasités, des espèces de plantes hôtes et des associations tritrophiques établies par chaque espèce de parasitoïde

II.1.5 – Evaluation des émergences des parasites à partir des momies

Tableau 14- Importance des hyménoptères parasitoïdes émergés à partir des momies collectées à travers différentes localités de la région d'étude en 2017 - 2018

N°	Espèce de parasite	Relevés	Momies	Emergences	% Espèce
1	<i>Aphidius ervi</i>	54	1546	1056	68,3
2	<i>Aphidius matricariae</i>	34	958	881	91,96
3	<i>Aphidius colemani</i>	17	211	187	88,62
4	<i>Aphidius ribis</i>	1	6	2	33,33
5	<i>Aphidius aquilus</i>	1	11	7	63,63
6	<i>Aphidius transcaspicus</i>	5	25	21	84
7	<i>Aphidius avenae</i>	16	189	131	69,31
8	<i>Aphidius rhopalosiphi</i>	10	120	85	70,83
9	<i>Binodoxys angelicae</i>	5	65	42	64,61
10	<i>Diaeretiella rapae</i>	11	245	220	89,79
11	<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	71	2626	2042	77,76
12	<i>Lysiphlebus fabarum</i>	8	351	295	84,04
13	<i>Lysiphlebus cardui</i>	3	31	21	67,74
14	<i>Praon volucre</i>	19	174	122	70,11
15	<i>Praon yamonae</i>	5	56	48	85,71
16	<i>Ephedrus plagiator</i>	6	156	115	73,71
17	<i>Toraxes deltiger</i>	3	25	8	32
Total		269	6795	5283	77,74

Sur les 6795 momies trouvées et conservées au laboratoire dans des boîtes de Pétri, un nombre de 5283 a (77.74 %). Ce taux d'émergence varie entre 32 % et 91,96 % .*A. matricariae* , *D.rapae* et *A.colemani* ont enregistré les taux d'émergence les plus importants et sont respectivement 91.96 %, 89,79 % et 88,62% (Fig.114)

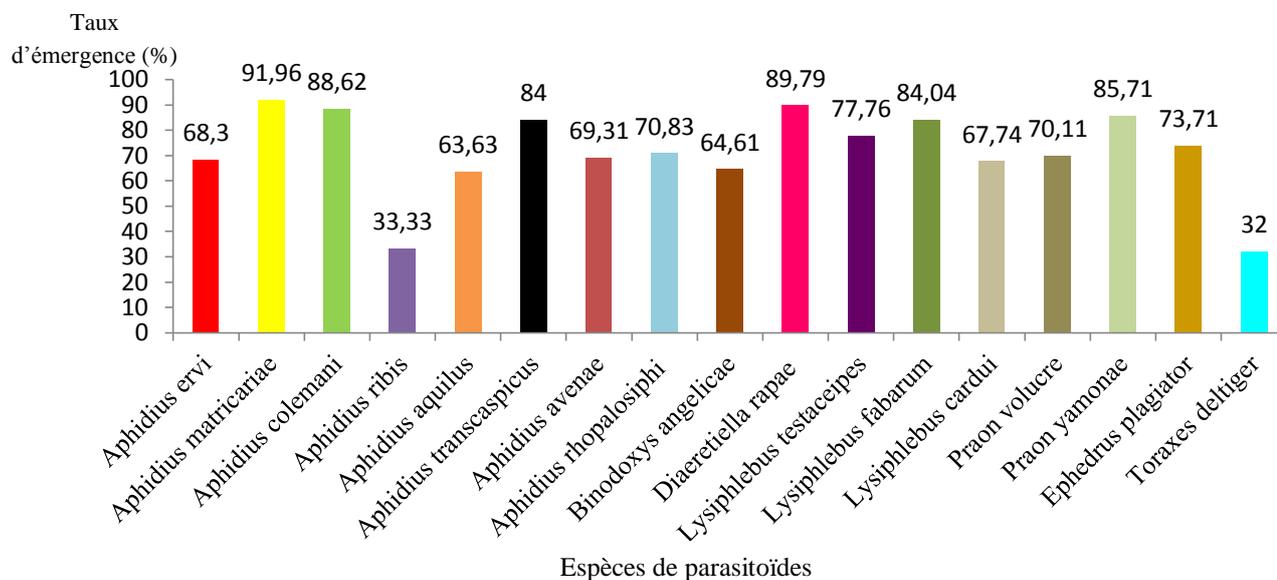


Fig. 114- Taux d'émergence en fonction des espèces des hyménoptères parasitoïdes primaires

II.1.6- Analyse factorielle des correspondances appliquée aux espèces de pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes récoltés sur différentes catégories de plantes hôtes (cultures et adventices)

L'analyse factorielle des correspondances a pour but de mettre en évidence la répartition des différentes espèces de pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes échantillonnées en fonction des différentes catégories des plantes hôtes (cultures et adventices) (Fig.115). Le tableau de traitements des données utilisées dans cette analyse sont en annexe.

La contribution des espèces à l'inertie totale pour la construction des axes est égale à 29.84 % pour l'axe 1 et 25.87 % pour l'axe 2. La somme des deux contributions à l'inertie totale est de 55,71 %. Sur le graphique ci-dessous, défini par les axes 1 et 2 les cultures sont réparties entre 4 quadrants. Dans le premier quadrant se situent les adventices et les grandes cultures. Dans le second, les essences forestières. Dans le troisième quadrant apparaissent les cultures maraîchères, l'horticulture. Le quatrième quadrant renferme l'arboriculture fruitière et viticulture. En ce qui concerne la répartition des espèces en fonction des quadrants, il est à

noter la formation de 20 groupements désignés par A, B, C, D, E, F,G, H, I, J, K, L, M, N, O, P, Q, R, S, T .

Le groupement A renferme huit espèces associées uniquement aux adventices (sp11, sp12, sp20, sp27,sp28, sp31, sp54, sp59) qui représentent respectivement (*A.rumicis*, *A.ruborum*, *M.donacis*, *U.sonchi*, *U.aeneum*, *M.vicia*, *A.ribis* et *L.cardui*). Le groupement B renferme deux espèces retrouvées en grandes cultures (sp39 et sp55) qui représentent respectivement (*S.maydis* et *A.rhopalosiphi*). Le groupement C englobe deux espèces communes aux adventices et grandes cultures ; *T. trifolii* (sp45) et *A.avenae* (sp52). Le groupement D correspond aux trois espèces retrouvées sur les cultures maraîchères ; *A.frangulae* (sp13) , *A. nasturtii* (sp14) et *H. foeniculi*(sp19). Le groupement E comprend les trois espèces communes aux cultures maraîchères et adventices ; *L. erysimi* (sp21) *B. helichrysi* (sp32) et *B. cardui* (sp33). Le groupement F renferme six espèces retrouvées uniquement sur les essences forestières ; *Chaitophorus sp* (sp41), *L. roboris* (sp42), *T. takachihoensis* (sp43), *H. pictus* (sp44), *A.aquilus* (sp53), *T.deltiger* (sp63). Le groupement G renferme sept espèces notées en arboriculture fruitière et viticulture seulement ; *A.illinoisensis* (sp7), *A. punicae* (sp8), *A. pomi* (sp10) , *D. plantaginea* (sp29), *H. pruni* (sp30), *M. coryli* (sp46) et *A.transcaspicus* (sp51). Le groupement H inclus quatre espèces trouvées seulement sur les plantes ornementales ; *A.hederae* (sp5), *A. nerii* (sp6), *M. sanbroni* (sp35), *M. rosae* (sp37). Le groupement I comporte cinq espèces omniprésentes ; communes à toutes les cultures et adventices ; *A. craccivora* (sp4), *A.matricariae* (sp48), *D.rapae* (sp56), *L.testaceipes* (sp57) et *B.angelicae* (sp64). Le groupement J renferme deux espèces communes aux arbres fruitiers et plantes ornementales ; *T. aurantii* (sp22) et *G. ficicola* (sp40). Le groupement K comprend deux espèces communes aux cultures maraîchères et aux plantes d'ornement ; *Aphis* (*Protaphis*) sp (sp9) et *M. euphorbiae* (sp36). L'espèce *P.yomanae* constitue le groupement L, cette espèce est commune pour les plantes ornementales et aux adventices. L'espèce *B. persicae* constitue le groupement M, cette espèce est commune pour l'arboriculture fruitière et les adventices. L'espèce *A. pisum* fait le groupement N, c'est l'espèce commune aux cultures maraîchères , aux grandes cultures et mauvaises herbes. Le groupement O renferme deux espèces communes aux cultures maraîchères, plantes ornementales et adventices ; *A. solani* (sp15) et *H. lactucae* (sp26). L'espèce *E.plagiator* constitue le groupement P commun aux cultures maraîchères, l'arboriculture fruitière et les adventices. L'espèce *L. fabarum* forme le groupement Q, cette espèce est présente sur toute les cultures et n'est pas retrouvée sur les adventices. L'espèce *A. gossypii* forme le groupement R, cette espèce est retrouvées sur toutes les cultures sauf les grandes cultures. Le

puceron *M. persicae* constitue le groupement S, cette espèce est communes aux cultures maraîchères, arboriculture, horticulture et les adventices. Les espèces *A. fabae*, *A. ervi*, *A. colemani* et *P. volucre* forment le groupement T et sont communes pour les cultures maraîchères, l'arboriculture fruitière, l'horticulture, les grandes cultures et les adventices.

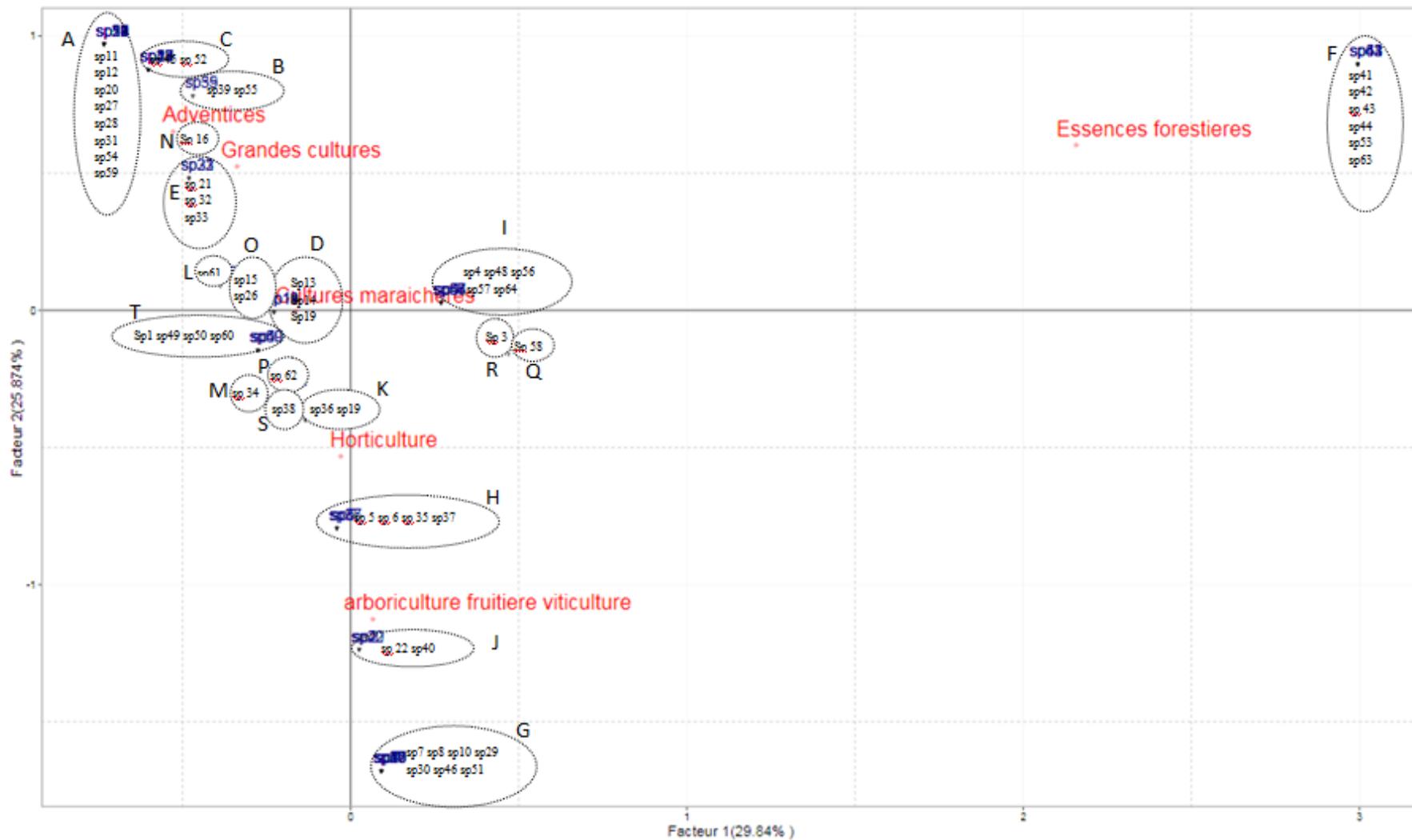


Fig. 115 – Carte factorielle de la distribution des espèces de pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et adventices

II .2 – Les hyperparasitoïdes

II .2.1. Liste détaillée des espèces d’hyperparasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Tableau 15 : Liste détaillée des espèces d’ hyperparasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Ordres	Familles	Sous-familles	Espèces
Hymenoptera	Pteromalidae	Pteromalinae	<i>Asaphes sp</i>
			<i>Pachyneuron aphidis</i> Bouché , 1834
			<i>Phaenoglyphis villosa</i> Hartig , 1841
	Figitidae	Charipinae	<i>Alloxysta victrix</i> Westwood, 1833
	Encyrtidae	Encyrtinae	<i>Syrphophagus aphidivorus</i> Mayr, 1876
	Proctotrupidae	Proctotrupinae	<i>Phaneroserphus coreanus</i> Kolyada, 2016
	Megaspilidae	Megaspilinae	<i>Lygocerus sp.</i>

Un total de sept espèces de parasitoïdes secondaires est recensé dont l’inventaire est reporté dans le tableau ci-dessus appartient à l’ordre des Hymenoptera, elles se répartissent en cinq familles ; les Pteromalidae, les Figitidae, les Encyrtidae, les Proctotrupidae et les Megaspilidae. Les Pteromatidae prédominent avec trois espèces ; *Asaphes sp*, *Pachyneuron aphidis* et *Phaenoglyphis villosa*. Les autres familles renferme une seule espèce chacune qui sont respectivement *Alloxysta victrix*, *Syrphophagus aphidivorus*, *Phaneroserphus coreanus* et *Lygocerus sp.*(Tab.15)

CHAPITRE V

Chapitre V– Discussions sur l’aphidofaune et ses hyménoptères parasitoïdes

Les discussions portent sur plusieurs aspects. D’abord, sur la biodiversité aphidienne et la systématique des espèces trouvées. Ensuite sur les hyménoptères parasitoïdes récoltés.

I – Discussion sur l’étude de l’aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

I.1 – Discussion sur la liste détaillée de l’aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

L’aphidofaune identifiée est répartie en quatre sous-familles ; Aphidinae, Chaitophorinae, Lachninae et Calaphidinae, 7 tribus et 28 genres. La sous-famille des Aphidinae est la plus représentée en genres (21) et en espèces (41) .La tribu des Aphidini est qualitativement la plus dominante avec 21 espèces (43, 75%), Elle est suivie par celle des Macrosiphini avec 18 espèces (37, 5%). Les Panaphidini arrivent en troisième position avec 5 espèces (10, 41%). Enfin, les autres tribus en l’occurrence: Les Athrrodini, les Greenidini, les Chaitophorini et les Lachnini sont représentées par une seule espèce chacune. Parmi Les 28 genres, le genre *Aphis* est le plus représenté avec 14 espèces ; *A.fabae*, *A.citricola*, *A.gossypii*, *A.craccivora*, *A.hederae*, *A.nerii*, *A.illinoisensis*, *A.punicae*, *A. (Protaphis) sp*, *A. pomi*, *A.rumicis*, *A.ruborum*, *A. frangulae*, *A. nasturtii*. L’aphidofaune identifiée par LAAMARI et *al.*, (2010) est répartie en six sous-familles et 61 genres. La sous-famille des Aphidinae est la plus représentée avec 38 espèces. Le genre *Aphis* est le plus dominant avec 18 espèces.

I.2 Discussion sur la richesse spécifique totale (S) de l’aphidofaune récoltée sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

L’analyse de la composition du peuplement d’Aphididae, révèle l’existence de 48 espèces de pucerons inféodées à 101 espèces végétales et 36 familles botaniques ; 26 plantes hôtes sont spontanées (adventices) et la majorité sont cultivées (75 espèces). Les plantes hôtes cultivées sont des cultures maraîchères, des plantes d’ornements, des arbres fruitiers, des essences forestières, des céréales et des plantes fourragères ; 20 espèces de pucerons ont été notées sur les adventices, 15 espèces aphidiennes ont été recensées en cultures maraîchères, en arboriculture fruitière et viticulture et en Horticulture, 10 espèces sont notées en grandes cultures et enfin, 6 espèces aphidiennes sur les essences forestières.

Parmi les 48 espèces aphidiennes recensées, une espèce est signalée pour la première fois en Algérie à travers cette étude ; il s'agit du puceron du chrysanthème *Macrosiphoniella sanbroni*. Ce puceron est anholocyclique et ravageur répandu des chrysanthèmes cultivés dans le monde entier (BLACKMAN et EASTOP 2000; 2006). C'est un vecteur des virus du chrysanthème; le virus de la marbrure des veines et du Virus B (BLACKMAN et EASTOP, 1984).

Cette richesse est expliquée par la présence des conditions favorables notamment la diversité floristique et le climat. D'après AL HASSEN et *al.*, (2016), la complexité du paysage (présence de prairies, haies et bois) ainsi qu'une grande diversité de plantes sauvages ou cultivées favorise la présence des pucerons. Bien que cet inventaire reste très incomplet par rapport aux 5619 espèces d'aphides identifiées dans le monde (FAVRET, 2020), Il enrichit les travaux réalisés en Algérie par LAAMARI et *al.*, (2010 & 2013) qui ont pu mettre en évidence une richesse de 156 espèces aphidiennes en Algérie. Aussi ceux réalisés par LAAMARI et *al.*, (2011) dans leur étude menée dans l'Est de l'Algérie entre 2007 et 2010 sur les interactions tritrophiques entre plante – puceron – hyménoptères parasitoïde en milieux naturels et cultivés qui avaient inventorié 47 espèces de pucerons inféodées à 85 plantes hôtes. CHEHMA et LAAMARI (2014) ont inventorié 19 espèces aphidiennes inféodées à 27 espèces végétales en milieu cultivé et naturel dans la vallée du M'zab à Gardaïa.

Un nombre de 15 espèces de pucerons a été noté sur les cultures maraîchères, sur les plantes ornementales et en arboriculture fruitière. GHAZALI et *al.*, (2015) ont signalé la présence de 25 espèces aphidiennes sur cultures maraichères dans la région de Sétif. ELOUISSI et RIGHI (2016) ont noté 29 espèces de pucerons sur plantes ornementales à Mascara. BEN HALIMA-KAMEL et BENHAMOUDA (2005) ont noté 19 espèces de pucerons appartenant à 3 sous-familles sur différentes espèces d'arbres fruitiers en Tunisie.

En Algérie, 165 espèces sont connues à ce jour (LAAMARI et *al.*, 2010 ; 2013, AYACHE et *al.*, 2020). Dans la région méditerranéenne, 150 espèces aphidiennes sont répertoriées au Maroc, 119 en Tunisie, 24 en Lybie et 8 en Egypte BEN HALIMA (2012). En Turquie, environ 570 (GÖRÜR et *al.*, 2019 ; 2020).

La différence dans la richesse spécifique d'une culture à une autre, d'une région à une autre ou d'un pays à un autre, peut être expliquée par les conditions climatiques différentes d'une part et d'autre part par la richesse floristique qui a pour conséquence directe la richesse de la faune aphidienne. BASSINO (1983) signalait que la faune aphidienne est diversifiée lorsque la flore présente l'est aussi.

I.3 – Discussion sur la systématique des pucerons

L'identification des espèces aphidiennes repose essentiellement sur un ensemble de critères morphologiques des adultes ailés (TURPEAU AIT-IGHIL et *al.*, 2011), ou bien ceux des aptères et ailés LECLANT (1978). Ces caractères sont : La pigmentation et l'ornementation de l'abdomen. La forme, la couleur et la longueur du corps. La forme du front et des tubercules frontaux. La forme et la longueur des antennes. La forme et le nombre d'articles antennaires. La forme et la longueur des cornicules ; la collerette ; la forme de la queue et le nombre de soies caudales.

Les Aphididae constituent de loin la famille la plus importante ayant une grande importance en agriculture en raison des dégâts qu'ils causent lors de leurs fréquentes pullulations. Ils se caractérisent par des antennes à 5 ou 6 articles (le dernier étant formé de deux parties ; la base et le fouet), la présence ou non des cornicules et une cauda souvent développée. (TURPEAU AIT-IGHIL et *al.*, 2011). Le genre *Aphis* comporte plus des 400 espèces réparties dans l'hémisphère nord. Les espèces appartenant à ce genre se caractérisent par la présence de tubercules marginaux sur le prothorax et sur les segments abdominaux. L'identification des espèces est très difficile car celles-ci peuvent être proches d'un point de vue morphologique et différentes d'un point de vue écologique. Au sein d'une même espèce, la taille, la couleur, les proportions peuvent varier. Les *Aphis* colonisent les arbustes, les plantes herbacées et quelques arbres. (TURPEAU AIT-IGHIL et *al.*, 2011).

D'après ces mêmes auteurs, les espèces du genre *Rhopalosiphum* présentent une constriction à l'extrémité de la cornicule. Les individus du genre *Hyadaphis* ont des cornicules courtes et renflées et une cauda digitée. Les genre *Melanaphis* renferme des espèces caractérisées par des cornicules droites et courtes. Les pucerons du genre *Lipaphis* sont caractérisés par des antennes courtes, des cornicules courtes très légèrement renflées et une cauda longue. Comme les *Macrosiphum*, les *Sitobion* ont les cornicules réticulées mais plus courtes que ces derniers. Le genre *Metopolophium* est proche d'*Acyrtosiphon* avec des cornicules droites, plus courtes. Les espèces du genre *Hyperomyzus* sont caractérisées par des cornicules renflées et par la présence d'une plaque dorsale chez les adultes ailés. Les espèces appartenant au genre *Hyalopterus* ont un abdomen allongé qui est sans pigmentation, caractérisé par des cornicules courtes et une cauda longue. Les espèces du

genre *Megroua* sont caractérisées par des cornicules renflées. Les ailés des *Brachycaudus* sont caractérisés par la présence d'une plaque dorsale, des cornicules courtes et droites et une cauda arrondie. Le genre *Macrosiphum* est caractérisé par des cornicules longues, droites et réticulées, des antennes longues. Le genre *Myzus* est caractérisé par des tubercules frontaux très développés. Les espèces du genre *Sipha* ont de nombreuses soies raides sur la tête. Les antennes comportent 5 articles et les cornicules sont petites en forme d'anneau. Le genre *Chaitophorus* est caractérisé par des individus couverts de soies avec des cornicules courtes, cylindriques. Le genre *Lachnus* est caractérisé par la grande taille des pucerons. Les ailés ont de larges taches pigmentées sur la membrane de l'aile antérieure. Les espèces du genre *Therioaphis* sont de couleur jaune, ont de petits scérites dorsaux noirs surmontés d'une soie. La cauda est en bouton et la plaque anale bilobée. Les nervures alaires sont enfumées.

I.4 – Discussion sur la répartition de l'aphidofaune par familles de plantes hôtes

Les 101 plantes hôtes abritant 48 espèces aphidiennes échantillonnées se répartissent en 36 familles botaniques. Certaines de ces familles botaniques comprennent plusieurs représentations plante hôte – puceron, La famille des Asteraceae est la plus représentée en associations plante-puceron (32 associations), elle est suivie des Rosaceae qui sont représentées par 28 associations. Les Fabaceae comprennent une représentation de 19 associations plante-puceron. Alors que d'autres familles botaniques sont associées à un nombre restreint d'espèces de pucerons telles que la famille des Moraceae qui abrite deux espèces de pucerons ; *A.gossypii* et *G.fivicola* , ces deux espèces aphidiennes s'installent sur deux plantes hôtes du genre *Ficus*, et la famille des Myrtaceae qui abrite un seul puceron ; *H.pictus* sur *E.camadulensis*.

D'après BLACKMAN et EASTOP (2006), certaines familles botaniques comprennent une surreprésentation d'associations plante-puceron, comme les Asteraceae (plus de 600 espèces de pucerons en association), les Apiaceae (~600), les Rosaceae (~300) et les Coniferae (~350)), alors que d'autres grandes familles de plantes (exemple : Cactaceae, Euphorbiaceae, Orchidaceae, Lauraceae, Moraceae, Myrtaceae) sont associées à un nombre restreint d'espèces de pucerons (DIXON, 1998). HULLÉ et al., (1999) ont montré que de nombreuses familles végétales très différentes les unes des autres hébergent de nombreuses espèces de pucerons dont les modes de vie sont extrêmement variés.

I.5 – Discussion sur les relations trophiques « plante hôte – puceron »

Les observations sur la plante permettent de déterminer les pucerons qui sont réellement inféodés à cette dernière. Dans le présent travail, 214 interactions bi-trophiques établies entre 48 espèces de pucerons et 101 plantes hôtes ont été relevées appartenant à 36 familles botaniques.

Aphis fabae est le puceron le plus polyphage, il a pu s'installer sur 26 plantes hôtes appartenant à 13 familles botaniques ; Adoxaceae, Amaranthaceae, Araliaceae, Asteraceae, Celastraceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Malvaceae, Papaveraceae, Polygonaceae, Rhamnaceae, Rutaceae et Solanaceae (8 cultures maraîchères, 6 plantes ornementales et florales, 2 arbres fruitiers, 9 adventices et une plante fourragère). *Aphis Fabae* (Homoptera : Aphididae), est l'une des espèces de pucerons parmi les plus importantes comme ravageur sur plusieurs cultures dans le monde (plus de 200 hôtes dans plus de 20 familles de plantes) (VOLKL & STECHMANN, 1998).

Cependant d'autres espèces se limitent à une seule plante hôte ; *Aphis nerri* est retrouvé seulement sur *Nerium oleander* (Apocynaceae), *Aphis illinoisensis* sur *Vitis vinifera* (Vitaceae), *Aphis (Aphis) punicae* sur *punica granatum* (Punicaceae), *Melanaphis donacis* sur *Arono donax* (Poaceae).

Les plantes hôtes peuvent être exploitées par une ou plusieurs espèces de pucerons, sur laquelle ils forment des colonies localisées sur différentes parties aériennes ou souterraines de la plante hôte (BLACKMAN et EASTOP, 2006).

Les relations entre les espèces entomologiques et les plantes hôtes sont conditionnées par différents caractères physiques des végétaux tels que la taille, la forme, la présence de cires épicuticulaires et de trichomes, le stade phénologique et la couleur de la plante (MANGOLD, 1978; BERENBAUM, 1995), mais aussi par des facteurs chimiques tels que la présence des métabolites secondaires (VET et DIAKE, 1992; HARBORNE, 1993). D'après MILLER et al., (2002), la distribution d'un puceron suit généralement la distribution de ses plantes hôtes.

La sélection de l'habitat chez le puceron se fait en réponse à plusieurs types de stimuli. Une étude par HARDIE (1989) a mis en évidence l'existence d'une adaptation qui permet au puceron *Aphis fabae*, qui est une espèce polyphage, de faire une sélection à distance de la plante. Cette espèce réagit en effet à des longueurs d'ondes dans la région verte du spectre de lumière. D'autres études ont montré que d'autres espèces de pucerons réagissent également à

des jaunes saturés, qui réfléchissent certains ultra-violets (PETTERSSON *et al.*, 2007). Une étude faite par HORI (1999) a démontré que plusieurs espèces de pucerons réagissaient également à des stimuli olfactifs. L'auteur a soumis différentes espèces à des odeurs de différentes plantes, dont leur plante hôte, en olfactomètre. Il a utilisé des espèces monophages ainsi que des polyphages. Les résultats de ces tests montrent que ce sont surtout les espèces monophages qui réagissent à leur plante hôte tandis que les espèces polyphages utilisent principalement des stimuli visuels. Ceci vient confirmer une étude par ce même auteur effectuée en 1997, qui a démontré que l'espèce de puceron *Neotoxoptera formosana* était repoussée par les odeurs de romarin et attirée par l'odeur de leur plante hôte, *Allium fitulosum* (HORI et KOMATSU, 1997). D'après WEBSTER *et al.*, (2010), les insectes phytophages sont capables d'exploiter les composés volatiles émis par ces plantes pour localiser leurs hôtes. Cependant, la présence des plantes non hôtes dans la communauté peut réduire ce pouvoir (RAUPP *et al.*, 2010). En revanche, une étape de la sélection de la plante hôte s'effectue pour toutes les espèces de pucerons directement sur la plante (DEGUINE et LECLANT, 1997). En effet, une fois que l'individu se retrouve sur la feuille, il procède à une série de ponction dans l'épiderme de la plante avec son stylet (POWELL *et al.*, 2006). Le stylet ainsi que le rostre semblent n'avoir aucun récepteur chimique externe mais il est probable que la sève de la plante soit ingérée et mise en contact avec un organe gustatif dans la région épipharyngéale pendant la pénétration du stylet.

II– Discussion sur l'étude des espèces de parasitoïdes échantillonnées dans la région de la Mitidja

II.1- Discussion sur les parasitoïdes primaires

II.1.1–Discussion sur la liste détaillée des espèces de parasitoïdes primaires récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

En se basant sur plusieurs travaux traitant la systématique des parasitoïdes TALEBI *et al.* (2009), BODLAH *et al.* (2012), TOMANOVIC *et al.* (2012), KAVALLIERATOS *et al.* (2016) et RAKHSHANI *et al.* (2019), nous avons tenté de mettre en évidence les différentes espèces d'hyménoptères parasitoïdes des pucerons dans la région de la Mitidja.

Toutes les espèces recensées appartiennent à la famille des Braconidae (= Aphidiidae), à la sous-famille des Aphidiinae, à quatre tribus ; Aphidiini, Praini, Ephedrini et Trioxini et huit genres à savoir *Aphidius*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon*, *Ephedrus*, *Toraxes*, *Binodoxys* et *Trioxys*. Le genre *Aphidius* prédomine avec 8 espèces: *Aphidius ervi*, *Aphidius matricarie*,

Aphidius colemani, *Aphidius ribis*, *Aphidius aquilus*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae* et *Aphidius rhopalosiphi*.

D'après WESTRUM et *al.* (2010), la majorité des parasitoïdes primaires appartiennent à la famille des Aphidiidae tandis que peu d'espèces appartiennent à celle des Aphelinidae. La sous-famille des Aphidiinae compte environ 615 espèces dans le monde (YU et *al.*, 2012). Les espèces de cette sous-famille n'ont que les pucerons pour hôtes et sont endoparasitoïdes solitaires de ces derniers, ils peuvent être trouvées dans divers écosystèmes naturels et cultivés et sont utilisées en lutte biologique contre les pucerons à travers le monde (KAVALLIERATOS et *al.*, 2001; KAVALLIERATOS et *al.*, 2005; RAKHSHANI et *al.*, 2007; KAVALLIERATOS et *al.*, 2010). Le genre *Aphidius* est le genre le plus diversifié de la sous-famille des Aphidiinae, avec plus de 70 espèces dans le monde (KAVALLIERATOS et *al.*, 2006). Les espèces du genre *Aphidius* sont les plus abondantes et sont largement distribuées (EHSAN et *al.*, 2008).

II.1.2–Discussion sur la richesse totale (S) des espèces d'hyménoptères parasitoïdes primaires récoltées dans la Mitidja

La richesse spécifique totale des espèces de parasitoïdes primaires dans la région d'étude est de 17 espèces de parasitoïdes primaires ; un total de 11 espèces a été retenu en grandes cultures et sur les adventices, 10 espèces en arboriculture fruitière et viticulture, 9 espèces en cultures maraîchères et en horticulture et, enfin 7 espèces sont notées sur les essences forestières en milieu urbain. AGGOUN et *al.* (2016) a noté la présence de 8 espèces d'hyménoptères parasitoïdes primaires dans le milieu naturel de la région de Khenchla.

Cette richesse est expliquée par la présence des conditions favorables notamment la diversité floristique et le climat. D'après AL HASSEN et *al.* (2016), la complexité du paysage (présence de prairies, haies et bois) ainsi qu'une grande diversité de plantes sauvages ou cultivées favorise la présence des pucerons mais aussi celle de leurs parasitoïdes. Le nombre et l'efficacité d'un parasitoïde primaire sont déterminés par des facteurs biotiques et abiotiques, en particulier, la température, l'humidité, la disponibilité de nutrition et l'activité des différents hyper parasitoïdes (STARY, 1970 ; JASKIEWICZ & SLAWINSKA, 2005; KRAWCZYK et *al.*, 2009; FERRER-SUAY et *al.*, 2013) .

II.1.3-Discussion sur la systématique de quelques espèces de parasitoïdes primaires

Les espèces du genre *Aphidius* ont été révisées et détaillées systématiquement par (RAKHSHANI et *al.*, 2019). Ces mêmes auteurs confirment que ce genre est très difficile à déterminer/identifier et suggèrent de faire une étude génétique pour sa fiabilité.

Le genre *Binodoxys* Mackauer, 1960 est souvent confondu avec celui de *Trioxys* à cause de la ressemblance de leur génitalia qui sont en forme de pince chez leur femelle (KAVALLIERATOS et *al.*, 2001). TALEBI et *al.*(2009) séparent ces deux genres par la présence de deux paires de tubercules au niveau du pétiole chez le genre *Binodoxys* et une seule paire chez le genre *Trioxys*. Le caractère le plus variable dans la structure des ailes chez ce genre est le secteur radial. Il différencie le genre *Binodoxys* de *Trioxys* (LAZAREVIC et *al.*, 2017).

II.1.4 – Discussion sur les interactions tritrophiques plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire.

La relation entre les insectes phytophages et leurs prédateurs et parasitoïdes peut être déterminée par le végétal (DAJOZ, 2006). Ce type d'interaction est connu sous le nom de « interaction tri - trophique ». D'après WEBSTER et *al.*, (2010), les insectes phytophages sont capables d'exploiter les composés volatiles émis par ces plantes pour localiser leurs hôtes. Cependant, la présence des plantes non hôtes dans la communauté peut réduire ce pouvoir (RAUPP et *al.*, 2010). D'après POPE et *al.*, (2008), la plante hôte peut jouer un rôle primordial sur le comportement de recherche et l'orientation des auxiliaires.

Ce type d'associations tri - trophiques (plante hôte - puceron - Hyménoptère parasitoïde) a fait l'objet de nombreuses études dans les différents pays (STARY et SEKKAT, 1987 ; TALEBI et *al.*, 2009 ; KAVALLIERATOS et *al.*, 2016).

Un total de 5283 individus représentant 17 espèces de parasitoïdes primaires (Hymenoptera: Braconidae : Aphidiinae) ont été collectées à partir des momies de 34 espèces de pucerons inféodées à 70 espèces végétales.

En Algérie, un nombre de 248 associations tri-trophiques (plante hôte - puceron - hyménoptère parasitoïde) a été noté dans les milieux naturels et cultivés de plusieurs régions de l'Est algérien par LAAMARI et *al.*, (2011 et 2012)

LAAMARI et *al.*, (2010) ont inventoriés 29 espèces de parasitoïdes (Hymenoptera: Braconidae : Aphidiinae) collectées à partir des momies de 47 espèces de pucerons inféodées à 85 plantes hôtes à l'Est algérien. En Tunisie AYADI et *al.*, 2017 ont inventorié 12 espèces de parasitoïdes de pucerons appartenant à 5 genres en association avec 15 espèces de pucerons sur 17 plantes hôtes. En Iran, NAZARI en 2012 cite trente-neuf espèces de parasitoïdes de pucerons appartenant à neuf genres en association avec 54 espèces de pucerons présentes sur 77 plantes hôtes.

L'analyse des résultats des différents échantillons prélevés sur le terrain nous ont permis de mettre en évidence les interactions tritrophiques établies pour chaque espèce de parasitoïde. Ainsi, un total de 190 associations tritrophiques plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire ont été établies. CHEHMA et LAAMARI (2014) lors d'une étude sur la bioécologie des hyménoptères parasites de pucerons menée dans la région de Ghardaia rapportent qu'un total de 59 associations tri-trophiques (plante -puceron – parasitoïde primaire) a été formé. AGGOUN et *al.*, 2016 citent 22 associations tri-trophiques avec 12 espèces de pucerons et 14 espèces végétales. Dans la région de Biskra, HEMIDI et *al.*, 2013 citent 53 associations tri-trophiques : plante hôte-puceron-hyménoptère parasitoïde.

L'espèce *Aphidius ervi* est la plus active après *Lysephlebus testaceipes*, elle a pu parasiter 16 espèces de pucerons (47% des espèces de pucerons) sur 24 plantes hôtes appartenant à 12 familles botaniques formant ainsi 32 associations. Les individus de cette espèce sont récoltés des pucerons *A.pisum*, *A.fabae*, *A.frangulae*, *A.gossypii*, *A.nasturti*, *A.nerii*, *A.pomi*, *H.pruni*, *H.lactucae*, *M.sanbroni*, *M.donaci*, *R.padi*, *R.maidis*, *S.avenae*, *S.fragariae* et *U.sonchi*. Ce parasitoïde a été recensé par LAAMARI et *al.*, (2011) sur 13 espèces de pucerons. CHEHMA et LAAMARI (2014) ont récolté les individus de cette espèce à partir de deux espèces de pucerons ; *A.fabae* et *A.umbrella*. GHAZALI et *al.*, (2015) signale ce parasite sur 9 pucerons hôtes nuisibles aux plantes cultivées dans la région de Sétif. Ce parasitoïde attaque un certain nombre d'espèces de pucerons sur des cultures économiquement importantes, il est aussi largement signalé comme agent de lutte biologique efficace à la fois contre le puceron du pois *Acyrtosiphon pisum* et les pucerons des céréales (GUERRIERI et *al.*, 1993, 1997 ; CACCI et *al.*, 2005)

Elle est suivie par *Aphidius matricariae* qui a pour hôtes 11 espèces de pucerons ; *Aphis craccivora*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii*, *Aphis punicae*, *Dysaphis plantaginea*, *Hyalopterus pruni*, *Melanaphis donaci*, *Myzus persicae*, *Rhopalosiphum padi* et *Sitobion avenae*

Cette espèce a été signalée par LAAMARI et al., (2011) sur 23 espèces de pucerons , TAHAR-CHAOUCHE et LAAMARI (2015) l'ont noté sur 14 espèces de pucerons. GHAZALI et al., (2015) l'ont mentionné sur 14 espèces aphidiennes. GHELAMALLAH et al., (2018) ont signalé que cette espèce est la plus dominante parmi les 13 espèces de parasitoïdes rencontrées à Mostaganem (Nord-Ouest Algérien). Ce qui affirme que ce parasitoïde possède un spectre assez large d'hôtes en Algérie. En arboriculture fruitière, BEN HALIMA-KAMEL et BEN HAMOUDA (2005) note que cette espèce parasite 04 espèce de pucerons ; *A.gossypii*, *A.nerii*, *M.persicae* et *T.aurantii* et que cette espèce est parmi les espèces les plus actives dans le contrôle des populations de *M. persicae*.

Aphidius colemani cible 8 espèces de pucerons ; *H. pruni*, *A. pomi*, *A.craccivora*, *A.gossypii*, *M.persicae* , *R. padi*, *A.fabae*, *A.rumicis* . En Algérie, LAAMARI et al., (2011) récolte les individus de ce parasitoïde des momies de deux pucerons à savoir *A. pomi* et *H. pruni*. LAAMARI et al., (2012) signale la présence de cette espèce sur *A. pomi*, *A. punicae*, *Myzus persicae*, CHEHMA et al., (2015) trouve cette espèce sur 07 espèces de pucerons à savoir ; *A. nerii* , *A. craccivora*, *A. gossypii*, *C. eleagni*, *A. fabae*, *A. spiraeicola* et une espèce indéterminée. En Tunisie, AYADI et al., (2017) note l'association de cette espèce à deux espèces aphidiennes à savoir *A. gossypii* et *A.solanella* . En arboriculture fruitière, BEN HALIMA-KAMEL et BEN HAMOUDA (2005) signale que cette espèce est parmi les espèces les plus actives dans le contrôle des populations *H. pruni*. En agrumiculture, cette espèce parasite deux pucerons *A.gossypii* et *A.spiraeicola* (BOUKHRIS-BOUHACHEM, 2011).

Aphidius matricariae, *Aphidius ervi* et *Aphidius colemani* sont utilisés en lutte biologique contre les pucerons en serriculture (ACHEAMPONG et al., 2012)

Aphidius avenae a été retrouvé sur les pucerons des céréales *Sitobion avenae*, *Sitobion fragariae* et *Rhopalosiphum padi*. LAAMARI et al., (2011) ont retrouvé cette espèce sur *Hypermyzus lactucae* et *Acyrtosiphon pisum* .

Les autres *Aphidius* en l'occurrence *Aphidius ribis*, *Aphidius aquilus* et *Aphidius rhopalosiphum* elles s'attaquent à 2 espèces de pucerons, alors que *Aphidius transcaspicus* cible seulement *Hyalopterus pruni* sur arbres fruitiers. GHAZALI et al., (2015) a noté que *A. rhopalosiphum* parasite une seule espèce de puceron, il s'agit de *Rhopalosiphum maidis*.

Aphidius aquilus cette espèce a déjà été signalée sur *Aphis pomi*, *Betulaphis brevipilosa*, *B. quadrituberculata*, *Calaphis betulicola* , *C. flava*, *Callipterinella*

calliptera, *C. tuberculata*, *Cavariella aegopodii*, *Euceraphis punctipennis*, *Monaphis antennata* (Yu et al., 2012).

Le genre *Lysiphlebus* renferme trois espèces *Lysiphlebus testaceipes*, *Lysiphlebus fabarum* et *Lysiphlebus cardui*. Selon RAKHSHANI et al., 2007, ce genre regroupe environ 30 espèces à travers le monde. L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* est la plus active en ciblant 17 espèces de pucerons soit un taux de 50 % des espèces de pucerons parasitées sur 31 plantes hôtes appartenant à 21 familles botaniques établissant ainsi 36 associations tritrophiques. Cette espèce cible le plus grand nombre de pucerons en Grèce, au Portugal (KAVALLIERATOS et al., 2001) et en France (STARY, 1975). L'espèce *Lysiphlebus fabarum* cible cinq espèces de pucerons ; *A.nerii* , *A.citricola*, *A.craccivora*, *A.fabae* et *A.gossypii*. En Algérie, cette espèce a été signalée par plusieurs chercheurs sur espèces de pucerons (LAAMARI et al., 2011; LAAMARI et al., 2012; CHEHMA & LAAMARI, 2014). RAKHSHANI et al., (2013) rapportent que la présence de *L. fabarum* sur les deux pucerons économiquement importants ; *A. fabae* et *A. craccivora* pourrait être utile dans la lutte biologique contre ces ravageurs. Le parasite *Lysiphlebus cardui* n'est récupéré qu'à partir des momies du puceron *Brachycaudus cardui* sur *Echium italicum* et *Echium vulgare* (Boraginaceae).

Le genre *Praon* est représenté par deux principales espèces *Praon volucre* et *Praon yomanae*. La particularité chez ce genre c'est que ces espèces sont des ecto-parasites, ils nymphosent dans un cocon sous la momie. Ce genre est l'un des plus grand genre avec plus de 50 espèces décrites dans le monde, de nombreuses d'entre-elles sont d'importants agents de lutte biologique en milieux cultivé et forestier (RAKHSHANI et al., 2007) . LAAMARI et al., en 2010 signalent deux espèces *Praon sp1* et *Praon s2* dans l'Est algérien. L'espèce *Praon volucre* prédomine dans ce genre en ciblant 9 espèces de pucerons ; *A.pisum* , *A.craccivora*, *A.fabae*, *A.nerii*, *H.pruni*, *H.lactucae*, *S.avenae*, *S.fragariae* et *U.sonchi*.. RAKHSHANI et al., (2008) signalent ce parasite sur 6 espèces de pucerons inféodées tous aux céréales en Iran. HEMIDI et al., (2013) rapportent que cette espèce cible 4 pucerons hôtes inféodés aux plantes ornementales dans la région de Biskra. La Le puceron *Praon yomanae* est moins actif, il a été récolté à partir des momies de trois espèces de pucerons ; *Uroleucon sonchi* et *Uroleucon aeneum* inféodées aux genres *Sonchus* et *Galactites* (Asteraceae) et *Hyperomyzus lactucae* sur *Cestrum nocturnum* (Solanaceae). LAAMARI et al., (2010) signalent cette espèce sur *Uroleucon jaca* inféodée à *Carthamus lanatus* (Asteraceae).

Le genre *Diaeretiella* est représenté par une seule espèce *Diaeretiella rapae*. Ce parasite est souvent associé aux pucerons des Brassicaceae tels que *Brassica brassicae*, *Lipaphis erysimi* ou encore *Myzus persicae*. (STARY, 1976). Effectivement, nous l'avons retrouvé sur deux espèces de Brassicaceae *Brassica oleracea* et *Moricandia arvensis*. Nos résultats indiquent que *Diaeretiella rapae* vit au dépend de 7 pucerons hôtes inféodés à 11 plantes hôtes dont trois espèces forestières *Quercus suber*, *Eucalyptus camaldulensis* et *Pinus halipensis*. LAAMARI et al., (2010), signalent ce parasite sur 10 pucerons hôtes inféodés à 14 plantes hôtes.

Le genre *Ephedrus* ne renferme qu'une seule espèce *Ephedrus plagiator*. Ce parasite a été récupéré des momies de trois espèces de pucerons *Sitobion avenae* sur céréales, *Hyalopterus pruni* sur Rosaceae et *Aphis fabae* sur *Beta vulgaris*, *Evonymus japonicas* et *Rhamnus alaternus*. NAZARI et al., (2012) l'ont signalé sur des momies du puceron *Sitobion avenae* sur *Triticum aestivum*. En Slovénie KOS et al., (2009), l'on récolté des momies d'*Aulacorthum solani*.

Le genre *Binodoxys* ne renferme que l'espèce *Binodoxys angelicae*. Le caractère le plus variable dans la structure des ailes chez ce genre est le secteur radial. Il différencie le genre *Binodoxys* de *Trioxys* (LAZAREVIC et al., 2017). Cette espèce est très active dans la Mitidja comme le montre les résultats de nos relevés. Elle a été récupérée des momies de 07 pucerons inféodés à 10 plantes hôtes.

Le genre *Toraxes* est représenté par une seule, il s'agit de *Toraxes deltiger*

Le genre *Toraxes* renfermant sept espèces décrites à travers le monde est répandue dans les régions paléarctiques, les espèces de ce genre sont caractérisées par une nervation complète des ailes antérieures (type braconide), une tête carrée, des antennes filiformes et propodeum aréolé (ULLAH et al., 2015). Les individus de ce genre sont endoparasitoïdes koinobiontes solitaires. Cette espèce représente l'une des lignées basales (une lignée basale est définie comme une lignée qui s'isole particulièrement tôt dans l'arbre phylogénétique et qui serait donc plus ancienne et moins évoluée) de la sous-famille des Aphidiinae.

Pour qu'un parasitoïde réussisse son infestation et son développement, il est communément admis que plusieurs étapes chronologiques doivent être franchies avec succès (DOUTT, 1959 ; VINSON, 1975, 1976). Elles correspondent à deux grandes parties du cycle de vie de ces insectes. La première correspond à la perception, par une femelle, d'une série de stimuli qui vont lui permettre de réduire progressivement son aire de recherche pour aboutir à

la découverte d'un hôte et à son acceptation en tant que site de ponte (on parle alors d'oviposition). Les étapes de cette première phase sont qualifiées de pré-ovipositionnelles et dépendent du comportement des femelles adultes (VINSON, 1976). La seconde partie, qui concerne les stades immatures se développant dans l'hôte, est qualifiée de post-ovipositionnelle ; une fois un hôte attaqué avec succès, l'œuf puis la larve du parasitoïde se retrouvent dans un environnement dont les caractéristiques sont particulières. En effet, l'hôte constitue avant tout un milieu de vie que le parasitoïde doit préserver jusqu'à la fin de son développement mais cet hôte représente également une ressource nutritionnelle qu'il doit exploiter et un milieu hostile qui dispose de mécanismes de défense contre lesquels il doit se protéger (VINSON 1976).

Une femelle parasitoïde adulte récemment émergée ne se trouve obligatoirement pas à proximité d'hôtes à attaquer. Elle doit, dans un premier temps, partir à la recherche d'habitats potentiellement colonisés par des hôtes. De nombreux travaux démontrent le rôle important joué par les caractéristiques visuelles, acoustiques et surtout olfactives de l'habitat des hôtes dans sa détection par les femelles parasitoïdes (VINSON, 1976). Des chercheurs ont démontré que certaines plantes émettent, en cas d'attaques par des phytophages, des molécules caractéristiques, appelées synomones, qui peuvent être utilisées par des parasitoïdes pour trouver de façon précise un habitat infesté par leurs hôtes (TURLINGS et COLL, 1990). Les quantités de composés volatils émis par les plantes infestées est un bon indicateur de la densité des pucerons sur les plantes (TENTELIER et *al.*, 2005). Une fois un site potentiellement habitable trouvé, la femelle doit commencer à rechercher un hôte proprement dit à partir de stimuli parfois acoustiques ou visuels, mais généralement plutôt chimiques et olfactifs qui proviennent ici des hôtes eux-mêmes. Ces signaux sont qualifiés de kairomones. Il s'agit, par exemple, de phéromones sexuelles impliquées dans la recherche et la reconnaissance de partenaires pour la reproduction. Dans ce cas, la femelle parasitoïde agit comme un véritable espion en détournant à son avantage des signaux qui ne lui sont pas initialement destinés (NOLDUS, 1989). Une fois l'hôte trouvé, la femelle doit encore s'assurer que celui-ci peut convenir (taille, forme, couleur) au développement de sa descendance grâce à des signaux physiques ou chimiques provenant de l'hôte découvert déterminant l'espèce, son stade de développement, son état physiologique. Ces signaux peuvent être situés à l'extérieur de l'hôte et sont alors généralement perçus par le parasitoïde grâce à de nombreux récepteurs situés sur ses antennes qui sont richement innervées. Ils peuvent aussi se situer à l'intérieur de l'hôte et sont détectés grâce à des organes sensoriels situés sur l'ovipositeur (organe de ponte) lors de son insertion dans l'hôte.

II.1.5- Discussion sur l'évaluation des émergences des parasitoïdes primaires à partir des momies

Sur un total de 6795 momies récolté, 5283 individus d'hyménoptères parasitoïdes primaires ont émergé soit un taux de 77.74 %. Ce taux d'émergence varie entre 32 % et 91,96 %. Les espèces *A. matricariae*, *D. rapae* et *A. colemani* ont enregistré les taux d'émergence les plus importants qui sont respectivement 91.96 %, 89,79 % et 88,62%.

Le taux d'émergence des parasitoïdes reflète leur succès reproductif et leur niveau d'adaptation aux conditions environnantes. Ce paramètre va dépendre de plusieurs facteurs abiotiques et biotiques; Les facteurs abiotiques, sont représentés surtout par la température (POLGAR et al., 2000; HANCE et al.,2006). Ces auteurs ajoutent que l'exposition des stades larvaires aux températures extrêmes, induit une chute importante du taux d'émergence, suite à une augmentation de la résistance de l'hôte au parasitisme et à une réduction des activités métaboliques des stades larvaires qui préfèrent d'entrer en diapauses. En ce qui concerne les facteurs biotiques, RAKHSHANI et al. (2005) ont testé l'effet de la qualité de l'hôte et de ses stades larvaires sur le taux de mortalité des parasitoïdes. Ils ont conclu que cette mortalité est importante quand l'âge de l'hôte est très avancé. Les stades larvaires sont les plus préférés.

BRODEUR & BOIVIN (2004), RODRIGUES et al., (2004); SIDNEY et al. (2010); ont mentionné que l'hôte convenable affecte directement le développement, la mortalité, la longévité et la fécondité des parasitoïdes.

Des taux d'émergence faibles ont été enregistrés, c'est le cas de *Toraxes deltiger* et *Aphidius ribis* dont les taux d'émergences sont respectivement 32 % et 33,33 % et les momies qui n'ont pas pu émerger représentent 22,26 % du total. L'hyperparasitisme et les facteurs abiotiques notamment, la température ont une nette influence sur le taux d'émergence des parasitoïdes, D'après JERVIS et al., (2005), les parasitoïdes ne peuvent pas tolérer les températures extrêmes, et meurent généralement avant leur émergence. HELMS et al., (2004), on insisté sur l'importance de l'hyperparasitisme sur l'activité des parasitoïdes primaires.

Il se peut également que le stress subit aux momies lors du transport et leur conservation sous les conditions du laboratoire, a gêné le processus de développement naturel de ces parasitoïdes.

II.1.6- Discussion sur l'analyse factorielle des correspondances appliquée aux espèces de pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes récoltés sur différentes catégories de plantes hôtes (cultures et adventices)

BENHAMACHA (2019), en appliquant l'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces de pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes dans quatre stations. Ces dernières sont situées dans trois quadrants différents. Les espèces rencontrées forment 8 groupements différents ; Le groupement A renferme les espèces présentes uniquement dans la station d'arboriculture (*A.spiraecola*, *G.ficicola*, *U.aeneum*, *T.aurantii* et *A.colemani*). Le groupement B est constitué par un nombre très important d'espèces présentes uniquement dans la forêt du parc de loisir de Beaulieu (*A.nerii*, *A.umbrella*, *C.leucomelas*, *C.populeti*, *C.pini*, *C.tujafilina*, *R.maidis*, *H.pruni*, *H.picridis*, *M.rosae*, *M.persicae*, *N.ribisnigri*, *T.arundicolens*, *T.transcaspicus*, *L.confusus*, *L.testaceipes*, *P.silana*, *P.volucra*, *S.aphidivorus*, *Eulophidae sp* et *D.rapae*). Le groupement C regroupe les espèces notées seulement dans la station de l'E.N.S. A sur la luzerne et le blé tendre (*A.pisum*, *D.rapae*, *L.fabarum*, *A.vitrix*). Le groupement D englobe les espèces qui se trouvent seulement sur les essences forestières de chêne liège (*H.picta*, *M.boernerii*, *T.suberi*). Le groupement E regroupe les espèces communes entre la station de l'arboriculture et la forêt (*A.fabae*, *A.gossypii*, *B.cardui*, *B.helichrysi*, *H.lactuae*, *B.angelicae*).Le groupement F regroupe les espèces communes entre la station de l'E.N.S.A, l'arboriculture fruitière et la forêt (*M.euphorbiae*, *S.maydis*, *A.ervi*, *A.chaonia*). Le groupement G regroupe six espèces communes entre la station de l'E.N.S.A et la forêt (*A.cracca*, *A.craccivora*, *S.avenae*, *A.funnebris*, *A.vulgaris*, *P.aphidis*). Le groupement H est représenté par l'espèce *P.villosa* commune pour la forêt de Beaulieu et la station de Zéralda de chênes lièges.

II.2- Discussion sur les hyperparasitoïdes

III.2.1- Discussion sur la liste détaillée des espèces d'hyperparasitoïdes récoltées sur les différentes cultures et plantes adventices dans la région de la Mitidja

Au sein d'un écosystème, les hyperparasitoïdes sont des insectes qui vivent aux dépens des parasitoïdes primaires, de cette façon ils occupent le 4ème niveau trophique (BUITENHUIS, 2004)

Les prospections et les relevés effectués lors de notre travail dans la région de la Mitidja, nous ont permis effectivement de découvrir l'importance et l'activité des hyperparasites. 7 espèces ont été identifiées appartenant à cinq familles taxonomiques ;

Asaphes sp., *Pachyneuron aphidis*, *Phaenoglyphis villosa* appartenant à la famille des Pteromalidae, *Alloxysta vitrix* (Figitidae), *Lygocerus sp* (Megaspilidae), *Syrphophagus aphidivorus* (Encyrtidae) et *Phaneroserphus coreanus* (Proctotrupidae).

Les mêmes familles, ont été trouvées par HEMIDI et *al.*, (2013), CHEHMA et LAAMARI (2014) et AGGOUN et *al.*, (2016) à l'exception de la famille des Proctotrupidae en Algérie. Dans leur étude bioécologique des hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel et cultivé dans la région de Ghardaïa CHEHMA et LAAMARI (2014) ont signalé la présence de 3 espèces de parasitoïdes secondaires, ces espèces sont *Alloxysta vitrix* (Figitidae), *Syrphophagus aphidivorus* (Encyrtidae) et *coruna clavata* (Pteromalidae). Dans le milieu naturel de la région de Khenchela (Est algérien), AGGOUN et *al.*, (2016) ont répertorié en plus des parasitoïdes primaires, 07 hyperparasites appartenant à quatre familles. Il s'agit de *Coruna clavata*, *Alloxysta vitrix* (Figitidae), *Alloxysta spp*(Figitidae), *Dendrocerus spp*(Megaspilidae), *Syrphophagus aphidivorus*(Encyrtidae), *Pteromalidae spp1*, *Pteromlidae spp2*. HEMIDI et *al.*, (2013) ont pu recenser 7 espèces d'hyperparasitoïdes appartenant à 4 familles. Il s'agit d'*Alloxysta vitrix* (Figitidae), *Dendrocerus spp.* (Megaspilidae), *Syrphophagus aphidivorus* (Encyrtidae), *Asaphes spp.* (Pteromalidae), *Coruna clavata*(Pteromalidae), une espèce non identifier de la famille des Pteromalidae et finalement une espèce non identifiée de à la super famille des Chalcidoidea.

D'après BUITENHUIS (2004), les hyperparasitoïdes diffèrent dans leur phylogénie, leur mode de développement, les stades d'hôte attaqués et leur spécificité parasitaire.

Conclusion et perspectives

Conclusion

Cette étude a été réalisée dans quatre stations dans la région de la Mitidja ; la station horticole du jardin d'essais d'El Hamma, la ferme de l'institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne (l'ITAFV) de Tessala-El-Merdja, la station horticole de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach (E.N.S.A) et enfin la station de l'I.T.G.C. d'Oued Smar durant la période allant de février 2017 à septembre 2018.

L'échantillonnage a permis de recenser 48 espèces aphidiennes dont une espèce est signalée pour la première fois en Algérie, il s'agit du puceron du chrysanthème *Macrosiphoniella sanbroni*.

Cette aphidofaune est répartie entre 4 sous-familles ; Aphidinae, Chaitophorinae, Lachninae et Calaphidinae, 7 tribus ; Aphidini, Atheroidini, Greenidini, Chaitophorini, Lachnini et Panaphidini et 28 genres. La sous-famille des Aphidinae est la plus représentée en genres (21) et en espèces (41).

Les espèces de parasitoïdes primaires émergeant des momies appartiennent à l'ordre des Hymenoptera, la super-famille des Ichneumonoidea, la famille des Braconidae (= Aphidiidae) et à la sous – famille des Aphidiinae qui regroupe 4 tribus ; Aphidiini, Praini, Ephedrini et Trioxini et 7 genres ; *Aphidius*, *Diareretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon*, *Ephedrus*, *Toraxes* et *Binodoxys*.

Le genre *Aphidius* prédomine avec 8 espèces ; *Aphidius matricariae*, *Aphidius ervi*, *Aphidius colemani*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae*, *Aphidius aquilus*, *Aphidius rhopalosiphi* et *Aphidius ribis*.

Sur un total de 6795 momies récolté, 5283 individus d'hyménoptères parasitoïdes primaires ont émergés soit un taux de 77.74 %. Ce taux d'émergence varie entre 32 % et 91,96 %. Les espèces *A.matricariae*, *D.rapae* et *A.colemani* ont enregistré les taux d'émergence les plus importants qui sont respectivement 91.96 %, 89,79 % et 88,62%.

Concernant les relations trophiques, 214 associations ditrophiques sont établies entre 48 pucerons et 101 espèces végétales appartenant à 36 familles botaniques. *Aphis fabae* est le

puceron le plus polyphage, il a été retrouvé sur 26 plantes hôtes appartenant à 13 familles botaniques ; Adoxaceae, Amaranthaceae, Araliaceae, Asteraceae, Celastraceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Malvaceae, Papaveraceae, Polygonaceae, Rhamnaceae, Rutaceae et Solanaceae. Suivi par *Aphis gossypii* qui a été retrouvé sur 23 espèces végétales appartenant à 16 familles botaniques ; Amaranthaceae, Araliaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Celastraceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Lythraceae, Malvaceae, Moraceae, Oleaceae, Pittosporaceae, Rhamnaceae, Rosaceae, Scrophulariaceae et Solanaceae.

Un total de 190 associations tritrophiques est formé entre 17 espèces d'hyménoptères parasitoïdes primaires, 34 espèces de pucerons et 70 plantes hôtes appartenant à 31 familles botaniques. Ces associations ont permis de mettre en évidence, d'une part le pouvoir de dispersion des différentes espèces d'hyménoptères parasitoïdes. Et d'autre part les espèces ayant une capacité de dispersion très importante ; il s'agit de l'espèce *Lysiphlebus testaceipes*. Celle-ci s'est montrée la plus active en parasitant 17 espèces aphidiennes (50% des espèces de pucerons) sur 31 plantes hôtes appartenant à 21 familles botaniques établissant ainsi 36 associations. Suivie par l'espèce *Aphidius ervi* qui a pu parasiter 16 espèces de pucerons (47% des espèces de pucerons) sur 24 plantes hôtes appartenant à 12 familles botaniques formant ainsi 32 associations.

En perspectives

A travers cette étude, le spectre d'hôtes et le taux d'émergence (qui reflète le succès reproductif et le niveau d'adaptation aux conditions environnantes) de chaque espèce d'hyménoptère parasitoïde de puceron sont déterminés.

Il serait intéressant d'inscrire les espèces parasitoïdes ayant la plus grande gamme d'hôtes *Lysiphlebus testaceipes* et *Aphidius ervi* et les espèces ayant un taux d'émergence important ; *A.matricariae*, *D.rapae* et *A.colemani* dans un programme de lutte biologique.

Références bibliographiques

BIBLIOGRAPHIE

1. **ABDELKRIM H., 2004** – Contribution à l'étude écologique et phytocociologique des adventices des cultures et des jachères dans le secteur phytogéographique de l'Algérois (Algérie). *Phytocoenologia*, 34 (2): 287 - 326.
2. **ACHEAMPONG S., GILLESPIED R. & D.J.M. QUIRING., 2012** - Survey of parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera) of the green peach aphid, *Myzus persicae* and the foxglove aphid, *Aulacorthum solani* (Hemiptera: Aphididae) in British Columbia. *J. Entomol. Soc. Brit. Columbia*, 109: 12-22.
3. **AGGOUN H., LAAMARI M., TAHAR CHAOUICHE S., 2016** – Associations tri-trophiques (parasitoïdes – pucerons- plantes) notées dans le milieu naturel de la région kenchela (Est- Algérien). *Nature et Technology*, 15: 02 - 08.
4. **AL HASSEN D., GEORGELIN E., DELATERRE T., BUREL F., PLANTEGENEST M., KINDLMANN P et BUTET A., 2016** – Does the presence of grassy strips and landscape grain affect the spacial distribution of aphids and their carabid predators ?. *Agricultural and Forest Entomology*, 15 (1) : 24 – 33.
5. **ALHMEDI A., RAYMAEKERS S., TOMANOVIT Z., BYLEMANS D. et BELIEN T., 2018** – Food web structure of aphids and their parasitoids in Belgian fruit. *Agroecosystems Entomol. Science*, 1 – 13.
6. **ALBOUY J., DEVERGNE J. C., 1998** - Maladies à virus des plantes ornementales. Editions Quae, 1998. ISBN 2738007635. Pages : 473.
7. **AMIRI B., IBRAHIM L. AND BUTT T., 1999** - Antifeedant properties of destruxins and their potential use with the entomogenous fungus *Metarhizium anisopliae* for improved control of crucifer pest. *Biocontrol Science and Technology* 9 : 487-498.
8. **ARAB K., DOUMANDJI S. et TERGOU S., 1997** – Structure trophique du peuplement reptilien dans le parc de l'institut national agronomique, El Harrach. 2^{èmes} Journées Protec. Vég, 15-16 mars 1997, Inst. nati. agro. EL Harrach, p. 104.
9. **ARMELLE. C. D'ACIER., NICOLAS. P. H. & OLIVERA. P. O., 2010** - Aphids (Hemiptera, Aphididae). *BioRisk* 4(1): 435–474.
10. **AUCLAIR JL., 1963**. Aphid feeding and nutrition. *Annual Review of Entomology* 8: 439–490.
11. **AYACHE S., STRANGI A., CHAKALI G., DAHMANI L. , CHELLALI M., PENNACCHIO F., ROVERSI P.F., BINNAZZI F., 2020** – A new species, *Cinara tellenia* Binazzi F. et Strangi (Aphididae Lachninae) associated with *Cedrus atlantica*

in Tell Atlas of Algeria. *Bulletin of Insectology*. 73 (2) : 275 – 283.

12. **AYADI M., STARY P. BELKADI M. & BEN HALIMA KAMEL M., 2017** - Aphid Parasitoid Species and their Hosts in Western South of Tunisia (Hymenoptera: Aphidiidae; Aphidiinae and Hemiptera: Aphididae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 27(2), 223-226
13. **BAHA M. et BERRA S., 1997** – Les espèces oligochètes dans le Jardin d’essai du Hamma (Alger). 2^{èmes} journées nationales, *Protec. Vég*, 15–17 mars 1997, *Inst. nati. agro. El Harrach*, p. 138.
14. **BAHA M and BERRA S., 2001** – *Proselldrillus doumandjii* n. sp a new lumbricid from Algeria. *Tropical zoology*, (14) : 87-93.
15. **BALDI I., CORDIER S., COUMOUL X., ELBAZ A., GAMETPAYRASTRE L., LE BAILLY P., MULTIGNER L., RAHMANI R., SPINOSI J. & VAN MAELE-FABRY G., 2013** - Pesticides. Effets sur la santé. Collection expertise collective. INSERM, Paris, 1002 p.
16. **BARAHOEI H., MADJDZADEH S.M., MEHRPARVAR M et STRAY P., 2010** – A study of Praon Haliday (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae) in Southeastern Iran with two new records. *Acta Entomologica Serbica* 15 (1), 107 – 120.
17. **BASSINO J.P., 1983** - Influence des techniques de cultures en verger : notes de synthèse. *Faune et Flore Auxiliaire en Agriculture*, 289-293.
18. **BAZIZ B., SOUTTOU K., SEKOUR M., HAMANI A., BENDJABELLAH S., KHEMICI M. et DOUMANDJI S., 2008** - Les micromammifères dans le régime alimentaire des rapaces en Algérie. 3^{èmes} Journées nationales, *Protec. Vég*, 7-8 avril 2008, *Inst. nati. agro. El Harrach*, p. 30.
19. **BEN HALIMA K.M. et BEN HAMOUDA M.H., 2005** - A propos des pucerons des arbres fruitiers de Tunisie. Notes fauniques de Gembloux 58: 11–16.
20. **BEN HALIMA K., 2012** – Aphid fauna (hemiptera aphididae) and their host association of chott mariem, coastal area of Tunisia. *Annals of biological Research*, 3 (1): 1 – 11.
21. **BENDJOUDI D., 2005** – L’avifaune de la Mitidja: données nouvelles. 9^{ème} Journée Nationale Ornithologie, 7 mars 2005, *Dép. Zool. agri. for., Inst. nati. agro., El Harrach*, p. 30.
22. **BENHAMACHA M., GHEZALI D., CHEMALA A. and MARNICHE F., 2017** – First report of *Pauesia silana* Tremblay, 1969 (Hymenoptera : Aphidiidae), a natural

enemy of the aphid *Cinara pini* L., in Algeria. *Bulletin OEPP / EPPO Bulletin* 0 (0) : 1 – 2 .

23. **BENHAMACHA M., 2019** – Etude des pucerons et de leurs Hyménoptères parasitoïdes associés aux milieux naturels et cultivés d’Algérie. Thèse Doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique. Alger, El Harach, 230 pp.
24. **BENOUFELLA-KITOUS K., DOUMANDJI S. & MEDJDOUB-BENSAAD F., 2014** - Interest and place of three *Vicia faba* aphid species in Draâ Ben Khedda (Great Kabylia, Algeria). *International Journal of Agricultural Science and Research*, 4(6), 27-36.
25. **BENZIADA M., 2003** - Hydrogéologie de la plaine de la Mitidja Orientale (Algérie). *Bulletin des sciences géographiques*, (11), 43-52.
26. **BERLIOZ J., 1950** - Oiseaux de la Réunion. In Lépidoptère Rhopalocères. Ed. L’Océanie Française. Paris : Pierre Viette, 84 p.
27. **BLACKMAN R. L., and EASTOP V. F., 1984** - Aphids on the world’s crops. An identification guide. Wiley, Chichester, United Kingdom
28. **BLACKMAN R. L. et EASTOP V. F., 1994** - Aphids on the World’s Trees: an Identification and Information Guide, CAB international, Ed, Wallingford. 987 p .
29. **BLACKMAN R. L., et EASTOP V. F., 2000** - Aphids on the World's Crops. An Identification and Information Guide. 2nd Ed. New York. : John Wiley et Sons Publishers, 466p.
30. **BLACKMAN R. L., et EASTOP V. F., 2006** - Aphids on the World’s herbaceous plants and shrubs, vol. 2. The aphids. Wiley Ltd., Chichester, United Kingdom.
31. **BODLAH I., NAEEM M. et RAKHSHANI E., 2012** – Genus *Binodoxys* Machauer, 1960 (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae) from Punjab Province of Pakistan. *J. zool.*, 44 (2) : 551 – 557.
32. **BOIVIN G., HANCE T. et BRODEUR J., 2012** – Aphid parasitoids in biological control. *J. Plant Sci.*, 92 : 1 – 12.
33. **BONNEMAISON L., 1950** - Facteurs d’apparition des formes ailées chez les pucerons : vecteurs des maladies à virus de la pomme de terre et méthodes générales de protection des cultures de plants de sélection. Rev. M.E.N.S.
34. **BOUKHRIS-BOUHACHEM S., 2011** - Aphid Enemies Reported from Tunisian Citrus Orchards. *Tunisian J Plant Protect* 6:21–27.
35. **BRAULT V., UZEST M., MONSION B., JACQUOT E., BLANC S., 2010**- Aphids as transport devices for plant viruses. *C. R. Biologies*. 333: 524-538.
36. **BRODEUR J & ROSENHEIM J.A., 2000** - Intraguild interactions in aphid

- parasitoids. *Ent. Exp. App.* 97: 93-108.
- 37. BRODEUR J. & BOIVIN G., 2004** - Functional ecology of immature parasitoids. *Ann. Rev. Ent.* 49: 27-49.
- 38. BUES R., POITOUT S., ANGLADE P., & ROBIN J. C., 1986** - Cycle évolutif et hibernation de *Mythimna* (Syn. *Pseudaletia*) *unipuncta* Haw. (Lep. Noctuidae) dans le sud de la France. *Acta oecologica. Oecologia applicata*, 7(2) : 151-166.
- 39. BUITENHUIS R, BOIVIN G, VET LEM, BRODEUR J., 2004** - Preference and performance of the hyperparasitoid *Syrphophagus aphidivorus* (Hymenoptera: Encyrtidae): fitness consequences of selecting hosts in live aphids or aphid mummies. *Ecol. Entomol.* 29:648–656.
- 40. CAMPBELL A., FRAZER B.D., GILBERT N., GUTIERREZ A.P., MARKAUER M., 1974** – Temperature requirements of some aphids and their parasites. *Journal of Applied Ecology* 11 : 431 – 438.
- 41. CARRA P. & Gueit M., 1952** - Le Jardin d'Essai du Hamma. Direction de l'Agriculture, Gouvernement Général d'Algérie, 114 p.
- 42. CHAMBERS R.J., 1988** - Syrphidae. In Minks A.K. & Harrewijn P. (éd.), *Aphids. Their Biology, Natural Enemies and Control* 2B, p. 259-270, Elsevier, New York, Amsterdam.
- 43. CHAUCHE S.T. et LAAMARI M., 2015** – Aphid parasitoid species (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae) and their associations in biskra province, J. *Entomol. And Zool. Studies*, 3 (2) : 179 – 184.
- 44. CHAUBET B. (2010)** Les parasitoïdes des pucerons. Encyclop'Aphid <https://www6.inra.fr/encyclopedie-pucerons/Especes/Parasitoides>. 07.07.2015.
- 45. CHEHMA S. et LAAMARI M., 2014** – Etude bioécologique des hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel et cultivé dans la région de Ghardaïa. *Revue des Bio Ressources*, 4 : 62 – 75.
- 46. CHOUGLE N.P. and BONNING B.C., 2012** – Toxins for transgenic resistance to hemipteran pests. Special issue of the online journal *Toxins* « Insecticidal Toxins » 4 (6) : 405 – 429.
- 47. CHOUGULE R.A., CHOUGULE S.P., BHARATHI P., SALIMATH A.H.S., 2013** - Buffalo colostrum β -lactoglobulin inhibits VEGF-induced angiogenesis by interacting with g protein-coupled receptor kinase *Appl. Biochem. Biotechnol.*, 171 : 366-381
- 48. CHRISTELLE L., 2007** - Dynamique d'un système hôte-parasitoïde en

- environnement spatialement hétérogène et lutte biologique Application au puceron *Aphis gossypii* et au parasitoïde *Lysiphlebus testaceipes* en serre de melons. Thèse Doctorat., Agro Paris Tech, Paris.p 43-44.
49. **CHRZANOWSKI G., LESZCZYNSKI B., SEMPRUCH C., SYTYKIEWICZ H. & SPRAWKA I., 2009.** Effect of phenolics from woody plants on activity of grain aphid oxidases. *Pestycydy/Pesticides* 20 : 63 - 70.
 50. **COCK, M.J.W., VAN LENTEREN, J.C., BRODEUR, J., BARRATT B.I.P., BIGLER, F., BLOCKMANS, K., CONSOLI, F.L., HAAS, F., MASON, P.G. & PARRA, J.R.P., 2010** - Do new access and benefit sharing procedures under the Convention on Biological Diversity threaten the future of biological control. *Biocontrol*,55 (2), 199-218.
 51. **COSTAMAGNA A. C., LANDIS D. A. ET BREWER M. J., 2008** - The role of natural enemy guilds in *Aphis glycines* suppression. *Biol. Control* 45 : 368-379.
 52. **DAJOZ R., 1971** - Précis d'écologie.Ed.Dunod, Paris. 434p.
 53. **DAJOZ R., 1985** - Précis d'écologie. Ed. Bordas, Paris, 505 p.
 54. **DAJOZ R., 2006** – Les insectes et la forêt : rôle de la diversité des insectes dans le milieu forestier. Tec et Doc, 594p.
 55. **DAJOZ R., 2010** – Dictionnaire d'entomologie. Ed. Lavoisier, 348 p.
 56. **DE MORAES C.M., MESCHER M.C. & TUMLINSON J.H., 2001** - Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel conspecific females. *Nature*, 410, 577-580.
 57. **DEDRYVER. C.A., 1982** - Qu'est ce qu'un puceron ? journ. D'info et d'étude « : les pucerons des cultures, Le 2, 3 et 4 mars 1981. Ed. Bourd, Paris. pp9-20.
 58. **DEDRYVER C.A, LE RALEC A., FABRE F., 2010** - The conflicting relationships between aphids and men: A review of aphid damage and control strategies. *Comptes Rendus Biologies* 333: 539–553.
 59. **DEDRYVER C. A., 2012** - Puceron et milieu. Encyclo'Aphid. www.inra.fr/encyclopedie-pucerons.
 60. **DEGUINE J. P. and LECLANT F. 1997** - *Aphisi gossypii* Glover (Hemiptera, Aphididae). Montpellier.
 61. **DEVINE G.J. & FURLONG M.J., 2007** - Insecticide use: Contexts and ecological consequences. *Agriculture and Human, Values* 24 : 281-306.
 62. **DIJILIO M.C., PENNACCHIO. F., TREMBLAY E., 1998** – Host regulation effects of ovary fluid and venom by *Aphidius ervi* (Hymenoptera : Braconidae) . *Journal of Insect Physiology* 44 : 779 – 784.

- 63. DIXON, A. F. G. 1987.** « Parthenogenetic reproduction and the rate of increase in aphids ». In *Aphids, their biology, natural enemies and control*, 2:269–287. Elsevier. A. K. Minks & P. Harrewijn.
- 64. DIXON A.F.G., 1997-** Patch quality and fitness in predatory ladybirds. *Ecological Studies* 130 : 205-223.
- 65. DIXON A.F.G., 2000** - *Insect Predator-Prey Dynamics: Ladybird Beetles and Biological Control*. Cambridge University Press, Cambridge, 268 p.
- 66. DJITLI Y., BOIX D., MILLA A., MARNICHE F., TORNERO I., CUNILLERA-MONTCUSI D., SALA J., GASCON S., QUINTANA X.D. and DAOUDI-HACINI S., 2021** – Annual cycle of water quality and macroinvertebrate composition in algerian wetlands : a case study of lake Réghaïa (Algeria). *Limnetica* 40 (2) : 399-415.
- 67. DOUGLAS A.E., 2003** - The nutritional physiology of aphids. *Advenes in Insect Physiology*, 31, 73 – 140.
- 68. DOUMANDJI S. et DOUMANDJI-MITICHE B., 1991** – Les dégâts dus au Bulbul des jardins. *Pycnonotus barbatus* Desfontaines 1787 en arboriculture fruitière en Mitidja (Alger). *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv, Gent*, 56/3b: 1083 - 1087.
- 69. DOUMANDJI S. et DOUMANDJI-MITICHE B., 1992** – Observations préliminaires sur les caelifères de trois peuplements de la région de la Mitidja (Alger). *Mém. Soc. Belge. Ent.*, (35): 619 - 623.
- 70. DOUTT R.L., 1959** - The biology of para-sitic hymenoptera. *Annual Review of Entomology* 4:161-182.
- 71. DREUX P., 1980** – Précis d'écologie. Ed. Presses universitaires de France (P.U.F.), Paris 231p.
- 72. EHSAN R., Z E**
- 73. LJJKO T., STARY P., SGHAR T. A., NICKOLAS G. K., ABBA L. et SRDJAN S., 2008** - Distribution et la diversité des parasitoïdes de pucerons du blé (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) en Iran, 105(1) : 863-870.
- 74. EKESI S., EGWURUBE E. A., AKPA A. D. AND ONU I., 2001** - Laboratory evaluation of the entomopathogenic fungus, *Metarhizium anisopliae* for the control of the groundnut bruchid, *Caryedon serratus* on groundnut. *Journal of Stored Products Research* 37 : 313-321.

- 75. ELOUISSI, M. & RIGHI, K., 2016** - Tritrophic interactions: plant-aphid-parasitoid Hymenoptera in natural environment in Mascara (north-west Algeria). *Sylwan* ,160 (12) : 128-141
- 76. ESTEVEZ B., DOMON G. & LUCAS E., 2000-** Contribution de l'écologie du paysage à la diversification des agroécosystèmes à des fins de phytoprotection. *Phytoprotection* ,81, 1-14.
- 77. FAURIE C., FERRA C., ET MEDORI P., 1984** - Écologie. Ed. Baillière J.-B, Paris, 147 p.
- 78. FAURIE F., 1998** - *Ecologie approche scientifique et pratique*. Ed. Lavoisier, Paris, 568p.
- 79. FAURIE C., FERRA C., MEDORI P., DEVAUX J., HEMPTINNE J. L., 2003** – *Ecologie approche scientifique et pratique*. Ed. Lavoisier, Paris, 407 p.
- 80. FAURIE C., FERRA C., MEDORI P., DEVAUX J., ET HEMPTINNE J.L., 2012** - *Ecologie approche scientifique et pratique*. Ed. Lavoisier, Paris, 488 p.
- 81. FAVRET, C. , 2020** - Aphid species file (Version 5.0/5.0). (Web page: aphid.speciesfile.org) (Date accessed: November 2018). Retrieved from: <http://aphid.speciesfile.org/HomePage/Aphid/HomePage.aspx>
- 82. FEKKOUN S., GHEZALI D. et DOUMANDJI S., 2011** – Variations saisonnières des peuplements invertébrés du sol en milieu cultivé dans la plaine de la Mitidja. *Lebanese Science Journal*, 12 (1): 3 - 11.
- 83. FERERES A. and COLLAR J. L., 2001** - Analysis of noncirculative transmission by electricalpenetration graphs. In: Harris K. F., Smith O. P. and Duffus J. E. (eds). *Virus–Insect–PlantInteractions*. Academic Press, New York. 87-109 pp.
- 84. FERRERO M., 2009** - Le systeme tritrophique tomate tetranyques tisserands-Phytoseiulus longipes : Etude de la variabilite des comportements alimentaires du predateur et consequences pour la lutte biologique. Thèse doctorat, Montpellier.
- 85. FINK. U., & VOËLKL. W., 1995** - The effect of abiotic factors on foraging and oviposition success of the aphid parasitoid, *Aphidius rosae*. *Oecologia* 103 : 371-378.
- 86. FLINT H.M., SALTER S.S. & WALTERS S., 1979** - Caryophyllene: an attractant for the green lacewing *Chrysopa carnea* Stephens. *Environ. Entomol.*, 8, 1123-1125.
- 87. FORBES AR., 1969** - The stylets of the green peachaphid, *Myzus persicae* (Homoptera:Aphididae). *The Canadian Entomologist* 101: 31–41.
- 88. FOSTER S. P., DEVINE G. & DEVONSHIRE A. L., 2007** - Insecticide Resistance. In: van Emden H. F. & Harrington R. (eds.), *Aphids as Crop Pests*, Ed.

CAB International (UK), 261 -285.

- 89. FOURNIER. A., 2010** - Assessing winter survival of the aphid pathogenic fungus *pandora neoaphidis* and implications for conservation biological control. Thèse Doctorat. Univ Eth Zurich.
- 90. FRAVAL A., 2006 a-** Les pucerons – 1ère partie. Office pour les insectes et leur environnement, France, 2e trimestre. Insectes n° 141 : 3-8 p.
<http://www7.inra.fr/opie-insectes/pdf/i141fraval1.pdf>
- 91. FRAVAL A., 2006 b** - Les pucerons – 2e partie. Office pour les insectes et leur environnement, France, 3e trimestre. Insectes n° 142 : 27-30 p.
<http://www7.inra.fr/opie-insectes/pdf/i142fraval3.pdf>
- 92. FRAZER B.D., 1988** - Coccinellidae. In Minks A.K. & Harrewijn P. (éd.), *Aphids. Their Biology, Natural Enemies and Control* 2B, p. 364. Elsevier, New York, Amsterdam.
- 93. FRAZIER B.D. & GILBERT N., 1976** - Coccinellids and aphids: a quantitative study of the impact of adult ladybirds (Coleoptera: Coccinellidae) preying on field populations of pea aphids (Homoptera: Aphididae). *Journal of the Entomological Society of British Columbia* 73, p. 33-56.
- 94. FREDON., 2008** – fiche technique sur les pucerons, France.
- 95. GANASSI S., MORETTI A., STORNELLI C., FRATELLO B. and PAGLIAI A. M., 2006** - Effect of Fusarium, Paecilomyces and Trichoderma formulations against aphid *Schizaphis graminum*. *Mycopathologia* 151 : 131-138.
- 96. GAULD I. and BOLTON B., 1988** - The Hymenoptera. Oxford University Press, 332 p.
- 97. GHAZALI A., BOUNECHADA M. and HAKIMI S., 2015** - Inventory of Aphids and Their Parasitoids of Vegetable Crops in the Region of Setif (North-East of Algeria). *International Journal of Science and Engineering Investigations*, 4(46): 6-10.
- 98. GHELLAMAALAH A., RAKHSHANI E. BOUHROUA R., MICHELENA J.M., BOUALEM M., FERRER -SUAY M. et PUJADE -VILLAR J., 2018** – New Hymenoptera records (Brachonidae : Aphidiinae) from Algeria and the Northern Africa, and notes about other species . *Entomofauna*, 13 : 301 – 316 .
- 99. GIBSON G.A.P. et VIKBERG V., 1998** – The species of *Asaphes* Walker from America North of Mexico, with remark on extra limital Distributions and Taxa (Hymenoptera : Chalcidoidea , Pteromalidae). *J. Hym. Res.*, 7 (2) : 209 – 256.

100. **GILBERT F.S., 1993** - Hoverflies. Naturalists' Handbooks No. 5. 2 éd. Richmond Press, Slough, 72 p.
101. **GODIN C. et BOIVIN G., 2002** – Guide d'identification des pucerons dans les cultures maraîchères au Québec . *Agriculture et Agroalimentaire*, Canada. 31p.
102. **GÖRÜR, G., ŞENOL, Ö. & AKYILDIRIM BEGEN, H., 2019** - Adıyaman, Malatya ve Şanlıurfa İllerinden Belirlenen Afit Türlerinin Türkiye Afit Faunasına Katkıları Açısından Değerlendirilmesi. Selçuk Üniversitesi *Fen Fakültesi Dergisi*, 45(2) :103-115.
103. **GÖRÜR, G., ŞENOL, Ö., AKYILDIRIM BEGEN, H. & AKYÜREK, B., 2020** - Foresights Derived from Recent Studies Conducted on Turkey Aphid Fauna. Atatürk University, *Journal of Agricultural Faculty*, 51 (1) : 63-68.
104. **GRATWICK M., 1992** - cereal aphids M. Sc,D.I.C. C.BIOL.M.I.BIOL., F.R.E.S.1992, pp 36-41.
105. **GRAY S. M. and GILDOW F. E., 2003** - Luteovirus–aphid interactions. *Annual Review of Phytopathology* 41 : 539-566.
106. **HAGEN K. S. and VAN DEN BOSCH R., 1968** - Impact of pathogens, parasites and predators on Aphids. *Ann. Rev. Entom.* 13, 325 – 384.
107. **HANCE TH., BAAREN J.V., VERNON PH et BOIVIN G., 2006** - Impact of extreme temperatures on parasitoids in a climate change perspective. *Ann. Rev. Entomol.* 25:107-126
108. **HARDIE, J. (1989)**. "Spectral specificity for targeted flight in the black bean aphid *Aphis fabae*." *Journal of Insect Physiology* 35: 619-626.
109. **HARMEL N., HAUBRUGE E. et FRANCIS F., 2010**- Étude des salives de pucerons : un préalable au développement de nouveaux bio-insecticides. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 14 (2), 369-378.
110. **HEIE O.E., 1995** - The Aphidoidea (Hemiptera) of Fennoscandia and Denmark. VI. Family Aphididae: Part 3 of tribe Macrosiphini of subfamily Aphidinae, and family Achnidae. *Fauna Entomologica Scandinavica* 31:1–217.
111. **HEIN L., VAN KOPPEN K., RUDOLF S., EKKO C. et IERLAND V., 2005** – Toward improved environmental and social management of Indian shrimp farming. *Environmental Management* 29 : 349-359.
112. **HELMS S.E., CONNELLY S., HUNTER M.D., 2014** – Effects of variation among plant species on the interaction between a herbivore and its parasitoid.

113. **HEMIDI, W., LAAMARI, M. & TAHAR CHAOUICHE, S., 2013** - Les hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés aux plantes ornementales de la ville de Biskra. USTHB_FBS_4th International Congress of the Populations & Animal Communities “Dynamics & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems CIPCA4” TAGHIT (Bechar) – ALGERIA, 19-21 November, pp. 363-371.
114. **HEMPTINNE J.L. & DIXON A.F.G., 1991** - Why have ladybirds been generally so ineffective in biological control? In Polgár L.A., Chambers R., Dixon A.F.G & Hodek I. (éd.), *Behaviour and Impact of Aphidophaga*, p. 149-157. SPB Academic Publishing, The Hague.
115. **HEMPTINNE J.L. & DIXON A.F.G., 1997** - Are aphidophagous ladybirds (Coccinellidae) prudent predators ? *Biological Agriculture and Horticulture* 15 : 151-159.
116. **HODEK I. & HONEK A., 1996** - Ecology of Coccinellidae. Kluwer, Dordrecht, 480 p.
117. **HORI M. AND KOMATSU H. 1997** - "Repellency of rosemary oil and its components against the onion aphid, *Neotoxoptera formosana* (Takahashi) (Homoptera, Aphididae)." *Applied Entomology and Zoology* 32(2): 303-310.
118. **HORI M. 1999** - "Role of host plant odors in the host finding behaviors of aphids." *Applied Entomology and Zoology* 34(3): 293-298.
119. **HULLE M., TURPEAU E., LECHANT F., RAHN M.J., 1998** – *les pucerons des arbres fruitiers. Cycles biologiques et activités de vol*. Ed. ACTA – INRA, 80 p.
120. **HULLE M., TURPEAU - AIT IGHIL E., ROBERT Y. & MONNET Y., 1999** – *Les pucerons des plantes maraîchers. Cycle biologiques et activités de vol*. Ed. I.N.R.A., Paris, 136p.
121. **HULLE M. et COEUR D’ACIER A., 2007** - Les pucerons, indicateurs de changements globaux. *Biofuture*, (297) : 44-47.
122. **HULLE M., TURPEAU-AÏT IGHIL E. ET CHAUBET B., 2011** - Puceron et milieu. Encyclo’Aphid. www.inra.fr/encyclopedie-pucerons.
123. **HULLE M., TURPEAU E. et CHAUBET B. 2012** - Encyclop'Aphid, tout savoir sur les pucerons. INRA Magazine, 2012, 21, pp.31.
124. **ICM., 2001** - Insectarium De Montréal. Pucerons (poux de plantes), La toile

des insectes du Québec, Montréal (Québec), mai 2001. 12-25p.

125. **IMACHE A., KUPER M., BOUARFA S., HARTANI T., et DIONNET M., 2011** - Les " marchés " de l'eau et de la terre dans la plaine de la Mitidja en Algérie : opportunités et fragilités.
126. **JASKIEWICZ B. & SAAWINSKA A., 2005** - The Complex of Parasitic Hymenoptera (Hymenoptera: Parasitica) Occurring in Aphids Colonies on Decorative Shrubs in the Urban Environment. *Ann. Uni. Mar. Pol.*15:127-135.
127. **KAMIJO K. et TAKADA H., 1973** – Studies on aphid hyperparasites of japan, II aphid hyperparasites of the pteromalidae occuring in japan (hymenoptera). *Insecta Matsumurana*, 2 : 39 -76.
128. **KANUCK M.J. SULLIVAN D.J., 1992** - Ovipositional behavior and larval development of *Aphidencyrthus aphidivorus* (Hymenoptera: Encyrtidae), an aphid hyperparasitoid. *J. N. Y. Entomol. Soc.* 100 :527–532.
129. **KAVALLIERATOS N.G., LYKOURESSIS D.P., SARLIS G.P., STATHASGL G.J., SANCHIS S.A. & ATHANASSIOU C.G., 2001.** The Aphidiinae (Hymenoptera: Ichneumonoidea: Braconidae) of Greece. *Phy.* 29(4): 306-340.
130. **KAVALLIERATOS N.G., TOMANOVICZ., STARÝ P., ATHANASSIOU C.G., SARLIS G.P., PETROVIC O., NIKETIC M. & VERONIKI M.A., 2004-** A survey of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Southeastern Europe and their aphid-plant associations. *Applied Entomology and Zoology*39 (3): 527–563.
131. **KAVALLIERATOS N.G., TOMANOVIC Z., STARY P., ATHANASSIOU C.H.G., FASSEA C., PETROVIC O., STANISCVLJEVIC L.Z & VERONICK M.A., 2005** - *Praon* (Haliday) (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) of south eastern Europe: key, host range and phylogenetic relationships. *Zoo. Anz.* 243:181-209.
132. **KAVALLIERATOS N. G., TOMANOVIC Z., SARLIS G. P., FASSEAS C., AND EMMANOUEL N., 2006** - A review of the genus *Aphidius* Nees in Greece (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) with the description of new species. *Journal of Natural History*, 4 (17-18): 1179-1197.
133. **KAVALLIERATOS N.G., TOMANOVIC Z., STARÝ P., ŽIKIC V. & PETROVIC OBRADOVIC V., 2010** - Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) attacking aphids feeding on Solanaceae and Cucurbitaceae crops in

- southeastern Europe: aphidiine-aphid-plant associations and key. *Annals of the Entomological Society of America* 103 (2): 153–164.
134. **KAVALLIERATOS N.G., TOMANOVI Z., PETROVI A., KOCI K., JANKOVI M. et STRAY P., 2016** – Parasitoïds (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae) of Aphids Feeding on Ornamental Trees in Southeastern Europe : Key for identification and Trophic Associations. *Annals of the Entomological Society of America* , 1 – 15. Doi : 10.1093/aesa/saw003.
 135. **KENNEDY B., 1984** - Effect of multilure and its components on parasites of *Scolytus mutistriatus* (Coleoptera: Scolytidae). *J. Chem. Ecol.*, 10, 373-385.
 136. **KHAN I.A., NAEEM M., HASSAN S.A., BILAL H., BODLAH I., 2012** - trophic relationships between aphids and their primary parasitoids. *J Insect Sci* 12 : 78.
 137. **KHEDDAM M. et ADANE N., 1996** – Contribution à l'étude phytosociologique des mauvaises herbes des cultures pérennes dans la plaine de la Mitidja, 2 – Aspect écologique. *Ann. Inst. nati. agro., El Harrach*, 17 (1-2): 27 - 42.
 138. **KINDLMANN P. & DIXON A.F.G., 1993** - Optimal foraging in ladybirds (Coleoptera: Coccinellidae) and its consequences for their use in biological control. *European Journal of Entomology* 90, p. 443-450.
 139. **KINDLMANN P. & DIXON A.F.G., 2001** - When and why top-down regulation fails in arthropod predator-prey systems. *Basic and Applied Ecology* 2 : 333-340.
 140. **KINDLMANN P., JAROSIK V. & DIXON A.F.G., 2007** - Population dynamics. Invan Emden H.F. & Harrington R. (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 311-329. CAB International, Cambridge, Massachusetts.
 141. **KOS K., TOMANOVIC Z., ROJHT H., TRDAN S., 2009** - The first record of *Aphidius ervi* Haliday in Slovenia. *Acta agriculturae Slovenica*, 93 - 2, julij 2009 str, pp 163– 168.
 142. **KRAWCZYK A., HUREJ M. & JACKOWSKI J., 2009** - Hyper-parasitoids of aphids on maize in Opole region in Poland. *Pol. Jou. Ent.*78: 161-168.
 143. **LAAMARI M., JOUSSELIN E. & COEUR D'ACIER A., 2010** - Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: a fourteen-year investigation. *Fau. Ent.* 62 (2),73-87.
 144. **LAAMARI M., TAHAR CHAOUICHE S., BENFERHAT S., ABBES S.B., MEROUANI H., GHODBANE S., KHENISSA N. & STARY P., 2011** -

- Interactions tritrophiques : plante puceron hyménoptère parasitoïde observées en milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. *Ent. Fau.* 63 (3) :115-120.
145. **LAAMARI M., TAHAR CHAOUCHE S., HALIMI CH. W., BENFERHAT S., ABBES. B., KHENISSA N. and STARY P., 2012** - A review of aphid parasitoids and their associations in Algeria (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae; Hemiptera, Aphidoidea). *African Entomology* 20 (1) : 161–170
 146. **LAAMARI M., COEUR D'ACIER A. & JOUSSELIN E., 2013** - New data on aphid fauna (Hemiptera, Aphididae) in Algeria. *Zoo.*319: 223-229.
 147. **LAMBERT L., 2005** - Les pucerons dans les légumes de serre : Des bêtes de sève. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Québec.
 148. **LAMY M., 1997** - Les insectes et les hommes. Ed. Albin Michel, Paris, 96 p.
 149. **LAZAREVIC M., ILICMILOSEVIC M., STANKOVIC S.S., ŽIKIC V., 2017** - Morphological discrimination of the genera *Binodoxys* Mackauer and *Trioxys* Haliday (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) based on the general shape of forewings. *Biologica Nyssana* 8(1):105–111
 150. **LECLANT F., 1978** – Etude bioécologique des aphides de la région méditerranéenne . Implications agronomiques. Thèse Doctorat d'état, Université de Montpellier, 318 p.
 151. **LECLANT F., 1999 a** – *Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'identification. I – Grandes cultures.* Ed. ACTA – INRA, 64 p.
 152. **LECLANT F., 1999 b** – *Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'identification. II – Cultures maraîchères.* Ed. ACTA – INRA, 98 p.
 153. **LECLANT F., 2000** – *Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'identification. III – cultures fruitières.* Ed. ACTA – INRA, 128p.
 154. **LEE J.H., ELLIOT N.C., KINDLER S.D., FRENCH B.W., WALKER C.B. & EIKENBARY R.D., 2005** - Natural enemy impact on the Russian wheat aphid in southeastern Colorado. *Environmental Entomology* 34, p. 115-123.
 155. **LIU T.-X. & CHEN T.-Y., 2001** - Effects of three aphid species (Homoptera: Aphididae) on development, survival and predation of *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). *Applied Entomology and Zoology* 36: 361-366.
 156. **LOPES T., BOSQUEE E., LOZANO D.P., CHEN J. L., DENGFA C., YONG L., FANGQIANG Z., HAUBRUGE E., BRAGARD C. & FRANCIS F., 2012** - Evaluation de la diversité des pucerons et de leurs ennemis naturels en cultures maraîchères dans l'est de la Chine. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*

64 (3) : 63.71.

- 157. LOUNACI Z. et DOUMANDJI-MITICHE B., 2007** - Fluctuation des stades preimaginaux de quelques espèces de Culicides recensées (Diptera: Nematocera) en particulier *Cx. pipiens*, *Cx. Impudicus*, *Cs longiareolata* au niveau du marais de Réghaia durant l'année 2003. *Journée internationale Zool. agri. for.*, 8-10 avril 2007, *Inst. nati. agro, El Harrach*.
- 158. MACKAUER, M. & STARÝ, P., 1967** - Hymenoptera: Ichneumonoidea, World Aphidiidae. In Delucchi, V. & G. Remaudière (eds.): *Index of entomophagous insects*. Le Francois, Paris, 1-167.
- 159. MACKAUER M. & VÖLKL W., 1993** - Regulation of aphid populations by aphidiid wasps: does parasitoid foraging behaviour or hyperparasitism limit impact? *Oecologia* 94, p. 339-350.
- 160. MACKENZIE D. I., NICHOLS J. D., ROYLE J. A., POLLOCK K. H., BAILEY L. & HINES J. E., 2006** - *Occupancy estimation and modeling: inferring patterns and dynamics of species occurrence*. Elsevier.
- 161. MAJERUS M.E.N., 1994** - Ladybirds. Harper Collins, London, 367 p.
- 162. MALAIS M. et RAVENSBERG W. J., 1993** - Connaître et reconnaître. Mode de vie des ravageurs de serres et de leurs ennemis naturels. Koppert B.V. 109 p.
- 163. MCCORNACK B. P, RAGSDALE D. W ET VENETTE R. C., 2004** - Demography of soybean aphid (Homoptera: Aphididae) at summer temperatures. *Journal of Economic Entomology* 97 : 854-861.
- 164. MERABET A., BAGHDOUD A., BENSITOUAH N. et DOUMANDJI S., 2011**- La reproduction du pigeon ramier *Columba palumbus* Linné, 1758 en milieu suburbain dans la partie orientale de la Mitidja (Algérie). *Rev. Nature et Technologie*, (5): 92 - 98.
- 165. MICHAEL. J. B., & DONAHUE. J.D., 1998** - Leaf and Stem Feeding Aphids. College of Agriculture. Entomology Program, University of Wyoming
- 166. MICHAUD J.P., 2001** - Evaluation of green lacewings, *Chrysoperla plorabunda* (Fitch) (Neurop., Chrysopidae), for augmentative release against *Toxoptera citricida* (Hom., Aphididae) in citrus. *Journal of Applied Entomology* 125 :383-388
- 167. MICHELS JR. G.J. & BURD J.D., 2007** - IPM case studies: sorghum. Invan Emden H.F. & Harrington R. (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 627-637. CAB International, Cambridge, Massachusetts.

168. **MILLA A., MARNICHE F., MAKHLOUFI A., DAOUDI-HACINI S. VOISIN F. et DOUMANDJI S., 2012-** Aperçu de l'avifaune du Sahel algérois. *Algerian journal arid environment*, 2 (1): 3 - 15.
169. **MILLS N.J. (1982 a) -** Voracity, cannibalism and coccinellid predation. *Annals of Applied Biology* 101,p. 144-148.
170. **MILLS N.J. (1982 b) -** Satiation and the functional response : a test of a new model. *Ecological Entomology* 7,p. 305-315.
171. **MINISTERE DES RESSOURCES EN EAU, 2003 -** Synthèse sur la situation de l'assainissement et évaluation des besoins en station de traitement et d'épuration en vue de protéger les ressources en eau. Séminaire sur le secteur de l'eau en Algérie. Ministère des Ressources en eau, Alger, Algérie. 11 p.
172. **MINKS A. K. and HARREWIJN P., 1987 -** Aphids their biology, natural enemies and control, vol. A. F. A. KINGAUF. Elsevier, Amsterdam. 76-95p.
173. **MOHANNAD A. I., 2011-** Plasticité de la réponse à l'exposition au froid chez *Aphidius ervi* dans le cadre des processus de stockage utilisés en lutte biologique, Thèse, Doc., Biologie, Bretagne, 153 p.
174. **MOUSSAOUI N., DAOUDI-HACINI S, MARNICHE F. and DOUMANDJI S., 2014 –** Interaction between host-plant and Formicidae in the central Mitidja (Algeria). *International Journal of Agricultural science and Research* 4 (5): 67 - 76.
175. **MUTIN G., 1977 –** *La Mitidja de colonisation et espace géographique*, OPU, Alger, 606p.
176. **NAZARI Y., ZAMANI A.A., MASOUMI S.E., RAKHSHANI E., PETROVIC-OBRAOVICO., TOMANOVICS., STARÝ P. & TOMANOVICŽ., 2012 -** Diversity and host associations of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in the farmlands of western Iran. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*55 (2): 559–584.
177. **NEBIH HADJ-SADOK D., BELKAHLA H.,BEZAZ H. et HADRI H., 2007 -** Les nématodes parasites des cultures maraîchères dans quelques zones du Nord de l'Algérie. *Journée internationale Zoologie agri for.*, 8-10 avril 2012, *Inst. nati. agro.,El Harrach*, p. 184.
178. **NEBRI R., BERROUANE F. and DOUMANDJI S., 2014 -** Contribution and comparative diversity of Nematocera within four livestock types in the plain of Mitidja (Algeria). *International Journal of Zoology and Research*, 4 (4): 67 - 78.

179. **NEW T.R.R., 1975** - The biology of Chrysopidae and Hemerobiidae (Neuroptera) with reference to their usage as biocontrol agents: a review. *Transactions of the Royal Entomological Society of London* 127 :115-140.
180. **NG J. C. K. and PERRY K. L., 2004** - Transmission of plant viruses by aphid vectors. *Molecular Plant Pathology* 5 : 505–511.
181. **NIANE A., 1979** - *Echange Cationique homovalent Na-K et Hétérovalent Ca-Na dans les sols de la Mitidja*. Mémoire Ingénieur., Inst. nati. Agro., El Harrach. 45 p
182. **NORDLUND D.A. and LEWIS W.J., 1985** - Response of females of braconid parasitoids *Microplitis demolitor* to frass of larvae of noctuids, *Heliothis zea* and *Trichoplusia ni* and to 13-methylhentriacontane. *Entomol. Exp. Appl.*, 38, 109-112.
183. **OBRYCKI J.J., HARWOOD J.D., KRING T.J. & O'NEIL R.J., 2009** - Aphidophagy by Coccinellidae: Application of biological control in agroecosystems. *Biological Control* 51 : 244-254.
184. **ONSTAD D. W., FANG S. ET VOEGTLIN D. J., 2005** - Forecasting seasonal population growth of *Aphis glycines* (Hemiptera: Aphididae) in soybean in Illinois. *Journal of Economic Entomology* 98 : 1157-1162.
185. **OULD ELHADJ. M.D., 2004** - Le problème acridien au Sahara algérien. Thèse Doctorat. , E.N.S.A. El Harrach, Alger. 279p.
186. **PAC/RAC. 2006** - Programme d'Aménagement Côtier (PAC) "Zone Côtière Algéroise". Rapport Final Intègre. Split: PAP/RAC, Alger, Algérie, 189p.
187. **PAULIAN M., 1999** - Les Chrysopes, auxiliaires contre des insectes divers. *Phytoma* 522 : 41-46.
188. **PETTERSSON, J., W. F. TJALLINGII, ET AL. 2007** - Host- plant Selection and Feeding. Aphids as Crop pests. H. F. van Emden and R. Harrington. Cambridge, *CAB International*: 87-113.
189. **PLANTEGENEST M. et LE RALEC A., 2007** – Lutter contre les pucerons en respectant l'environnement. *Biofutur* , 26 (279) : 31 – 34.
190. **POLGAR L.A. et HARDIE J., 2000** - Diapause induction in aphid parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 97: 21-27.
191. **POPE T.W., KISSEN R., GRANT M., PICKETT J.A., ROSSITER J.T. & POWELL G., 2008** - Comparative Innate Responses of the Aphid Parasitoid *Diaeretiella rapae* to Alkenyl Glucosinolate Derived Isothiocyanates, Nitriles, and Epithionitriles. *Jou. Che. Eco.* 34:1302-1310.

192. **POWELL G., TOSH C. R. and HARDIE J., 2006** - "Host plant selection by aphids: Behavioral, evolutionary, and applied perspectives." *Annual Review of Entomology* 51: 309-330.
193. **POWELL W. & PELL J.K., 2007** - Biological Control. In van Emden H.F. & Harrington R. (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 469-499. CAB International, Cambridge, Massachusetts.
194. **PRADO E. & TJALLINGII. W. F., 1997** - Effects of previous plant infestation on sieve element acceptance by two aphids. *Entomologia Experimentalis et Applicata* (82): 189–200.
195. **PRICE P. W., 1980** – Semiochemicals in evolutionary time. In *Semiochemicals : Their Role in Pest Control*, ed D. A. Nordlund, R. L. Jones, W. J. Lewis. NY : Wiley. In press
196. **QUBBAJ T., REINEKE A. & ZEBITZ C.P.W., 2005** - Molecular interactions between rosy apple aphids, *Dysaphis plantaginea*, and resistant and susceptible cultivars of its primary host *Malus domestica*. *Entomol. Exp. Appl.*, 115(1) : 145-152
197. **QUICKE D. L. J., 1997** – Parasitic Wasps, Phylogeny and evolution of host-parasitoid interactions in Hymenoptera. *Annual Review of Entomology*, 43 : 129 – 151.
198. **RAKSHANI. E., TALEBIL A. A., KAVALLIERATOS N.G., REZWANI A., MANAZARI S. ET TOMANOVIC Z., 2005** - Parasitoid complex (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) of *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphidoidea) in Iran. *J. Pest, Sci.*, 193-198.
199. **RAKSHANI E., TALEBI A.A., STARY P., TOMANOVIC Z., MANZARI S., 2007** - Aphid-parasitoid (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) associations on willows and poplars in Iran. *Acta Zool. Acad. Sci. Hungaricae*, 53(3):281-292.
200. **RAKSHANI E., TALEBI A.A., STARÝ P., TOMANOVIC Z., KAVALLIERATOS N.G. & MANZARI S., 2008** - A review of *Aphidius* Nees in Iran: host associations, distribution, and taxonomic notes. *Zootaxa* , 1767: 37–54.
201. **RAKSHANI E., KAZEMZADEH S., STARÝ P., BARAHOEI H., KAVALLIERATOS N.G., ČETKOVIC A., POPOVIC A., BODLAH I., TOMANOVIC Ž., 2012** - Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Northeastern Iran: Aphidiine-aphid-plant associations, key and description of a new

species. *Journal of Insect Science*, 12 (143) : 126

202. **RAKSHANI E. & PUJADE-VILLAR J., 2013** - Revision of *Alloxysta* from the north-western Balkan Peninsula with description of two new species (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae). *Act. Ent. Mus. Nat. Pra.* 53(1): 347-368.
203. **RAKSHANI E., BARAHOEI H., AHMAD Z., STARÝ P., GHAFOURI-MOGHADDAM M., MEHRPARVAR M., KAVALLIERATOS N.G., ČKRKIĆ J., TOMANOVIĆ Ž., 2019** - Review of Aphidiinae parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) of the Middle East and North Africa, key to species and host associations. *European Journal of Taxonomy*, 552: 1–132.
204. **RAMADE F., 1984** – *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale*. Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 379 p.
205. **RAMADE F., 1994** - *Eléments d'écologie : écologie fondamentale*. Ed. Ediscience. 579 p.
206. **RAMADE F., 2003** - *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale*. Ed. Dunod, Paris, 690 p.
207. **REBOULET J. N., 1999** - Les auxiliaires entomophages – reconnaissance, méthodes d'observation, intérêt agronomique. Ed. ACTA. 136 p.
208. **REAVY B. and MAYO M. A., 2002** - Persistent transmission of luteoviruses by aphids. *Advances in Botanical Research* 36 : 21- 46.
209. **REMAUDIERES G., LATGE J. P. AT MICHEL M. F., 1981** - Ecologie comparée des entomophoracées pathogènes de pucerons en France littorale et continentale. *Entomophaga* 26 : 157-178.
210. **REMAUDIERE G. et REMAUDIERE M., 1997** - Catalogue des Aphididae du Monde. Homoptera, Aphidoidea. INRA Ed, Paris. 473 pp.
211. **REYNOLDS D.R., 1976** -Observations on growth forms of sooty mold fungi. *Nova Hedwigia*, 26, 179- 193.
212. **ROBERT Y., 1982** – Fluctuation et dynamique des populations des pucerons. Jour. D'étude et d'info: Les pucerons des cultures, Le 2, 3 et 4 mars 1981. Ed. A.C.T.A, Paris, pp 21-35.
213. **RODRIGUES S.M.M., BUENO V.H.P., SAMPAIO M.V. & SOGLIA M.C.M., 2004**-Influence of temperature on development and parasitism of *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) reared on *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). *Neo. Ent.* 33(3): 341-346
214. **RONZON B., 2006** - Biodiversité et lutte biologique .Comprendre quelques

fonctionnement écologiques dans une parcelle cultivé, pour prévenir contre les pucerons de la salade. Mém. C E S, Agriculture biologique, ENTA de Clermont Ferrand, 25p.

- 215. ROSSING WAH., 1991** - Simulation of damage in winter wheat caused by the grain aphid *Sitobion avenae*. 3. Calculation of damage at various attainable yield levels. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 97: 87–103.
- 216. RYCKEWAERT. P., & FABRE. F., 2001** - Lutte integree contre les ravageurs des cultures maraicheres a la reunion. Food and Agricultural Research Council, Réduit, Mauritius. Ed CIRAD, Saint Pierre, La Réunion.
- 217. SADEGHI H. & GILBERT F., 2000** - Aphid suitability and its relationship to oviposition preference in predatory hoverflies. *Journal of Animal Ecology* 69 : 771-784.
- 218. SAHARAOU L., 2017** - *Les coccinelles algériennes (analyse faunistique et structure des communautés)*. Thèse de doctorat, écologie, biodiversité et évolution. Université Paul Sabatier Toulouse. 198 p.
- 219. SCHOLTE E. J., KNOLS B. G. J., SAMSON R. A. AND TAKKEN W., 2004** - Entomopathogenic fungi for mosquito control: A review. *Journal of Insect Science* 4 : 19- 24.
- 220. SCHOULTIES C.L., 1980** - *Sooty molds*. *Plant Pathol. Circ.*, 208.
- 221. SCOPES N.E.A., 1969** - The potential of *Chrysopa carnea* as a biological control agent of *Myzus persicae* on glasshouse chrysanthemums. *Annals of Applied Biology* 64 : 433-439.
- 222. SENIOR L.J. & MCEWEN P.K., 2001** - The use of lacewings in biological control. In McEwen P.K., New T. R. & Whittington A. E. (éd.), *Lacewings in the Crop Environment*, p. 296-302. Cambridge University Press, Cambridge.
- 223. SHERWOOD L., KLANDORF H., & YANCEY P., 2016** - *Physiologie animale*. De Boeck Supérieur. Belgique, 754p.
- 224. SHI M. et CHEN X., 2005** – Molecular phylogeny of the Aphidiinae (Hymenoptera : Braconidae) based on DNA sequences of 16S rRNA , 18S rDNA and ATPase 6 genes. *Eur. Entomol.*, 102 : 133 – 138.
- 225. SIDNEY L.A., BUENO V.H.P., LINS JR J.C., SILVA D.B. & SAMPAIO M.V., 2010** - Quality of different aphid species as hosts for the parasitoid *Aphidius ervi* Haliday (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *Neo. Ent.* 39: 709-713.

226. **STANISAVLJEVIC L.Z., 2003** - A review of the west palearctic aphidiines (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) parasitic on *Uroleucon* spp., with the description of a new species. *Ann. Soc. Entomol.* 39 (4) : 343-353.
227. **SOMON E., 1987** – *Arbres, Arbustes et Arbrisseaux en Algérie*. Ed. O.P.U, Alger, 102 p.
228. **TARÝ P., 1969** - Aphids-ant-parasite relationship in Iraq. *Insect Sociaux* 4: 269–278.
229. **STARÝ P., 1970** - Biology of aphid parasites (Hymenoptera: Aphidiidae) with respect to integrated control. Vol. 6. Ed. Dr. W. Junk, b.v., The Hague, Netherlands, 643p.
230. **STARÝ P., 1975** - *Aphidius colemani* Viereck: its taxonomy, distribution and host range (Hymenoptera, Aphidiidae). *Acta Entomologica Bohemoslovaca* 72 : 156–163.
231. **STARÝ P., 1976**- Aphid parasites (Hymenoptera, Aphidiidae) of the Mediterranean Area. Ed. Dr. W. Junk b.v., The Hague., Czechoslovak, 93 p.
232. **STARÝ P., SEKKAT A., 1987** - Parasitoids (Hymenoptera, Aphidinae) of Aphid pests in Morocco. *Annls Soc Ent Fr (N.S)* 23(2):145–149.
233. **STARÝ P., LYON J.P. & LECLANT F., 1988**- Post-colonisation host range of *Lysiphlebus testaceipes* in the Mediterranean area (Hymenoptera, Aphidiidae). *Act. Ent. Boh.*85: 1-11.
234. **STEWART A. D. G., & THOMPSON M. W., 1969** - Microtopography of surfaces eroded by ion-bombardment. *Journal of Materials Science*, 4(1), 56-60.
235. **SULLIVAN D.J., 1987** - Insect hyperparasitism. *Ann. Rev. Ent.* 32: 49-70.
236. **SULLIVAN D.J. , VÖLKL W. 1999** - Hyperparasitism: multitrophic ecology and behavior. *Annu. ev. Entomol.* 44:291–315.
237. **SULLIVAN D.J., 2005** - Aphids (Hemiptera: Aphididae). In: Capinera J. L. (ed.), *Encyclopedia of Entomology*, Ed. Springer (Netherlands), 127 - 146.
238. **SURESHAN P.M. et NARENDRAN T.C., 2000** – The new species of Pteromalidae (Hymenoptera : Chalcidoidea) from India. *Journal of the Bombay Natural History Society*, 97 (3) : 403 – 405.
239. **SUTHERLAND C. A., 2006** - Aphids and Their Relatives. Ed, College of Agriculture and Home Economics. New Mexico.
240. **SYMONDSON W.O.C., SUNDERLAND K.D. & GREENSTONE M.H., 2002** -

Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annu. Rev. Entomol.*, 47, 561-594.

241. **TAHAR CHAUCHE S., LAAMARI M., 2015** - Aphid parasitoid species (hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) and their associations in Biskra province, Algeria. *J Entomol Zool Stud* 3(2):179–184.
242. **TALEBI A.A., RAKHSHANI E., FATHIPOUR Y., STARY P., TOMANOVIC Z., RAJABI-MAZHAR N., 2009** - Aphids and their Parasitoids (Hym.: Braconidae: Aphidiinae) Associated with Medicinal Plants in Iran. *Am–Eur J Sustain Agric* 3(2):205–219.
243. **TAMAKI G. & LONG G. E., 1978** - Predator complex of the green peach aphid on sugarbeets: expansion of the predator power and efficacy model. *Environmental Entomology* 7, p. 835-842.
244. **TANYA D., 2002** – Aphids. Bio-Integral Resource Center, Berkeley.
245. **TENHUMBERG B. & POEHLING H.M., 1995** - Syrphids as natural enemies of cereal aphids in Germany: Aspects of their biology and efficacy in different years and regions. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 52, p. 39-43.
246. **THOMPSON F.C. & ROTHERAY G.E., 1998** - Family Syrphidae. In Papp L. & Darvas B. (éd.), *Manual of Palearctic Diptera* 3, p. 880. Science Herald, Budapest.
247. **TJALLINGII W.F., 2006** - Salivary secretions by aphids interacting with proteins of phloem wound responses. *J. Exp. Bot.*, 57(4) : 739-745.
248. **TOMANOVIC Z., KAVALLIERATOS N.G., STARÝ P., ATHANASSIOU C.G., ŽIKI V., PETROVI OBRADOVI O. & SARLIS G.P., 2003** - Aphidius species and aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) in Serbia and Montenegro: tritrophic associations and key. *Act. Ent. Ser.* 8 (1/2): 15-39.
249. **TOMANOVIC Z., KAVALLIERATOS N.G., ATHANASSIOU C.G. et TOMANOVIĆ Ž., STARÝ P., KAVALLIERATOS N.G., GAGIC V., PLEČAS**

- M., JANKOVIC M., RAKHSHANI E., CETKOVIC A., et PETROVIC A., 2012-** Aphid parasitoid (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae) in wetland habitats in western Palearctic : key and associated aphid parasitoid guilds. *Ann.soc.entomol. Fr.*, 48 : 189 – 198.
- 250. TURLINGS T.C.J., TUMLINSON J.H. & LEWIS J., 1990 -** Exploitation of herbivore-induced plant odor by host-seeking parasitic wasps. *Science*, 250, 1251-1253.
- 251. TURLINGS T.C.J. & TUMLINSON J.H., 1992 -** Systemic release of chemical signals by herbivore-injured corn. *Proc. Natl Acad. Sci.*, 89, 8399-8402.
- 252. TURPEAU E., HULLE M. et CHAUBET B., 2010 -** Qu'est-ce qu'un puceron ? Encyclo'Aphid. www.inra.fr/encyclopedie-pucerons.
- 253. TURPEAU-AIT IGHIL E., DEDRYVER C.A., CHAUBET B. et HULLE M., 2011 –** Les pucerons des grandes cultures. Cycles biologiques et activités de vol. Ed. ACTA – QUAE, 135p.
- 254. ULLAH M, ZAMAN M, NAZEER A., MUHAMMAD A., JAWAD A.S., 2015 –** Description of key to different species of genera of Aphidiinae (Homoptera: Aphididae) of District DI. Khan, KPK, *Pakistan.Journal of Entomology and Zoology Studies* 3 (5):221 -224.
- 255. UZEST M, GARGANI D, DRUCKER M, HÉBRARD E, GARZO E, CANDRESSE T, FERERES A, BLANC S. 2007 -** A protein key to plant virus transmission at the tip of the insectvector stylet. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 104: 17959–17964.
- 256. VAN DEN BERG H., ANKASAH D., MUHAMMAD A., RUSLI R., WIDAYANTO H. A., WIRASTO H. B. et YULLY I., 1997 -** Evaluating the role of predation in population fluctuations of the soybean aphid *Aphis glycines* in farmers' fields in Indonesia. *Journal of Applied Ecology* 34 : 971-984.
- 257. VELA H. et BENHOUHOU S., 2007 –** Evaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le bassin méditerranéen (Afrique du Nord). *Com. Ren. Biologies*, (330): 589 - 605.
- 258. VILAIN C., 1999 -** Figures et Ecritures, autour d'une cycloïde, Actes du colloque Ecriture et Mathématiques, tenu à Clermont-Ferrand en Novembre 1998.
- 259. VINSON S.B., 1975-** Biochemical coevo-lution between parasitoids and their hosts. In : Evolutionary strategies of parasitic insects and mites. *Plenum* : 14-48.
- 260. VINSON S.B., 1976 -** Host selection by insect parasitoids. *Annual Review of*

Entomology 21:109-133.

261. **VOELCKEL C., WEISSER W.W. & BALDWIN I.T., 2004** - An analysis of plant-aphid interactions by different microarray hybridization strategies. *Mol. Ecol.*, 13(10), 3187-3195.
262. **VOLKL W. and STECHMANN D.H., 1998** – Parasitism of the black bean aphid (*Aphis fabae* by *Lysiphlebus fabarum* (Hym., Aphidiidae) : the influence of the host plant and habitat. *Journal of Applied Entomology-Zeitschrift Fur Angewandte Entomologie*. 122 : 201-206.
263. **VÖLKL W. and MACKAUER M., 1990** – Age-specific pattern of host discrimination by the aphid parasitoid *Ephedrus californicus* Backer (Hymenoptera : Aphidiidae). *Can Entomol* 122 : 349 – 361
264. **VÖLKL W., MACKAUER M., PELL J.K. & BRODEUR J., 2007** - Predators, Parasitoids and Pathogens. In van Emden H.F. & Harrington R. (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 187-215. CAB International, Cambridge, Massachusetts.
265. **WÄCKERS F.L., 2000** - Do oligosaccharides reduce the suitability of honeydew for predators and parasitoids? A further facet to the function of insect-synthesized honeydew sugars. *Oikos*, 90, 197-201.
266. **WALLING L L., 2000** - The myriad plant responses to herbivores. *J. Plant Growth Regul* 9(19) : 195-216.
267. **WESTRUM K., KLINGEN I., HOF SVANG T. et HAGVAR E. B., 2010** – Checklist of primary parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera, Apocrita) on aphids (Hemiptera, Aphididae) from Norway. *Norwegian journal of Entomology* , 57 : 142 – 153
268. **WHO (WORLD HEALTH ORGANIZATION), 1990** - Public health impact of pesticides used in agriculture. World Health Organization, Geneva, 128 p.
269. **WILL T. et VILCINSKAS A., 2015** – The structural sheath protein of aphids is required for phloem feeding . *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 57 : 34-40
270. **WOJTERSKI T.W., 1985** – *Guide de l'excursion phytosociologie – Algérie du Nord*. Ed. Inst. nati. agro., El Harrach, 274 p.
271. **YAO I. et AKIMOTO S.I., 2001** – Ant attendance changes the sugar composition of the honeydew of the drepanosiphid aphid *Tuberculatus quercicola*. *Oecologia*, 128 : 36 – 43 .
272. **YU D.S., VAN ACHTERBERG K & HORSTMANN K., 2012** - Taxapad

2012. Ichneumonoidea 2011 – Database on flash-drive . Ottawa, Ontario, Canada.

- 273. ZOEBELEIN G., 1955** – Der Honigtau als Nahrung der Insekten . Z .
Angew. Entomol. 38 : 369-416.

Annexes

Annexe I – Répartition des espèces de pucerons et hyménoptères parasitoïdes.

code	Espèces/cultures	Cultures maraicheres	arboriculture fruitiere.viticulture	Horticulture	Grandes cultures	Essences forestieres	Adventices
sp1	<i>Aphis fabae</i>	1	1	1	1	0	1
sp2	<i>Aphis citricola</i>	0	1	1	0	0	0
sp3	<i>Aphis gossypii</i>	1	1	1	0	1	1
sp4	<i>Aphis craccivora</i>	1	1	1	1	1	1
sp5	<i>Aphis hederæ</i>	0	0	1	0	0	0
sp6	<i>Aphis nerii</i>	0	0	1	0	0	0
sp7	<i>Aphis illinoisensis</i>	0	1	0	0	0	0
sp8	<i>Aphis (Aphis) punicea</i>	0	1	0	0	0	0
sp9	<i>Aphis (Protaphis) sp</i>	1	0	1	0	0	0
sp10	<i>Aphis pomi</i>	0	1	0	0	0	0
sp11	<i>Aphis (Aphis) rumicis</i>	0	0	0	0	0	1
sp12	<i>Aphis (Aphis) ruborum</i>	0	0	0	0	0	1
sp13	<i>Aphis frangulae</i>	1	0	0	0	0	0
sp14	<i>Aphis (Aphis) nasturtii</i>	1	0	0	0	0	0
sp15	<i>Aulacorthum solani</i>	1	0	1	0	0	1
sp16	<i>Acyrtosiphum pisum</i>	1	0	0	1	0	1
sp17	<i>Rhopalosiphum padi</i>	0	0	0	1	0	1
sp18	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	0	0	0	1	0	1
sp19	<i>Hyadaphis foeniculi</i>	1	0	0	0	0	0
sp20	<i>Melanaphis donacis</i>	0	0	0	0	0	1
sp21	<i>Lipaphis erysimi</i>	1	0	0	0	0	1
sp22	<i>Toxoptera aurantii</i>	0	1	1	0	0	0
sp23	<i>Sitobion avenae</i>	0	0	0	1	0	1
sp24	<i>Sitobion fragariae</i>	0	0	0	1	0	1
sp25	<i>Metopolophium dirhodum</i>	0	0	0	1	0	1
sp26	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	0	1	0	0	1
sp27	<i>Uroleucon sonchi</i>	0	0	0	0	0	1
sp28	<i>Uroleucon aeneum</i>	0	0	0	0	0	1
sp29	<i>Dysaphis plantaginea</i>	0	1	0	0	0	0
sp30	<i>Hyalopterus pruni</i>	0	1	0	0	0	0
sp31	<i>Megoura vicia</i>	0	0	0	0	0	1
sp32	<i>Brachycaudus helichrysi</i>	1	0	0	0	0	1
sp33	<i>Brachycaudus cardui</i>	1	0	0	0	0	1
sp34	<i>Brachycaudus persicae</i>	0	1	0	0	0	1

sp35	<i>Macrosiphoniella sanbroni</i>	0	0	1	0	0	0
sp36	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	0	1	0	0	0
sp37	<i>Macrosiphum rosae</i>	0	0	1	0	0	0
sp38	<i>Myzus persicae</i>	1	1	1	0	0	1
sp39	<i>Sipha (Rungsia) maydis</i>	0	0	0	1	0	0
sp40	<i>Greenidea ficicola</i>	0	1	1	0	0	0
sp41	<i>Chaitophorus sp</i>	0	0	0	0	1	0
sp42	<i>Lachnus roboris</i>	0	0	0	0	1	0
sp43	<i>Tinocallis takachihoensis</i>	0	0	0	0	1	0
sp44	<i>Hoplocallis pictus</i>	0	0	0	0	1	0
sp45	<i>Therioaphis trifolii</i>	0	0	0	1	0	1
sp46	<i>Myzocallis coryli</i>	0	1	0	0	0	0
sp47	<i>Chromaphis juglandicola</i>	0	1	0	0	0	0
sp48	<i>A.matricariae</i>	1	1	1	1	1	1
sp49	<i>A.ervi</i>	1	1	1	1	0	1
sp50	<i>A.colemani</i>	1	1	1	1	0	1
sp51	<i>A.transcaspicus</i>	0	1	0	0	0	0
sp52	<i>A.avenae</i>	0	0	0	1	0	1
sp53	<i>A.aquilus</i>	0	0	0	0	1	0
sp54	<i>A.ribis</i>	0	0	0	0	0	1
sp55	<i>A.rhopalosiphi</i>	0	0	0	1	0	0
sp56	<i>D.rapae</i>	1	1	1	1	1	1
sp57	<i>L.testaceipe</i>	1	1	1	1	1	1
sp58	<i>L.fabarum</i>	1	1	1	1	1	0
sp59	<i>L.cardui</i>	0	0	0	0	0	1
sp60	<i>P.volucra</i>	1	1	1	1	0	1
sp61	<i>P.yomanae</i>	0	0	1	0	0	1
sp62	<i>E.plagiator</i>	1	1	0	1	0	0
sp63	<i>T.deltiger</i>	0	0	0	0	1	0
sp64	<i>B.angelicae</i>	1	1	1	1	1	1

Résumé

Résumé

La présente étude porte sur l'aspect systématique et écologique des espèces aphidiennes et de leurs hyménoptères parasitoïdes sur diverses cultures et adventices dans la région de la Mitidja. Pour la réalisation de cette étude, les stations sont choisies selon la disponibilité du matériel biologique, la variation floristique et enfin la facilité d'accès au site de l'échantillonnage. L'expérimentation a été réalisée dans quatre stations différentes. La station horticole du jardin d'essais d'El Hamma pour l'échantillonnage sur les plantes ornementales et florales, La ferme de l'Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne (l'ITAFV) de Tassala-El-Merdja pour l'échantillonnage sur les arbres fruitiers et la vigne, la station de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach (E.N.S.A) pour l'échantillonnage sur les cultures maraîchères et les plantes d'ornements et enfin la station de l'Institut Technique des Grandes Cultures d'Oued Smar (I.T.G.C) pour l'échantillonnage sur les cultures céréalières et fourragères. Les mauvaises herbes ont été échantillonnées à travers toutes les stations précédentes. L'échantillonnage, qui s'étale entre février 2017 et Septembre 2018, a permis de récolter 48 espèces aphidiennes. Cette aphidofaune est répartie entre 04 sous-familles ; Aphidinae, Chaitophorinae, Lachninae et Calaphidinae, 07 tribus et 28 genres. La sous-famille des Aphidinae est la plus représentée en genres (21) et en espèces (41). 6795 momies ont été récoltées dont 5283 ont émergé ce qui se traduit par un taux d'émergence égale à 77,74%. Ce taux d'émergence varie entre 32 % et 91,96 % . *A. matricariae*, *D. rapae* et *A. colemani* ont enregistré les taux d'émergence les plus importants et sont respectivement 91,96 %, 89,79 % et 88,62% . L'identification des individus émergés révèle 24 espèces d'hyménoptères parasitoïdes dont 17 espèces sont des parasitoïdes primaires appartenant à la sous – famille des Aphidiinae qui renferme quatre tribus ; Aphidiini, Praini, Ephedrini et Trioxini et sept genres ; *Aphidius*, *Diareretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon*, *Ephedrus*, *Toraxes* et *Binodoxys*. Celui des *Aphidius* prédomine avec huit espèces: *Aphidius matricariae*, *Aphidius ervi*, *Aphidius colemani*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae*, *Aphidius aquilus*, *Aphidius rhopalosiphi* et *Aphidius ribis*. Les 7 espèces d'hyménoptères parasitoïdes secondaires recensées se répartissent en cinq familles ; les Pteromalidae, les Figitidae, les Encyrtidae, les Proctotrupidae et les Megaspilidae. Les Pteromatidae prédominent avec trois espèces ; *Asaphes sp*, *Pachyneuron aphidis* et *Phaenoglyphis villosa*. Les autres familles renferme une

seule espèce chacune qui sont respectivement *Alloxysta victrix*, *Syrphophagus aphidivorus*, *Phaneroserphus coreanus* et *Lygocerus sp.*

L'étude de la relation tritrophique plante hôte- puceron- parasitoïde primaire a permis de mettre en évidence 190 associations établies entre 34 espèces aphidiennes et 70 espèces végétales.

Mots clés : puceron, parasitoïdes, hyperparasitoïdes , Braconidae, Mitidja.

Abstract

The present study deals with the systematic and ecological aspect of aphidian species and their parasitic hymenopterans on various crops and weeds in the Mitidja region. For the realization of this study, the stations are chosen according to the availability of biological material, the floristic variation and finally the ease of access to the sampling site. The experimentation was carried out in four different stations. The horticultural station of the test garden of El Hamma for the sampling of ornamental and floral plants, the farm of the Technical Institute of Fruit Growing and Vine (ITAFV) of Tessala-El-Merdja for the sampling of fruit trees and vine, the station of the National Higher Agronomic School of El Harrach (E. N.S.A) for the sampling of market garden crops and ornamental plants and finally the station of the Technical Institute of Large Crops of Oued Smar (I.T.G.C) for the sampling of cereal and forage crops. The weeds were sampled through all the previous stations. The sampling, which spanned between February 2017 and September 2018, collected 48 aphid species. This aphidofauna is divided into 04 subfamilies; Aphidinae, Chaitophorinae, Lachninae and Calaphidinae, 07 tribes and 28 genera. The subfamily Aphidinae is the most represented in genera (21) and species (41). 6795 mummies were collected of which 5283 emerged which translates into an emergence rate equal to 77.74%. This emergence rate varies between 32% and 91.96%. *A. matricariae*, *D. rapae* and *A. colemani* recorded the highest emergence rates and are respectively 91.96%, 89.79% and 88.62%. The identification of emerged individuals reveals 24 species of Hymenoptera parasitoids of which 17 species are primary parasitoids belonging to the sub-family Aphidiinae which contains four tribes; Aphidiini, Praini, Ephedrini and Trioxini and seven genera; *Aphidius*, *Diareretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon*, *Ephedrus*, *Toraxes* and *Binodoxys*. That of *Aphidius* predominates with eight species: *Aphidius matricariae*, *Aphidius ervi*, *Aphidius colemani*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae*, *Aphidius aquilus*, *Aphidius rhopalosiphii* and *Aphidius ribis*. The 7 species of secondary parasitoid Hymenoptera identified fall into five families; Pteromalidae, Figitidae, Encyrtidae, Proctotrupidae and Megaspilidae. The Pteromatidae predominate with three species; *Asaphes sp*, *Pachyneuron aphidis* and *Phaenoglyphis villosa*. The other families contain only one species each which are respectively *Alloxysta victrix*, *Syrphophagus aphidivorus*, *Phaneroserphus coreanus* and *Lygocerus sp*.

The study of the tritrophic relationship between host plant, aphid and primary parasitoid revealed 190 associations between 34 aphid species and 70 plant species.

Key words: aphid, parasitoids, hyperparasitoids, Braconidae, Mitidja.

ملخص

هذه الدراسة تهدف إلى تصنيف ومعرفة الجانب الأيكولوجي لحشرات المن و طفيلياتها غشائية الأجنحة المتواجدة في مختلف المزروعات والأعشاب الضارة بمنطقة متيجة. لتحقيق هذه الدراسة تم إختيار المحطات وفقاً لتوفر المواد البيولوجية وتنوع النباتات وأخيراً سهولة الوصول إلى موقع أخذ العينات. تم أخذ العينات عبر أربعة محطات مختلفة محطة حديقة التجارب العلمية الحامة الجزائر. محطة المعهد التقني لزراعة الأشجار المثمرة والكروم، محطة المدرسة العليا للفلاحة لأخذ عينات من مزروعات الخضار ونباتات الزينة وأخيراً محطات المعهد التقني للزراعات الواسعة. تم أخذ عينات من الأعشاب الضارة عبر كل المحطات السابقة. أسفرت عمليات أخذ العينات عن 48 نوع من حشرات المن. يتوزع هذا المن على أربع فصائل فرعية: Aphidinae Chaitophorinae Lachninae و Calaphidinae . 7 قبائل و 28 جنساً. فصيلة Aphidiinae هي الأكثر تمثيلاً في الأجناس (41) والأنواع (21) وهذا ما يترجم بمعدل ظهور يساوي 77,47%. يتراوح معدل الظهور بين 32% و 91.96%. سجلت أعلى معدلات الظهور وهي على التوالي 91.96% 89,79% 88,62%. ويكشف تحديد هوية الأفراد الناشئين عن 24 نوعاً من الطفيليات منها 17 نوعاً من الطفيليات الأولية التي تنتمي إلى الأسرة الفرعية Aphidiinae التي تضم أربع قبائل؛ Aphidiini، Praini، Ephedrini و Trioxini وسبعة أجناس؛ *Aphidius*، *Diaeretiella*، *Lysiphlebus*، *Praon*، *Ephedrus*، *Binodoxys*، *Toraxes*. أن من *Aphidius* ثمانية أنواع: *Aphidius matricariae*، *Aphidius ervi*، *Aphidius colemani*، *Aphidius transcaspicus*، *Aphidius avenae*، *Aphidius aquilus*، *Aphidius rhopalosiphi* et *Aphidius ribis* وتنقسم الأنواع السبعة من غشائية الأجنحة الثانوية الذي تم تحديدها إلى خمس أسر؛ *Pteromalidae*، *Figitidae*، *Encyrtidae*، *Proctotrupidae* و *Megaspilidae*. و *Pteromatidae* تسود مع ثلاثة أنواع: *Asaphes sp*، *Phaenoglyphis villosa* و *Pachyneuron aphidis*. الأسر الأخرى تحتوي على نوع واحد فقط كل منها على التوالي *Lygocerus sp* و *Phaneroserphus coreanus*، *Syrphophagus aphidivorus*، *Alloxysta victrix*. كشفت دراسة مختلف المستويات الغذائية إلى إحصاء 190 علاقة ثلاثية بين 34 نوع من المن و 70 نوع نباتي. الكلمات المفتاحية: المن، الطفيليات، الطفيليات الثانوية، متيجة.

Article

Entomologie

PARASITOÏDES DE PUCERONS D'ALGÉRIE (HYMENOPTERA, BRACONIDAE, APHIDIINAE)

par

Asma SADAT*, Zaki BOUHALISSA*,

Lounes SAHARAOU* & Samia DAOUDI-HACINI*

L'étude menée sur l'association tritrophique (plante-puceron-parasitoïde) sur diverses cultures dans la région de l'algérois nous a révélé la présence de 13 espèces de parasites primaires appartenant à la famille des Braconidae et à la sous-familles des Aphillinae. Elles se répartissent en six genres : *Aphidius*, *Binodoxys*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon* et *Trioxys*. Sept espèces d'hyperparasites appartenant à cinq familles et à sept genres ont été également répertoriées. Nous avons noté 156 associations tritrophiques plantes-pucerons-parasitoïdes et 102 associations entre pucerons et parasitoïdes. L'espèce *Hyalopterus pruni* est la plus ciblée plus particulièrement par le genre *Aphidius* sur diverses rosacées cultivées. Le parasite *Lysiphlebus testaceipes* enregistre le plus grand nombre d'émergences, il a été enregistré comme étant associé à 10 espèces de pucerons et à 11 associations tritrophiques. Chez les hyperparasites, l'espèce *Pachyneuron aphidis* est la plus active en ciblant plus particulièrement le parasite *Lysiphlebus testaceipes* qui s'attaque aux pucerons *H. pruni* et *Aphis illinoisensis*.

Mots-clés : associations tritrophiques, parasites, pucerons, hyperparasites, algérois.

Aphid parasitoids in Algeria (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae)

The present study of the tritrophic association (plant-aphid-parasitoid) on various crops in the Algerois region revealed the presence of 13 species of primary parasites belonging to the subfamily Aphillinae of the family Braconidae. They are divided into six genera: *Aphidius*, *Binodoxys*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon* and *Trioxys*.

* Département de Zoologie Agricole et Forestière, École Nationale Supérieure Agronomique (ENSA), avenue Hassan Badi, El-Harrach Alger (Algérie). E-mail : laboratoiresadat@gmail.com.

Bulletin de la Société zoologique de France 144 (3)

Seven hyperparasites in five families and seven genera are also listed. We noted 156 tritrophic plant-aphid-parasitoid associations and 102 associations between aphids and parasitoids. *Hyalopterus pruni* is the most targeted species, especially by the genus *Aphidius* on various cultivated Rosaceae. *Lysiphlebus testaceipes* showed the highest frequency of emergence; it has been recorded as associated with 10 species of aphids and in 11 tritrophic associations. Among the hyperparasites, *Pachyneuron aphidis* is the most active species, targeting in particular the parasite *Lysiphlebus testaceipes*, which attacks *H. pruni* and *Aphis illinoisensis*.

Keywords: Tritrophic associations, parasites, aphids, hyperparasites, Algiers.

Introduction

Les aphides forment un groupe d'insectes extrêmement répandu dans le monde et qui s'est diversifié parallèlement à celui des plantes à fleurs dont presque toutes les espèces sont hôtes d'aphides. (MILAIRE, 1981). Ce sont des insectes ravageurs majeurs des cultures fruitières et ornementales. (HARMEL *et al.*, 2010). L'association puceron-plante hôte ne se fait pas au hasard, les pucerons peuvent avoir une ou plusieurs espèces de plantes hôtes qui ne sont pas forcément exclusives. Certaines familles botaniques comprennent une surreprésentation d'associations plante-puceron, comme les Asteraceae (plus de 600 espèces de pucerons en association), les Apiaceae (~ 600), les Rosaceae (~ 300) et les Coniferae (~ 350) (BLACKMAN & EASTOP, 2006).

Les pucerons sont combattus essentiellement avec des insecticides de synthèse (HARMEL *et al.*, 2010). Les résultats de la lutte chimique ne sont pas toujours satisfaisants à cause de l'apparition des souches résistantes, des conséquences sur l'appauvrissement de la biodiversité et de la toxicité des produits utilisés par les hommes (JERRAYA & AL ROUECHDI, 2005). Par conséquent, l'emploi des ennemis naturels est l'une des stratégies les plus prometteuses et qui présente des avantages économiques et écologiques.

Les pucerons possèdent un important cortège d'espèces prédatrices comme les syrphes, les coccinelles, les chrysopes et les cécidomyies. SAHARAoui (2017) avait cité vingt-quatre espèces de coccinelles aphidiphages en Algérie, toutes susceptibles de jouer un rôle dans la régulation des populations aphidiennes. Ils peuvent également être parasités, soit par des champignons du groupe des entomophthorales, soit par des insectes Hyménoptères Aphidiinés et Aphélinidés (MILAIRE, 1981). Plusieurs espèces d'Aphidiinae sont actuellement employées comme agents de lutte biologique contre les pucerons (COCK *et al.*, 2010 ; VAN LENTEREN, 2003).

Des recherches ont été conduites ces dernières années sur l'utilisation de plantes répulsives perturbant l'installation des ravageurs dans les cultures à travers la production et l'émission de composés organiques volatils (COV). Les résultats obtenus montrent que la mise en place de plantes-ressources et de plantes-banques autour des

Parasitoïdes de pucerons d'Algérie

parcelles pourrait être efficace pour gérer *A. gossypii* en cultures de melon (PICAULT *et al.*, 2018).

L'utilisation des ennemis naturels des pucerons en lutte biologique suppose la connaissance parfaite de la biologie du ravageur en question et celle de ses ennemis naturels (ESTEVEZ *et al.*, 2000). Les pucerons ont établi des relations complexes avec certains organismes au cours de l'évolution, comme l'association puceron-guêpe parasitoïde, le commensalisme puceron-fourmi, ou encore l'association symbiotique et mutualiste puceron-bactérie (PIFFARETTI, 2012). L'étude des relations tritrophiques contribue à la connaissance de la biodiversité des écosystèmes et permet d'optimiser les décisions de l'emploi des ennemis naturels dans le contrôle des déprédateurs (LAAMARI *et al.*, 2011).

L'objectif de cette étude est de mettre en évidence les associations tritrophiques plante-puceron-hyménoptère parasitoïde et de fournir les informations de base permettant le contrôle des pucerons.

Matériel et méthodes

L'étude a été menée dans des milieux naturels et cultivés à travers différentes localités de l'algérois entre mars et septembre de l'année 2018 ; 76 relevés ont été faits. Des échantillons de rameaux (feuilles, inflorescences et jeunes pousses) de divers végétaux appartenant à différentes strates végétales, infestés par des pucerons vivants ou présentant des traces de parasitisme par des Hyménoptères parasitoïdes, sont collectés et mis dans des boîtes en plastique.

Une fois au laboratoire (température $25 \pm 5^{\circ}\text{C}$, hygrométrie $65 \pm 10\%$), les pucerons sont conservés dans des tubes à essais contenant de l'éthanol à 70 %. Les pucerons momifiés sont placés dans des boîtes de Pétri en plastique sur leur support végétal. Les tubes à essais et les boîtes de Pétri portent une étiquette indiquant la date, le lieu et la plante-hôte déterminée par des spécialistes du département de botanique.

Les émergences sont surveillées quotidiennement afin de récupérer les parasites et de les mettre dans des tubes à essais contenant de l'éthanol à 70° pour une identification ultérieure.

Pour faciliter l'identification des différentes espèces de parasitoïdes, des individus appartenant à différentes espèces sont préparés entre lame et lamelle dans une goutte de liquide de Faure. Les observations du parasite, de ses différents organes et de certains caractères morphologiques (ailes, premier tergite abdominal, thorax, etc...) sont réalisées avec une loupe binoculaire équipée d'une caméra. L'identification des pucerons et les parasitoïdes a été faite par le Dr. Lounes SAHARAOUI de l'École Nationale Supérieure Agronomique d'El-Harrach.

Résultats

Inventaire

Les résultats de l'inventaire des parasitoïdes aphidiphages récoltés sur différentes plantes-hôtes de pucerons à travers quelques localités de l'algérois au cours de l'année 2018 sont regroupés dans le tableau 1.

Nous avons réalisé 76 relevés à travers différentes localités de l'algérois entre mars et septembre de l'année 2018. Au total, 13 espèces de parasites primaires appartenant à la famille des Braconidae et à la sous-famille des Aphillinae ont été inventoriées. Elles se répartissent en six genres : *Aphidius*, *Binodoxys*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon* et *Trioxys*. Le genre *Aphidius* est le plus dominant avec huit espèces soit 66,66 % du nombre total des parasites répertoriés. Les autres genres, en l'occurrence *Binodoxys*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, *Praon* et *Trioxys* renferment une seule espèce chacun.

L'inventaire nous a révélé également la présence de sept hyperparasites appartenant à cinq familles et sept genres. Les *Pteromalidae* prédominent avec trois genres : *Asaphes*, *Pachyneuron* et *Phaenoglyphis*. Les autres familles, *Figitidae*, *Encyrtidae*, *Proctotrupidae* et les *Megaspilidae*, regroupent une seule espèce chacune (Tableau 1).

Associations tritrophiques

Les échantillons de pucerons parasités relevés à travers différentes localités de l'algérois nous ont permis de récolter 1050 individus de parasitoïdes dont 958 parasites primaires et 92 hyperparasites. Nous avons également noté 156 associations tritrophiques plante-puceron-parasitoïde et 102 associations puceron-parasitoïde. Au total, seize espèces de pucerons constituent des proies des parasitoïdes inventoriées. L'espèce *Hyalopterus pruni* est la plus ciblée, particulièrement par le genre *Aphidius* sur diverses rosacées cultivées : pêcher, abricotier, amandier et pommier. Le parasite *Lysiphlebus testaceipes* enregistre le plus grand nombre d'émergence avec plus de 482 individus sur les 1 050 individus récoltés. Ce parasite cible pas moins de 10 espèces de pucerons, nous citons plus particulièrement les pucerons *Lypaphis erysimi* sur *Vitex*, *Aphis hederæ* sur *Schefflera* et *Aphis illinoisensis* sur la vigne. *Aphidius matricariae* vient en deuxième position, elle parasite cinq pucerons sur les seize espèces identifiées (*Hyalopterus pruni*, *Aphis nerii*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii* et *Pemphigus populeti*). *Aphidius ervi* se place au troisième rang et cible les pucerons *Hyalopterus pruni* et *Aphis pomi* sur diverses rosacées cultivées. *Aphidius colemani*, *Aphidius transcaspicus*, *Aphidius avenae* et *Praon volucre* s'attaquent à une seule espèce de puceron *H. pruni* sur diverses rosacées cultivées. Certains parasitoïdes ont montré des associations très spécifiques à l'égard d'une seule proie et une seule plante-hôte, c'est le cas de *Binodoxys angelicae* qui s'attaque au puceron *Aphis nerii* sur le laurier rose, *Diaeretiella rapae* qui parasite *Myzus persicae* sur le pêcher, *Aphidius ribis* qui cible *Lypaphis erysimi* sur le *Vitex*. *Aphidius persicus* qui préfère *Aulacorthum solani* sur *Dittrichia viscosa*. L'espèce *Trioxys curvicaudus* s'attaque

Parasitoïdes de pucerons d'Algérie

Tableau 1

Espèces de parasites aphidiphages inventoriées sur différentes cultures dans l'Algérois.
Species of aphidiphagous parasites inventoried on different crops in Algiers.

Ordre	Famille	Sous-famille	Espèces de parasites
Parasites primaires			
Hyménoptères	Braconidae	Aphelininae	<i>Aphidius matricariae</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius ervi</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius colemani</i> Viereck, 1912
			<i>Aphidius transcaspicus</i> Telenga, 1958
			<i>Aphidius avenae</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius aquilus</i> Nees, 1818
			<i>Aphidius persicus</i> Rakhshani & Stary, 2006
			<i>Aphidius ribis</i> Haliday, 1834
			<i>Binodoxys angelicae</i> Haliday, 1833
			<i>Diaeretiella rapae</i> (M'intosh, 1855)
			<i>Lysiphlebus testaceipes</i> Cresson, 1880
			<i>Praon volucre</i> Haliday, 1833
<i>Trioxys curvicaudus</i> Mackauer, 1967			
Hyperparasites			
Hyménoptères	Pteromalidae	Pteromalinae	<i>Asaphes</i> sp.
			<i>Pachyneuron aphidis</i> Bouché, 1834
			<i>Phaenoglyphis villosa</i> Hartig, 1841
	Figitidae	Charipinae	<i>Alloxysta victrix</i> Westwood, 1833
	Encyrtidae	Encyrtinae	<i>Surphophagus aphidivorus</i> Mayr, 1876
	Proctotrupidae	Proctotrupinae	<i>Phaneroserphus coreanus</i> Kolyada, 2016
Megaspilidae	Megaspilinae	<i>Lygocerus</i> sp.	

au puceron *Hoplocallis pictus* sur *Quercus suber*. Enfin, *Aphidius aquilus* montre une association spécifique avec le puceron *Pemphigus* sp. sur *Quercus suber*.

Nous avons jugé utile d'étudier les hyperparasites et leurs associations trophiques avec le parasite primaire, le puceron et la plante hôte. L'espèce *Pachyneuron aphidis* a été la plus active en ciblant le parasite *Lysiphlebus testaceipes* qui s'attaque au puceron *H. pruni* et *A. illinoisensis* sur diverses rosacées cultivées. À titre indicatif, sur 72 momies de pucerons *H. pruni*, il y a eu 43 émergences de *Lysiphlebus testaceipes* et 39 de *Pachyneuron aphidis*. En deuxième position vient l'espèce *Asaphes* sp. qui a été retrouvée dans les momies des pucerons *H. pruni* sur pêcher, prunier et *Aphisillinoisensis* sur la vigne. L'espèce *Phaenoglyphis villosa* cible le parasite *Aphidius ervi* sur pêcher et amandier attaqué par *H. pruni*. *Alloxys tavitrax* a été retrouvée avec le parasite *Aphidius ervi* sur noyer infesté par le puceron *Myzocallis coryli*. Le même hyperparasite cible l'espèce *Aphidius matricariae* sur abricotier. *Lygocerus* sp. montre une association spécifique avec le parasite *Lysiphlebus testaceipes*

Bulletin de la Société zoologique de France 144 (3)

Tableau 2

Associations tritrophiques (parasitoïde-puceron-plante hôte)
récoltées sur différentes cultures dans l'Algérois.
Tritrophic associations (parasitoid-aphid-host plant)
collected from different crops in the Algerois region.

Espèces de parasites	Espèces de pucerons	Plante hôte	Total
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	29
		<i>Prunus armeniaca</i>	173
		<i>Prunus dulci</i>	35
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Vicia fabae</i>	10
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus</i> sp.	5
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	2
	<i>Pemphigus populeti</i>	<i>Quercus suber</i>	1
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	79
		<i>Prunus armeniaca</i>	89
		<i>Prunus dulci</i>	25
	<i>Aphis pomi</i>	<i>Malus pumila</i>	7
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	6
		<i>Prunus armeniaca</i>	2
<i>Aphidius transcaspicus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	1
		<i>Prunus dulci</i>	1
<i>Aphidius avenae</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	1
<i>Aphidius aquilus</i>	<i>Pemphigus</i> sp.	<i>Quercus suber</i>	1
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	16
	<i>Acyrtosiphum pisum</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	4
	<i>Lypaphis erysimi</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	288
	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	2
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Evonymus japonicus</i>	19
	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	31
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	14
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Pittosporum tobira</i>	26
	<i>Aphis citricola</i>	<i>Pittosporum tobira</i>	18
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Hibiscus</i> sp.	9
		<i>Hibiscus rosa sinensis</i>	5
	<i>Aphis hederæ</i>	<i>Schefflera arboricola</i>	42
<i>Hedera helix</i>		8	
<i>Binodoxys angelicae</i>	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	3
<i>Diaeretiella rapae</i>	<i>Myzus persicae</i>	<i>Prunus persica</i>	3
<i>Aphidius ribis</i>	<i>Lypaphis erysimi</i>	<i>Vitex agnus castus</i>	2
<i>Aphidius persicus</i>	<i>Aulacorthum solani</i>	<i>Dittrichia viscosa</i>	2
<i>Trioxyx curvicaudus</i>	<i>Hoplocallis pictus</i>	<i>Quercus suber</i>	5

Parasitoïdes de pucerons d'Algérie

Espèces de parasites	Espèces de pucerons	Plante hôte	Total
<i>Praon volucre</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus dulci</i>	1
		<i>Prunus armeniaca</i>	1
Hyperparasites			
<i>Phaneroserphus coreanus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	2
<i>Pachyneuron aphidis</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	4
		<i>Prunus domestica</i>	8
		<i>Prunus persica</i>	19
		<i>Prunus dulci</i>	10
	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	23
<i>Phaenoglyphis villosa</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	6
		<i>Prunus dulci</i>	2
<i>Lygocerus sp.</i>	<i>Aphis nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>	3
<i>Surphophagus aphidivorus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	1
<i>Alloxysta victris</i>	<i>Myzoallis coryli</i>	<i>Juglans regia</i>	3
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	3
<i>Asaphes sp.</i>	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	4
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	3
		<i>Prunus domestica</i>	1
Total			1050

sur le laurier rose attaqué par *Aphis nerii*. Enfin l'espèce *Surphophagus aphidivorus* a été rencontrée une seule fois avec le parasite *Aphidius ervi* sur un abricotier infesté par *H. pruni* (Tableau 2).

Discussion

Dans un environnement hétérogène constitué par une mosaïque complexe d'habitats convenables, la relation prédateur-proie s'accompagne d'une certaine stabilité des populations (RAMADE, 1984). Les pucerons infestent la plupart des plantes cultivées et constituent un des groupes d'insectes les plus nuisibles en régions tempérées.

Dans le présent travail, nous avons tenté d'étudier l'association tritrophique plante-puceron-parasitoïde dans l'algérois. Les pucerons sont attaqués par des parasitoïdes primaires, principalement des Braconidae : Aphidiinae, eux-mêmes parasités par des hyperparasites (parasitoïdes secondaires). Au total 13 espèces de parasites primaires et 7 hyperparasites ont été répertoriés sur divers végétaux infestés par pas moins de 16 espèces de pucerons. La présente étude complète les études de LAAMARI *et al.* (2010) qui ont inventorié 29 espèces de parasitoïdes (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) collectées à partir des momies de 47 espèces de pucerons trouvées sur 85 espèces végétales dans l'Est algérien. AGGOUN *et*

Bulletin de la Société zoologique de France 144 (3)

al. (2016) citent 8 espèces de parasitoïdes primaires (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) ainsi que 7 hyper-parasitoïdes inventoriés dans la région de Khenchela. TAHAR CHAOUICHE (2001) avait recensé 9 espèces de parasitoïdes primaires collectées à partir des momies de 19 espèces aphidiennes inféodées à 27 espèces végétales appartenant à 16 familles botaniques. ELOUISSI *et al.* (2016) ont réalisé le même travail dans les espaces verts de la ville de Mascara où pas moins de 29 espèces de pucerons ont été identifiées avec 44 interactions bi-trophiques entre les pucerons et leurs plantes hôtes. Les mêmes auteurs ont identifié 10 espèces de parasitoïdes en enregistrant 40 interactions tritrophiques avec une dominance du genre *Aphidius* (45,45 %).

Un total de 59 associations tritrophiques (plante-puceron-parasitoïde primaire) a été observé au niveau des zones prospectées. En Tunisie, AYADI *et al.* (2017) ont inventorié 12 espèces de parasitoïdes de pucerons appartenant à 5 genres en association avec 15 espèces de pucerons sur 17 plantes-hôtes. *Binodoxys brevicornis* Haliday, *B. acalephae* Marshall et *Aphidius sonchi* Marshall sont des espèces parasitoïdes nouvellement enregistrées pour la faune de la Tunisie. En Iran, NAZARI (2012) cite 39 espèces de parasitoïdes de pucerons appartenant à 9 genres en association avec 54 espèces de pucerons présentes sur 77 plantes hôtes. En milieux naturels et cultivés de l'Est algérien, LAAMARI *et al.* (2012) ont compté 28 espèces de parasitoïdes de pucerons. Qualitativement, l'espèce *Lysiphlebus testaceipes* prédomine et cible 10 espèces de pucerons sur 11 plantes-hôtes. Ce parasitoïde est déjà signalé en Grèce et au Portugal (KAVALLIERATOS *et al.*, 2001 ; COSTA & STARY, 1988) et en France (STARY *et al.*, 1975). *Aphidius matricariae* occupe le deuxième rang et parasite les pucerons *Hyalopterus pruni*, *Aphis nerii*, *Aphis gossypii*, *Pemphigus populeti*. LAAMARI *et al.* (2010) l'ont signalée en deuxième rang après l'espèce *Aphidius matricariae* qui est signalée par les mêmes auteurs comme la plus fréquente, où elle a été récoltée à partir des momies de 23 espèces de pucerons. Selon KAVALLIERATOS *et al.* (2006), ce genre est le plus diversifié parmi les Aphidiinae avec plus de 70 espèces dans le monde entier.

L'étude nous a révélé la présence de 156 associations tritrophiques plante-puceron-hyménoptère parasitoïde et 102 associations pucerons-parasitoïdes. LAAMARI *et al.* (2012) comptent 137 associations pucerons-parasitoïdes. L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* présente le plus grand nombre d'associations; elle forme 11 associations avec les plantes et leurs pucerons. Elle a été retrouvée plus particulièrement sur *Hyalopterus pruni*, *Acyrtosiphum pisum*, *Lypaphis erysimi*, *Aphisnerii*, *Aphis fabae*, *Aphis illinoisensis*, *Toxoptera aurantii*, *Aphis citricola*, *Aphis gossypii* et *Aphis hederæ*. LAAMARI *et al.* (2012) signalent que l'espèce *Lysiphlebus testaceipes* parasite 14 espèces de pucerons, à savoir *Aphis nerii*, *A. pomi*, *A. potentillae*, *A. punicae*, *Brachycaudus cardui*, *B. helichrysi*, *Dysaphis plantaginea*, *D. sp.*, *Hyalopterus pruni*, *Mysus persicae*, *Rhopalosiphum maidis* et *Uroleucon compositae*. Dans la région de Biskra, HEMIDI *et al.* (2013) indiquent que l'espèce *Aphidius matricariae* forme 12 associations avec les plantes ornementales et leurs pucerons.

Parasitoïdes de pucerons d'Algérie

Les parasites primaires à leur tour subissent des attaques des hyperparasites : en effet, 7 parasitoïdes secondaires ont été identifiés. Les espèces les plus actives sont *Pachyneuron aphidis* et *Asaphes* sp. La première s'attaque plus particulièrement au parasite *Lysiphlebus testaceipes*. Nous avons dénombré pas moins de 39 émergences de cette espèce sur 72 momies du puceron *H. pruni*. L'espèce *Asaphes* sp. cible les parasites *Aphidius ervi* et *Lysiphlebus testaceipes* ; elle a été retrouvée sur les momies des pucerons *H. pruni* et *A. illinoisensis*. Selon BUITENHUIS (2004), les hyperparasitoïdes ou les parasitoïdes secondaires vivent sur les stades immatures des parasitoïdes primaires et constituent le quatrième niveau trophique dans de nombreux écosystèmes. Les espèces appartenant à ces genres ne sont pas très exigeantes du point de vue climatique, ce qui explique leur large distribution à travers le monde. Parmi les momies émergées, une série d'hyper-parasitoïdes a été obtenue, ils représentent presque le tiers des Hyménoptères parasitoïdes inventoriés dans cette étude (STARY *et al.*, 1975).

Conclusion et perspectives

À travers cette étude, nous avons établi une première liste des parasitoïdes aphidiphages et de leurs hyperparasites dans l'algérois. Au total, 13 espèces de parasites primaires appartenant à la famille des Braconidae et à la sous-famille des Aphidinae et 7 hyperparasites ont été répertoriés. L'analyse de l'inventaire montre que les parasites primaires *Lysiphlebus testaceipes* et *Aphidius matricariae* prédominent ; ils ont été collectés à partir de 11 espèces de pucerons. Chez les Hyperparasites, *Pachyneuron aphidis* et *Asaphes* sp. ciblent le plus grand nombre de parasites et plus particulièrement le parasite *Lysiphlebus testaceipes* sur diverses plantes-hôtes. Nous avons également relevé 156 associations tritrophiques plante-puceron-parasitoïde et 102 associations puceron-parasitoïde. Bien que cette liste reste incomplète, elle montre la richesse des interactions entre organismes dans le milieu algérois.

RÉFÉRENCES

- AGGOUN, H., LAAMARI, M. & TAHAR CHAOUICHE, S. (2016).- Associations tri-trophiques (parasitoïdes - pucerons - plantes) notées dans le milieu naturel de la région de Khenchela (Est-Algérien). *Nature & Technologie. B- Sciences Agronomiques et Biologiques*, **15**, 2-8.
- AYADI, M., STARY, P., BELKADI, M. & BEN HALIMA KAMEL, M. (2017).- Aphid parasitoid species and their hosts in western south of Tunisia (Hymenoptera: Aphidiidae; Aphidiinae and Hemiptera: Aphididae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, **27** (2), 223-226.
- BLACKMAN, R.L. & EASTOP, V.F. (2006).- *Aphids on the World's Herbaceous Plants And Shrubs*. John Wiley & Sons Inc.
- BUITENHUIS, R. (2004).- *A comparative study of the life history and foraging behaviour of aphid hyperparasitoids*. Thèse de doctorat. Département de Phytologie. Faculté des Sciences de l'Agriculture et de l'Alimentation, Université Laval, Québec, 186 pages.

Bulletin de la Société zoologique de France 144 (3)

- COCK, M.J.W., VAN LENTEREN, J.C., BRODEUR, J., BARRATT B.I.P., BIGLER, F., BLOCKMANS, K., CONSOLI, F.L., HAAS, F., MASON, P.G. & PARRA, J.R.P. (2010).- Do new access and benefit sharing procedures under the Convention on Biological Diversity threaten the future of biological control. *Biocontrol*, **55** (2), 199-218.
- ELOUISSI, M. & RIGHI, K. (2016).- Tritrophic interactions: plant-aphid-parasitoid Hymenoptera in natural environment in Mascara (north-west Algeria). *Sylwan*, **160** (12), 128-141.
- ESTEVEZ, B., DOMON, G. & LUCAS, E. (2000).- Contribution de l'écologie du paysage à la diversification des agroécosystèmes à des fins de phytoprotection. *Phytoprotection*, **81**, 1-14.
- HARMEL, N., HAUBRUGE, E. & FRANCIS, F. (2010).- Étude des salives de pucerons : un préalable au développement de nouveaux bio-insecticides. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, **14** (2), 369-378.
- HEMIDI, W., LAAMARI, M. & TAHAR CHAOUICHE, S. (2013).- *Les hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés aux plantes ornementales de la ville de Biskra*. USTHB_FBS_4th International Congress of the Populations & Animal Communities "Dynamics & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems CIPCA4" TAGHIT (Bechar) – ALGERIA, 19-21 November, pp. 363-371.
- JERRAYA, A. & AL ROUECHDI, K. (2005).- La protection phytosanitaire en Afrique du Nord : quelles perspectives ? In : *Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement, Pesticides et biopesticides* – OGM (Ed. Regnault-Roger C.). Lavoisier, Paris, pp. 475-493.
- KAVALLIERATOS, N.G., TOMANOVIC, Z., SARLIS, G.P., FASSEAS, C. & EMMANOUEL, N.E. (2006).- A review of the genus *Aphidius* Nees in Greece (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) with the description of new species. *Journal of Natural History*, **40** (17-18), 1179-1197.
- LAAMARI, M., CHAOUICHE, S.T., HALIMI, C.W., BENFERHAT, S., ABBES, KHENISSA, N. & STARY, P. (2012).- A review of aphid parasitoids and their associations in Algeria (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae ; Hemiptera : Aphidoidea). *African Entomology*, **20** (1), 161-170.
- LAAMARI, M., CHAOUICHE, S.T., BENFERHAT, S., ABBES, S.B., MEROUANI, H., CHODBANE, S., KHENISSA, N. & STARY, P. (2011).- Interactions tritrophiques : plante-puceron-hyménoptère parasitoïde observées en milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. *Entomol.-Faun.*, **63** (3), 115-120.
- LAAMARI, M., JOUSSELIN, E. & COEUR D'ACIER, A. (2010).- Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: a fourteen-year investigation. *Faunistic Entomology*, **62** (2), 73-87.
- MILAIRE, H.G. (1981).- *Les pucerons des arbres fruitiers, données générales*. INRA/ACTA, pp. 233-235.
- NAZARI, Y., ZAMANI, A.A., MASOUMI, S.M., RAKHSHANI, E., PETROVIC-OBRADOVIC, O., TOMANOVIC, S., STARÝ, P. & TOMANOVIC, Z. (2012).- Diversity and host associations of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in the farmlands of western Iran. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, **52** (2), 559-584.
- PICAULT, S., QUENNESSON, S., ROY, G., DAVY, M., TORRES, M., GINEZ, A., SCHOENY, A., LAMBION, J., LAVIGNE, D. & BOUVARD, D. (2018).- Utilisation de plantes de service et de kaolin pour gérer les populations de pucerons et de thrips en cultures légumières. *Innovations Agronomiques*, **63**, 385-397.
- RAMADE, F. (1984).- *Éléments d'écologie - Écologie fondamentale*. Éd. Mc-Graw-Hill, Paris.
- PIFFARETTI, J. (2012).- *Différenciation génétique et écologique des populations du puceron Brachycaudus helichrysi (Hemiptera, Aphididae): mise en évidence de deux espèces sœurs aux cycles de vie contrastés*. Thèse de Doctorat, Biologie de l'évolution et écologie. Université de Montpellier Sup Agro, 260 p.

Parasitoïdes de pucerons d'Algérie

- SAHARAOU, L. (2017).- *Les coccinelles algériennes (analyse faunistique et structure des communautés)*. Thèse de doctorat, écologie, biodiversité et évolution. Université Paul Sabatier Toulouse. 198 p.
- STARY, P., LECLANT, F. & LYON, J.P. (1975).- Aphidiides (Hym.) et aphides (Hom.) de Corse. I. : Les Aphidiides, *Annales de la Société Entomologique de France (N.S.)*, **11** (4), 765-762.
- TAHAR CHAUCHE, S. (2011).- *Étude bioécologique des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel dans la région de Biskra*. Thèse de Magister, Université Mohamed-Khider, Biskra, 120 p.
- VAN LENTEREN, J.C. (2003).- Commercial availability of biological control agents. In : Quality Control and Production of Biological Control Agents: *Theory and Testing Procedures* (ed. Van Lenteren J.C.). CABI Publishing Wallingford, UK, pp. 167-179.

(reçu le 28/11/2018 ; accepté le 02/06/2019)

mis en ligne le 01/10/2019