

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université MUSTAPHA Stambouli
Mascara



جامعة مصطفى أسطمبولي
معسكر

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Agronomiques

Laboratoire de Recherche sur les Systèmes Biologiques et la Géomantique LRSBG

THESE de DOCTORAT

Spécialité : Protection des Végétaux

Intitulée :

Etude de l'Aphidifaune des Agroécosystèmes et Recherche des Antagonistes dans l'Ouest Algérien

Présentée par : M. AKRICHE Amine

Le :24/01/2024

Devant le jury :

Président	ELOUISSI Mouffok	Professeur	Université M. S. de Mascara
Examineur	BOUNGAB Karima	Professeur	Université M. S. de Mascara
Examineur	GHELAM ALLAH Amine	MCA	Université A.I.B.de Mostaganem
Examineur	MOUTASSEME Dahou	MCA	Université d'El Bordj Bou Aréridj
Encadrant	RIGHI Kada	MCA	Université M.S.de Mascara
CO-Encadrant	RIGHI ASSIA Fatiha	Professeur	Université M.S.de Mascara

Année Universitaire : 2023 --- 2024

Remerciements

Je remercie **Allah** le Tout-Puissant de m'avoir fourni les ressources morales, physiques, et intellectuelles nécessaires à la réalisation de cette thèse.

J'exprime mes plus vifs remerciements à mon directeur de thèse, Docteur M. **RIGHI K** pour la qualité de son encadrement et pour les précieuses corrections apportées à cette thèse. Je l'en remercie chaleureusement pour ses orientations et d'avoir répondu avec calme et patience aux questions quotidiennes dont je l'accablais.

Je tiens à exprimer ma gratitude au professeur Mme **RIGHI AF**, qui m'a co-encadré tout au long de cette thèse et qui m'a non seulement donné de chers conseils, mais aussi pour sa confiance, sa disponibilité permanente et pour les nombreux encouragements qu'elle m'a donnés.

Nous adressons aussi nos sincères remerciements au directeur du Laboratoire de Recherche sur les Systèmes Biologiques et Géomatiques (LRSBG), Me Pr. **HAMIMED A** ainsi que Me Pr. **BENYOUCEF M** le directeur du Laboratoire de Géomatique, Ecologie et Environnement et à tous les membres d'équipe pour l'aide qu'ils m'ont apportée.

Nous remercions vivement Monsieur le Professeur **ELOUISSI M**, Doyen de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Mustapha Stambouli de Mascara pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury.

Je tiens à remercier vivement Mme. **BOUNGAB K.**, Professeur à l'Université Mustapha Stambouli de Mascara ainsi que M. **GHELAM ALLAH A** Maître de Conférences A à l'université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, et M. **MOUTASSEM D** Maître de Conférences A à l'Université de Bordj Bou Arreridj, qui nous ont fait un grand honneur en acceptant d'être membres du jury.

Je remercie chaleureusement le Professeur M. **ELOUISSI A** pour toutes les analyses statistiques qu'il nous a réalisées, sans oublier Dr **SAHRAOUI L.**, qui m'a aidé dans l'identification des espèces hyménoptères.

Mes vifs remerciements vont à M. le Professeur **ISMAÏL K** de l'Université d'Isparta, Turquie, pour toutes les longues journées que j'ai passées à travailler dans le laboratoire et pour m'avoir mis en contact avec l'ensemble de l'équipe de recherche, sans oublier le Professeur M. **Japoshvili G**, qui m'a confirmé l'identification des espèces d'hyménoptères.

Merci à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail : Dr. SEGHEIR M, Dr. BELHACEN A, Mr. DJAFRI T., Mr. BOUSEDRA D., Mr. HADHRI M., Dr. MAKHLOUF K., Dr. CHEDAD A., Dr. SEKRANE Y., Dr. AGGOUN H., Dr. KOUADRI M., Dr. HOUACINE E., Dr. MAHI T. Mr. KHEIRENNES., Mr. KHATHIR A., Mr. SEFRANI B., M. HANIFI M., M. AMMAR L., M. HAMAIEDI F., M. MOUSSAOUI H., SADAK A., M. ALIANE.

Je dois une grande reconnaissance à mes parents, qui sont ma plus chère source de soutien spirituel et d'encouragement, et sans lesquels je ne serais pas ce que je suis aujourd'hui. Je suis très reconnaissant à mes frères et leur famille et à ma chère sœur et sa famille

Table des matières

RESUME.....	I
ABSTRACT	II
الملخص	IV
LISTE DES ABREVIATION	V
INDEX DES TABLEAU	VI
INDEX DES FIGURES	VIII
INTRODUCTION GENERALE	1

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I. GENERALITES SUR LES PUCERONS

1- TAXONOMIE	6
2- CARACTERISTIQUES MORPHOLOGIQUES DES PUCERONS	7
2.1- La tête.....	7
2.2-Le thorax.....	9
2.3- L'abdomen	11
3- BIOLOGIE	13
3.1- Cycle holocylique.....	15
3.1.1-holocyclique monœciques	15
3.1.2- Les espèces dites holocyclique diœciques ou hétéroœciques	16
3.2-Cycle anholocyclie	17
4- POLYPHENISME	18
5- LA NUTRITION	19
6- DEGATS	21

6.1- Les dégâts directs	21
6.2- Les dégâts indirects.....	21
7- LES METHODES DE LUTTE.....	23
7.1- La lutte culturale et écologique.....	23
7.2- La lutte physique.....	24
7.3- La lutte génétique.....	24
7.4- Le control chimique	25
7.5- La lutte biologique	26

CHAPITREII :INTERACTIONS DES PUCERONS AVEC LEUR ENVIRONNEMENT

1- INTERACTIONS AVEC LES PLANTES	28
2- INTERACTIONS AVEC LES ENNEMIS NATURELS	29
2.1-L'importance des prédateurs	30
2.1.1- Les coccinelles (Coleoptera : Coccinellidae).....	30
2.1.2- Syrphes (Diptera : Syrphidae).....	31
2.1.3- Les chrysopes (Neuroptera:Chrysopidae).....	31
2.1.4- Les mouches prédatrices.....	31
2.1.5- Les punaises.....	32
2.1.6- Les Acariens	32
2.2- L'importance des parasitoïdes	32
2.2.1- Les parasitoïdes primaires	32
2.2.2- Les parasitoïdes secondaires.....	34
2.3- Interactions avec les microorganismes.....	34
2.3.1-Interaction hôtes-pathogènes	35
2.3.1.1- Les champignons entomopathogènes	35
2.3.1.2- Les Bactéries entomopathogènes	37
2.3.1.3- Les nématodes	39
3-SYMBIOSE AVEC DES BACTERIES.....	41
4-INTERACTIONS MUTUALISTES	41

CHAPITRE III. MATERIELS ET METHODES

1. PRESENTATION DES SITES D'ETUDE	44
2. ETUDE ENTOMOLOGIQUE.....	48

2.1. Les Aphides	48
2.1.1. Echantillonnage.....	48
2.1.2. Préparation et montage.....	48
2.1.3. Identification des pucerons :	49
2.2. Les parasitoïdes	50
2.2.1. La récolte	50
2.2.2. Le montage.....	50
2.2.3. Identification	50
2.3. Les prédateurs	51
2.3.1. La collecte	51
2.3.2. Identification	51
2.4. Méthodes d'exploitation des résultats	51
2.4.1. Relations trophiques.....	51
3. ETUDE MYCOLOGIQUE	51
3.1. Isolement, purification et conservation	52
3.2. Identification morphologique	53
3.2.1. Identification macroscopique	53
3.2.2. Identification microscopique.....	53
3.3. Identification moléculaire de <i>Beauveria bassiana</i>	53
3.3.1. Extraction de l'ADN	53
3.3.2. Amplification des fragments de l'ADN	54
3.3.3. Révélation des produits PCR	54
3.3.4. Purification et séquençage	55
3.3.5. Analyse phylogénétique	55
3.4. Évaluation de l'efficacité de <i>B. bassiana</i>-BBAA contre <i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854	56
3.4.1. La population aphidienne.....	56
3.4.2. Préparation des suspensions sporales.....	56
3.4.3. In vitro.....	56
3.4.4. In vivo	57
3.5. Etude de l'activité enzymatique de l'isolat fongique <i>Beauveria bassiana</i> BBAA.....	59
3.5.1. Production d'amylase.....	59
3.5.2. Production de protéase.....	59
3.5.3. Production de lipase	59
3.5.4. Production de chitinase	60
4. ANALYSE STATISTIQUE.....	60

CHAPITRE IV : RESULTATS

1. ETUDE ENTOMOLOGIQUE.....	63
1.1. Etude de l'Aphidifaune	63
1.1.1. Inventaire des pucerons et relation bi-trophique (puceron-plante hôte).....	66
1.1.1.1. Groupe de phytophagie des aphides.....	66

1.1.1.2. Interactions bi-trophiques (puceron- plante hôte)	70
1.1.1.3. Abondance de l'Aphidifaune examinée dans la région du Nord-Ouest Algérie .	76
1.1.2. Systématiques de quelques espèces aphidiennes	78
1.1.2.1. Tribu des Aphidini	79
1.1.2.2. Tribu des Macrosiphini.....	89
1.2.2.3. Tribu : Chaitophorini	95
1.1.2.4. Tribu : Fordini	96
1.1.2.5. Tribu : Greenideini	97
1.1.2.6. Tribu : Panaphidini	98
1.1.2.7. Tribu : Pemphigini.....	100
1.1.2.8. Tribu : Thelaxini.....	100
1.2. Les ennemis naturels des pucerons	102
1.2.1. Inventaire des hyménoptères parasitoïdes.....	102
1.2.1.1. Association tritrophiques (Parasitoïdes – Pucerons – Plantes hôtes)	102
1.2.1.2. Abondance des espèces de parasitoïdes primaires inventoriées dans les différents habitats étudiés	106
1.2.2. Systématique des espèces de parasitoïdes primaires.....	107
1.2.3. Systématique des espèces hyperparasitoïdes	112
1.2.4. Les prédateurs	114
1.2.4.1. Systématique des espèces prédatrices	114
1.2.4.2. Les interactions entre prédateurs, pucerons et plantes hôtes.....	115
1.2.4.3. Abondance des espèces de prédateurs inventoriées dans les différents habitats étudiés.....	118
2. ÉTUDE MYCOLOGIQUE	121
2.1. Résultats de l'isolement des champignons associés à l'aphidifaune.....	121
2.1.1. Caractérisation morphologique des champignons.....	121
2.1.1.1. Identification macroscopique	121
2.1.1.2. Identification microscopique.....	122
2.2. Étude d'isolat sélectionnée (<i>B. Bassiana</i>) pour le test d'entomopathogénicité.....	124
2.2.1. Identification morphologique de <i>B. bassiana</i>	124
2.2.2. Identification moléculaire de l'isolat de <i>B. bassiana</i> sur milieu Sabouraud Dextrose Agar (SDA).....	124
2.2.3. Évaluation de l'efficacité de <i>B. bassiana</i> -BBAA contre <i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854.....	125
2.2.3.1. Efficacité en laboratoire	125
2.2.3.2. Sous abris serre	127
2.2.5. Postulat de Koch	128
2.2.4. Caractérisation enzymatique de <i>Beauveria bassiana</i> BBAA.....	129
2.2.3.1. Production d'amylase	129
2.2.3.2. Production de protéase.....	130
2.2.3.3. Production de lipase.....	130
2.2.3.4. Production de chitinase.....	130
CHAPITRE V- DISCUSSION	
1. DISCUSSION SUR LA LISTE DETAILLEE DE L'APHIDOFAUNE.....	133
1.1. Inventaire des pucerons et relation bi-trophique (puceron-plante hôte),.....	133

1.2. Discussion sur la systématique des pucerons	138
2. L'INVENTAIRE DES HYMENOPTERES PARASITOÏDES ET RELATIONS ENREGISTREES DANS LA REGION D'ETUDE.	139
2.1. L'inventaire des hyménoptères parasitoïdes	139
2.2. Relation Tritrophique: plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire.	140
2.3. Systématique des parasitoïdes	143
3. INVENTAIRE DES ESPECES PREDATRICES.....	144
3.1. Les interactions prédateurs, pucerons et plantes hôtes.....	144
4. LA FLORE MYCOLOGIQUE ASSOCIEE AUX APHIDES	147
4.1. Isolement des champignons associés à l'aphidofaune	147
4.2. Évaluation de l'efficacité de <i>B. bassiana</i> -BBAA contre <i>A. craccivora</i> Koch, 1854	148
4.3. Caractérisation enzymatique de <i>B. bassiana</i> BBAA.....	150
CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	153
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	158
ANNEXES	

Etude de l'Aphidifaune des Agroécosystèmes et Recherche des Antagonistes dans l'Ouest Algérien

Résumé

Cette étude a été effectuée afin de mettre en évidence la composition spécifique de l'Aphidifaune des agro-écosystèmes de l'Ouest Algérien (Mascara, Mostaganem et Relizane) ainsi que le cortège des antagonistes qui lui est associé (les espèces prédatrices et parasitoïdes...). L'échantillonnage a été effectué en prospectant divers habitats agricoles, notamment des champs de céréales, des légumineuses, des cultures maraîchères, des cultures sous serre et des vergers de divers arbres fruitiers, ainsi que la flore herbacée et arboricoles des milieux naturels (forêts...) et les espaces verts. Ces investigations ont permis d'identifier 72 espèces et 32 genres d'Aphididae, qui représentent six sous-familles : (Aphidinae, Calaphidinae, Chaitophorinae, Greenideinae, Lachininae, Thelaxinae,) et 11 tribus (Aphidini, Macrosiphini, Panaphidini, Pemphigini, Fordini, Siphini, Chaitophorini, Greenideini, Lachnini, Eulachnini, Thelaxini). Les Aphidinae sont les plus abondants avec 56 espèces (77.78 %). Ces aphides ont été prélevés sur une large gamme d'espèces hôtes (145 espèces), appartenant à 43 familles botaniques. Ainsi 203 associations bitrophiques ont été établies par le complexe aphides-plante hôte. Concernant les Hyménoptères parasitoïdes associés aux aphides, 10 espèces ont été enregistrées dont sept sont des parasitoïdes primaires de la famille des Braconidae. Elles sont réparties entre trois genres ; *Diaeretiella*, *Lysiphlebus* et *Aphidius* qui le plus représenté avec 4 espèces. La présence de ces parasitoïdes a permis l'installation de 78 associations tritrophiques (plante hôtes-Aphides-Parasitoïdes), dont la majorité (33 alliances soit 42.30%) est formée par l'espèce *Lysiphlebus testaceipes*. Les trois autres espèces d'hyménoptères sont des hyperparasitoïdes appartenant à trois familles : Pteromalidae, Encyrtidae et Megaspilidae. Au sujet des espèces prédatrices, nous avons dénombré 15 espèces associées à diverses populations aphidiennes, représentant cinq familles : Chamaemyiidae, Coccinellidae, Syrphidae, Cecidomyiidae, Chrysopidae. L'espèce *Coccinella algerica* est la plus répandue dans cette région. À propos de la mycoflore associée aux pucerons, cinq espèces fongiques appartenant à cinq familles ont été isolées et identifiées à partir de cadavres d'insectes dans le cadre de cette étude. L'une des plus importantes est un nouvel isolat de *Beauveria bassiana*. Celui-ci a été identifié sur la base de ses caractéristiques morphologiques et moléculaires et a été nommé *B. bassiana* BBAA. Les activités enzymatiques de cet isolat ont révélé une forte production de chitinase, de protéase et de lipase. L'efficacité entomopathogénique de l'isolat de *B. Bassiana* BBAA vis-à-vis les adultes d'*A. craccivora* s'est avérée très élevée, avec un taux de mortalité de 74 % pour la concentration de 10^8 conidies/ml in vitro et 70 % sous abrisserre après 07 jours d'exposition au traitement.

Mots clés : Aphidifaune, Agroécosystèmes, Antagonistes, Associations trophiques, *Beauveria bassiana*, Lutte biologique, Ouest Algérien.

Study of Aphidifauna in Agroecosystems and Research of Antagonists in western Algeria

Abstract

This study was conducted to highlight the specific composition of Aphidifauna in the agroecosystems of Western Algeria (Mascara, Mostaganem, and Relizane), as well as the associated group of antagonists (predatory and parasitoid species, among others). Sampling was carried out by surveying various agricultural habitats, including cereal fields, legumes, vegetable crops, greenhouse crops, orchards with various fruit trees, as well as herbaceous and arboreal flora in natural environments such as forests. These surveys led to the identification of 72 species and 32 genera of Aphididae, representing six subfamilies (Aphidinae, Calaphidinae, Chaitophorinae, Greenideinae, Lachninae, Thelaxinae) and 11 tribes (Aphidini, Macrosiphini, Panaphidini, Pemphigini, Fordini, Siphini, Chaitophorini, Greenideini, Lachnini, Eulachnini, Thelaxini). Aphidinae is the most abundant with 56 species (77.78%). These aphids were collected from a wide range of host species (145 species) belonging to 43 botanical families. Thus, 203 bitrophic associations were established by the aphid-host plant complex. Regarding Hymenopteran parasitoids associated with aphids, 10 species were recorded, seven of which are primary parasitoids from the Braconidae family. They are distributed among three genera: *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*, and *Aphidius*, with *Aphidius* being the most represented with 4 species. The presence of these parasitoids allowed the establishment of 78 tritrophic associations (host plant-Aphids-Parasitoids), the majority (33 alliances or 42.30%) being formed by the species *Lysiphlebus testaceipes*. The three other Hymenopteran species are hyperparasitoids belonging to three families: Pteromalidae, Encyrtidae, and Megaspilidae. Concerning predatory species, 15 species associated with various aphid populations were identified, representing five families: Chamaemyiidae, Coccinellidae, Syrphidae, Cecidomyiidae, Chrysopidae. The species *Coccinella algerica* is the most widespread in this region. Regarding the mycoflora associated with aphids, five fungal species belonging to five families were isolated and identified from insect cadavers in this study. One of the most significant is a new isolate of *Beauveria bassiana*, identified based on morphological and molecular characteristics and named *B. bassiana* BBAA. The enzymatic activities of this isolate revealed a high production of chitinase, protease, and lipase. The entomopathogenic efficacy of the *B. bassiana* BBAA isolate against adult *A. craccivora* was found to be very high, with a mortality rate of 74% for the concentration of 10^8 conidia/ml in vitro and 70% in greenhouse conditions after 7 days of exposure to the treatment.

Key words: Aphid fauna, Agroecosystems, Antagonists, Trophic associations, *Beauveria bassiana*, Biological control, Western Algeria.

دراسة مجموعات المن على مستوى النظم الإيكولوجية الزراعية والبحث عن أعدائها الطبيعيين في غرب الجزائر

المخلص

تم إجراء هذه الدراسة من أجل تسليط الضوء على التركيبة النوعية لمجموعات المن للنظم الإيكولوجية الزراعية لغرب الجزائر (معسكر، مستغانم وغيليزان) بالإضافة إلى مجموعة الخصوم المرتبطة بها (الأنواع المقترسة والطفيلية). وقد تم أخذ العينات عن طريق التنقيب في الموائل الزراعية المختلفة بما في ذلك حقول الحبوب، البقوليات، محاصيل الخضروات ومحاصيل الدفيئة وبساتين أشجار الفاكهة المختلفة، بالإضافة إلى النباتات العشبية والشجرية للبيئات الطبيعية (الغابات ...) والمساحات الخضراء العمرانية. وقد حددت هذه التنقيبات 72 نوعا و32 جنسا تابعة لعائلة Aphididae، وست عائلات فرعية (Aphidinae، Calaphidinae، Chaetophorinae، Greenidinae، Lachininae، Thelaxinae) و11 قبيلة (Aphidini، Macrosiphini، Panaphidini، Pemphigini، Fordini، Siphini، Chaitophorini، Greenideini، Lachnini، Eulachnini، Thelaxini). العائلة الفرعية Aphidinae هي الأكثر وفرة ب 56 نوعاً (77.78%). تم جمع حشرات المن من مجموعة واسعة من الأنواع النباتية المضيضة (145 نوعاً)، التي تنتمي إلى 43 عائلة. حيث تم إنشاء 203 جمعية ثنائيه التغذية من قبل جمع حشرات المن والنباتات المضيضة لها. فيما يتعلق بغشائيات الأجنحة الطفيلية المرتبطة بالمن، فقد تم تسجيل 10 أنواع، سبعة منها طفيليات أولية من عائلة Braconidae. تتوزع هذه الانواع على ثلاثة أجناس؛ *Diaeretiella* و *Lysiphlebus* و *Aphidius*، هذا الاخير يمثل معظمها ب 4 أنواع. سمح وجود هذه الطفيليات بتكوين 78 علاقة ثلاثية التغذية (النباتات المضيضة-حشرات المن-الطفيليات)، شكل النوع *Lysiphlebus testaceipes* غالبيتها والذي قدر ب 33 تحالفا بنسبة 42.30%. الأنواع الثلاثة المتبقية من غشائية الأجنحة هي طفيليات ثانوية والتي تنتمي إلى ثلاث عائلات: Pteromalidae و Encyrtidae و Megaspilidae. بخصوص الأنواع المقترسة، فقد أحصينا 15 نوعاً مرتبطينا بمجموعات المن المختلفة، تنتمي هذه المقترسات الى خمس عائلات: Chamaemyiidae، Coccinellidae، Syrphidae، Cecidomyiidae، Chrysopidae. النوع *Coccinella algerica* هو الأكثر انتشارا في هذه المنطقة. فيما يتعلق بالفطريات المرتبطة بالمن، تم عزل خمسة أنواع فطرية تنتمي إلى خمس عائلات وتم التعرف عليها من جثث الحشرات. ومن أهمها العزلة الجديدة لفطر *Beauveria bassiana*. تم تحديد هذا الأخير على أساس خصائصه المورفولوجية والجزيئية وأطلق على العزلة اسم *Beauveria bassiana* BBAA. كشفت الأنشطة الأنزيمية لهذه العزلة عن إنتاج عالٍ من الكيتيناز والبروتياز والليباز. اما بالنسبة للقدرة الامراضية لهذه العزلة ضد البالغين من حشرة *A. craccivora* فكانت عالية جداً، حيث بلغ معدل الوفيات 74% في المختبر و70% في الدفيئة بعد 07 أيام من العلاج بالتركيز 10^8 بوغ/مل.

الكلمات المفتاحية: المن – غشائية الأجنحة الطفيلية – الأعداء – *Beauveria bassiana* – المكافحة البيولوجية – غرب الجزائر

Liste des abréviations

ANOVA : Analyse de la variance

BLAST: Basic Local Alignment Search Tool

CL : concentration létale

FAO : Food and Agriculture Organisation

INPV : Institut National de la Protection des Végétaux

INRA : Institut National de la Recherche Agronomique

ITS : Espace transcrit interne

Lg : Longueur

LRSBG : Laboratoire de recherche sur les systèmes biologiques et la géométrie

MEGA : Molecular Evolutionary Genetics Analysis

NCBI : National Center for Biotechnology Information (Centre national d'information sur les biotechnologies)

PCR : Réaction en chaîne de la polymérase

RH : humidité relative

rpm: rotation par minute

SDA : Sabouraud Dextrose Agar

TL : Lethal time (temps létal)

μL: Microlitre

Index des Tableaux

TABLEAU 1 : Les insecticides chimiques utilisés contre les pucerons en Algérie (INPV, 2015)	26
TABLEAU 2 : Différents habitats recensés entre 2019 et 2021	45
TABLEAU 3 : Liste systématique des espèces aphidiennes inventoriées dans la région du Nord-Ouest Algérien.	63
TABLEAU 4 : Disponibilité des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagie	67
TABLEAU 5 : Inventaire des aphides de divers habitats prospectés dans le Nord-Ouest de l'Algérie	70
TABLEAU 6 : Abondance des espèces de pucerons recensées selon les cultures dans la région d'étude.....	76
TABLEAU 7 : Espèces de parasites aphidiphages inventoriées sur différents habitats du nord-ouest de l'Algérie.	102
TABLEAU 8 : Différentes interactions tritrophiques (plante-aphide-parasitoïde) enregistrées dans les différents habitats de l'ouest de l'Algérie entre 2019 et 2021.	103
TABLEAU 9 : Importance des interactions tritrophiques formées en fonction des espèces de parasitoïde	105
TABLEAU 10 : Abondance des espèces parasitoïdes trouvées dans les différentes zones étudiées.....	107
TABLEAU 11 : Inventaire des prédateurs des pucerons dans les agro-écosystèmes du nord-ouest algérien (entre 2019 et 2021)	114
TABLEAU 12 : Importants prédateurs associés aux différentes espèces aphidiennes récoltées sur divers végétaux dans la région de Mascara et Mostaganem.	116
TABLEAU 13 : Abondance des espèces prédatrices trouvées dans les différentes zones étudiées.....	119
TABLEAU 14 : Étude macroscopique des isolats fongiques.....	121
TABLEAU 15 . Étude microscopique des isolats fongiques.....	122
TABLEAU 16 . Efficacité de l'isolat de <i>Beauveria bassiana</i> bbaa contre les adultes d' <i>Aphis craccivora</i> in vitro par trempage	126

TABLEAU 17. Efficacite de l'isolat de <i>beauveria bassiana</i> bbaa contre les adultes d' <i>Aphis craccivora</i> in vitro par pulverisation.....	126
TABLEAU 18. efficacite de l'isolat de <i>Beauveria bassiana</i> bbaa contre les adultes d' <i>Aphis craccivora</i> en serre.....	127
TABLEAU 19. Les valeurs de lc et lt pour la population d' <i>Aphis craccivora</i> traitee avec des conidies de l'isolat bbaa.....	128
TABLEAU 20. Indice enzymatique de la production d'enzymes hydrolytiques par l'isolat de <i>Beauveria bassiana</i> bbaa.....	129

Index des figures

figure 1 : Schéma de l'anatomie generale d'un puceron. a. femelle vivipare aptere. b. femelle vivipare ailee.	7
FIGURE 2 : Differents types d'antennes	8
FIGURE 3 : Tete (avec sinus frontal en w).....	8
FIGURE 4 : Les pieces buccales d'un puceron	9
FIGURE 5 : Differents formes de sinus frontaux	9
FIGURE 6 : Schema represente les pattes des pucerons.....	10
FIGURE 7 : Differents types des ailes	11
FIGURE 8 : Differents types de cauda.....	12
FIGURE 9 : Extremite posterieure de l'abdomen.	12
FIGURE 10 : Differents types de cornicules, cornicules courtes en cone,	12
FIGURE 11 : Schemas des principales caracteristiques et ornements cubiculaires (pigmentation) rencontrees chez les pucerons.	13
FIGURE 12 : les stades de developpement d'un puceron.....	14
FIGURE 13 : Cycle biologique monoecique du puceron, <i>A. pisum</i>	16
FIGURE 14 : Cycle biologique heteroeciques de puceron de soja.	17
figure 15 : Cycle anholocyclique du puceron <i>A.gossypii</i>	18
FIGURE 16 : Schemas d'une organisation generale des pieces buccales d'un puceron.	19
FIGURE 17 : Representation schematique d'un puceron en train de sucer la seve d'une plante..	20
FIGURE 18 : Schema illustrant les differentes interactions entre les plantes, les phytophages et les ennemis naturels).	30

FIGURE 19 : Cycle biologique d'un hymenoptere parasitoïde. d'apres chaubet.	33
FIGURE 20 : Illustrations de dr julia alzofron represente le mode de parasitisme des hyperparasitoïdes.	34
FIGURE 21 : Schema represente le processus d'infection par le champignon entomopathogene chez les insectes.	37
FIGURE 22 : Mode d'action de bacillus thuringiensis chez les lepidopteres	38
FIGURE 23 : Cycle de vie des complexes <i>steinernema – xenorhabdus</i> (dessin n. le brun)... ..	40
FIGURE 24 : Localisation geographique des stations d'etude	44
FIGURE 25 : Exemples sur les differents habitats prospecte	47
FIGURE 26 : TECHNIQUE DE MONTAGE DES APHIDES SELON LECLANT (1978). (ORIGINALE, 2023)	49
FIGURE 27 : Criteres morphologiques d'identification des pucerons	50
FIGURE 28 : L'isolement des souches fongiques a partir de cadavres de differents insectes.	52
FIGURE 29 : Les etapes de l'identification moleculaire des champignons	55
FIGURE 30 : Dispositif experimental du test par contact des suspensions sporales de <i>Beauveria bassiana</i> bbaa entomopathogenes a l'egard des adultes de <i>Aphis craccivora</i> (in vitro).....	57
FIGURE 31 : DIspositif experimental du test par contact des suspension sporales de <i>B. bassiana</i> bbaa entomopathogenes a l'egard des adultes de <i>Aphis craccivora</i> (in vivo).	58
FIGURE 32 : Repartition des especes aphidiennes recensees selon les sous familles.	65
FIGURE 33 : Taux de repartition des especes aphidiennes recensees selon les tribus.....	65
FIGURE 34 : Taux de repartition des especes aphidiennes recensees selon les genres.....	66
FIGURE 35 : Répartition des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagi.....	69
FIGURE 36 : Interactions entre les especes de pucerons – familles botaniques	75
FIGURE 37 : Systematique de l'espece <i>aphis aurantii</i> :.....	79

FIGURE 38 : Systematique de l'espece <i>Aphis craccae</i>	80
FIGURE 39 : SYstematique de l'espece <i>Aphis craccivora</i>	81
FIGURE 40 : Systematique de l'espece <i>Aphis fabae</i> :	82
FIGURE 41 : Systematique de l'espece <i>Aphis frangulae</i>	83
FIGURE 42 : Systematique de l'espece <i>Aphis gossypii</i>	84
FIGURE 43 : Systematique de l'espece <i>Aphis hederae</i>	84
FIGURE 44 : Systematique de l'espece <i>Aphis rumicis</i>	85
FIGURE 45 Systematique de l'espece <i>Aphis spiraeicola</i>	85
FIGURE 46 : Systematique de l'espece <i>Aphis solanella</i>	86
FIGURE 47 : Systematique de l'espece <i>Aphis umbrella</i>	87
FIGURE 48 : Systematique de l'espece <i>Melanaphis donacis</i>	88
FIGURE 49 : Systematique de l'espece <i>Rhopalosiphum padi</i>	89
FIGURE 50 : Systematique de l'espece <i>Acyrtosiphon gossypii</i>	90
FIGURE 51 : SYstematique de l'espece <i>Acyrtosiphon pisum</i>	91
FIGURE 52 : Systematique de l'espece <i>Aulacorthum solani</i>	92
FIGURE 53 : Systematique de l'espece <i>Capitophorus elaeagni</i>	93
FIGURE 54 : Systematique de l'espece <i>Dysaphis crataegi</i>	94
FIGURE 55 : Systematique de l'espece <i>Myzus persicae</i>	94
FIGURE 56 : Systematique de l'espece <i>Uroleucon sonchi</i>	95
FIGURE 57 : Systematique de l'espece – <i>Chaitophorus populialbae</i>	96
FIGURE 58 : Systematique de l'espece – <i>Geoica utricularia</i>	97
FIGURE 59 : Systematique de l'espece <i>Greenidea ficicola</i>	98

FIGURE 60 : SYstematique de l'espece <i>Hoplocallis picta</i>	99
FIGURE 61 : Systematique de l'espece - <i>Pemphigus</i> sp 2.....	100
FIGURE 62 : Systematique du genre <i>Thelaxes</i>	101
FIGURE 63 : Importance des especes de plantes hotes, des especes de pucerons parasites et des interactions tritrophiques formees par chaque espece de parasitoïde.	106
FIGURE 64 : Systematique de l'espece <i>Aphidius aquilus</i> :	107
FIGURE 65 : Systematique de l'espece <i>Aphidius colemani</i> :	108
FIGURE 66 : Systematique de l'espece <i>aphidius ervi</i> :	109
FIGURE 67 : Systematique de l'espece <i>Aphidius matricariae</i> :	109
FIGURE 68 : SYstematique de l'espece <i>Diaeretiella rapae</i> :	110
FIGURE 69 : Systematique de l'espece <i>Lysiphlebus fabarum</i> :	111
FIGURE 70 : Systématique de l'espèce <i>Lysiphlebus testaceipes</i> :	111
FIGURE 71 : Systématique de l'espèce <i>Dendrocerus</i> sp :	112
FIGURE 72 : Systématique de l'espèce <i>Pachyneuron aphidis</i> :	113
FIGURE 73 : Systématique de l'espèce <i>Syrphophagus aphidivorus</i> :	113
FIGURE 74 : Repartition des especes predatrices recensees dans les differents habitats de l'ouest de l'Algerie en fonction de leurs familles.	115
FIGURE 75 : Repartition des especes predatrices selon leurs proies et plantes hotes.	118
FIGURE 76 : Caracterisation morphologique de l'isolat de <i>Beauveria bassiana</i>	124

morphologie de la colonie de *b. bassiana*; b) myceliums, conidiophores et conidies ;
..... 124

FIGURE 77 : Arbre phylogenetique base sur les sequences its montrant la position de l'isolat fongique *Beauveria bassiana* bbaa. l'isolat fongique etudie dans cette etude est indique par un disque noir.. 125

FIGURE 78 : Cadavres du puceron noir de la luzerne (*Aphis craccivora*), 128

FIGURE 79 : Activite amylolytique, l'absence de halo autour des colonies apres trois jours d'incubation a 28°C. 129

FIGURE 80 : Production de protease, l'apparition d'un halo clair autour des colonies de *b. bassiana* revele une production de protease. 129

FIGURE 81 : Activite de la gelatine sur le milieu gelatineux nutritif (photos originales). (a) liquefaction de la gelatine dans des tubes inocules avec des myceliums de *B. bassiana* bbaa (controle positif)..... 130

FIGURE 82 : Activite lipolytique, apres trois jours d'incubation, un halo clair entourant les colonies de *Beauveria* bbaa, caracteristique de la production de lipase. 131

FIGURE 83 : Production de la chitinase apres sept jours d'incubation a 28 °C 131

INTRODUCTION GENERALE

Introduction générale

Les pucerons appartiennent à la superfamille des Aphidoidea (Hemiptera) qui comprend près de 4700 espèces réparties en 10 familles (Remaudière et Remaudière, 1997 ; Blackman et Eastop, 2006). Ils font partie des insectes les plus diversifiés et les plus dispersés dans le monde entier, sous des conditions environnementales très variées, bien que plus abondants dans les zones tempérées que sous les tropiques. Ils sont associés à diverses plantes hôtes (Blackman et Eastop, 2006).

Environ 1000 espèces d'Aphidoidea (Adelgidae, Phylloxeridae et Aphididae) sont nuisibles aux cultures du monde entier (Singh *et al.*, 2015) se nourrissant des plantes agricoles ou horticoles (Blackman et Eastop, 2000). Doté de pièces buccales perçantes et suceuses, ces insectes entraînent de graves pertes économiques aux cultures cultivées. De plus des dommages directs qu'ils induisent, en épuisant nutriments et altérant le développement des plantes, ils transmettent de nombreux virus végétaux et en favorisent la croissance de la fumagine (Blackman et Eastop, 2000 ; Bonnemain, 2010). Les pucerons sont porteurs d'une centaine d'infections virales pour lesquelles il n'existe pas de traitement connu (Blackman et Eastop, 2000 ; Dedryver *et al.*, 2010). Leur fécondité explosive, leur mobilité (grâce aux formes ailées transportées par les courants aériens), le caractère polyphage de certaines espèces, ou au contraire la forte spécialisation d'autres espèces vis-à-vis de plantes hôtes cultivées mondialement en font des ravageurs redoutables.

De part la grande diversité de plantes hôtes associées aux plusieurs milliers d'espèces de pucerons, une bonne partie des plantes cultivées ou d'ornement sont associées à des pucerons ravageurs potentiels (Piffaretti, 2012). Certaines espèces aphidiennes peuvent causer des dommages et engendrer des pertes économiques chiffrées à plusieurs centaines de millions de dollars (Blackman et Eastop, 2007).

Ces aphidés ont pu établir de nombreuses relations trophiques avec leur plantes hôtes. Ces dernières 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). Cette 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, { Asteraceae : plus de 600 espèces de pucerons en association ;

Introduction générale

les Apiaceae : (≈ 600), les Rosaceae (≈ 300) et les Coniferae (≈ 350 }}, (Blackman et Eastop, 2006), alors que d'autres grandes familles de plantes sont associées à un nombre restreint d'espèces de pucerons comme les Moraceae, Euphorbiaceae, Lauraceae, Myrtaceae...) (Dixon, 2012).

En plus de leur plante hôte, les pucerons font partie de réseaux trophiques complexes et vivent au contact de nombreux macro et microorganismes. Ils sont la proie de nombreux prédateurs (Coccinellidae, Syrphidae, Chrysopidae, ...). Ils ont établi des relations complexes avec certains organismes au cours de l'évolution, comme l'association parasitique puceron-parasitoïdes. Ils sont autant la cible de champignons entomopathogènes, particulièrement de l'ordre des Entomophthorales et des Hypocreales.

La gravité des dégâts infligés aux cultures, a conduit à la mise en place de nombreuses études et au développement de moyens de lutte contre les pucerons (lutte biologique, utilisation de répulsifs, plantes résistantes, lutte chimique, etc.) (Piffaretti, 2012).

Il est fréquent que les pesticides soient la méthode de contrôle la plus largement utilisée dans l'agriculture, en raison de leur efficacité et de leur coût économique. Malgré cela, ils représentent un risque sérieux pour les agriculteurs et les consommateurs en raison de leur toxicité aiguë ou chronique (Cross et *al.*, 2008). En outre, il existe également un dilemme lié à l'émergence d'une résistance aux insecticides chez les descendants (Foster et *al.*, 2017). En raison des risques liés à ces pesticides, les scientifiques étudient et créent actuellement des alternatives sûres, efficaces et respectueuses de l'environnement. Il est donc temps d'adopter de nouvelles stratégies de lutte contre ces ravageurs.

L'emploi des ennemis naturels est l'une des voies les plus encourageantes et qui présentent des avantages d'ordre économique et écologique. Comme tous les autres bioagresseurs, les pucerons sont associés à un cortège d'ennemis naturels, notamment, des Hyménoptères parasitoïdes, qui jouent un rôle important dans la régulation de leurs populations (Rakhshani et *al.*, 2013 ; Hance et *al.*, 2017). Ainsi plus de 400 espèces de parasitoïdes de pucerons ont été décrites à travers le monde (Dolphin et Quicke, 2001), appartenant à la sous-famille des Aphidiinae (Hymenoptera : Braconidae), qui comprennent 50 genres. Ce sont toutes des endoparasitoïdes solitaires qui ciblent les pucerons (Ward et *al.*, 2021).

Introduction générale

Ils sont aussi la cible d'une grande variété de prédateurs, en particulier les larves et les adultes de coccinelles (Coleoptera : Coccinellidae), les larves de diptère (Chamaemyiidae ; Cecidomyiidae ; Syrphidae) ainsi que les larves et les adultes des chrysopes (Neuroptera : Chrysopidae). Ces auxiliaires sont des habitants essentiels dans les différents écosystèmes car ils contribuent de manière significative à la réduction des populations de pucerons et à l'équilibre écologique (Blümel, 2004). De multiples interactions trophiques se produisent lorsque ces auxiliaires coexistent avec les pucerons et leurs plantes hôtes dans les écosystèmes.

La recherche dans ce domaine se concentre sur la compréhension de la biodiversité des écosystèmes et des moyens qui intègrent les ennemis naturels dans la lutte contre les ravageurs (Agrawal, 2000). D'autre part, les milieux naturels et cultivés constituent un réservoir de micro-organismes qui peuvent être des agents potentiels de lutte contre les insectes nuisibles. Parmi les plus importants sont les champignons entomopathogènes. Ces organismes sont faciles à produire et à utiliser, en plus de leur efficacité, ils n'ont pas de risques sur l'environnement et d'effets indésirables sur la santé humaine par rapport aux insecticides (Vega, 2018). Le champignon *Beauveria bassiana* est l'un des antagonistes les plus répandus, infectant environ 700 espèces d'arthropodes (Rohrlich et al., 2018).

Les écosystèmes agro-forestiers et urbains du nord-ouest Algérien, par leur couvert végétal diversifié (plantes spontanés, ornementales) constituent un abri et un lieu de prolifération de la faune aphidienne, particulièrement, pour les espèces les plus nuisibles aux plantes cultivées. Cette région est pauvre en matière d'étude notamment celles consacrées aux aphides et leurs antagonistes. C'est dans cette optique que s'inscrivent pareillement les objectifs de ce travail :

- Inventorier les Aphides, leurs plantes hôtes et leurs ennemis naturels (prédateurs et hyménoptères parasitoïdes) présents dans les différents écosystèmes du nord-ouest algérien et à enrichir la liste précédemment identifiée par les chercheurs dans toutes les régions d'Algérie.
- Le deuxième volet de l'étude a pour objectif de déterminer les différentes interactions trophiques auxquelles contribuent les plantes hôtes et les ennemis naturels des pucerons dans la zone d'étude. Il sert également de montrer l'importance de ces ennemis naturels dans la lutte biologique contre les pucerons.
- Le dernier est lié à l'étude mycologique, qui comporte deux éléments fondamentaux :

Introduction générale

- Isolement et caractérisation des champignons à partir des cadavres des pucerons et autres insectes qui les accompagnent dans la région du nord-ouest algérien.
- L'évaluation du pouvoir entomopathogénique d'un nouvel isolat de *Beauveria bassiana* contre la population d'*Aphis craccivora*.

Organisation de la thèse

Le chapitre I aborde des études antérieures incluant la présentation générale des aphides (morpho anatomie, systématique, dégâts des pucerons et moyens de lutte).

Les interactions qui se produisent sur divers niveaux trophiques, comprenant les producteurs primaires (végétaux), les consommateurs primaires (pucerons), les ennemis naturels (prédateurs, parasitoïdes) et les consommateurs tertiaires sont le sujet central du chapitre 2.

Le troisième chapitre porte sur la connaissance de différentes zones de la région et les méthodes d'études et les matériels utilisés pour l'accomplissement de ce travail.

Le quatrième chapitre traite la présentation des résultats relatifs à l'inventaire des aphides et leurs ennemis naturels ainsi que les interactions établies entre ces antagonistes. Les résultats relatifs au test entomopathogénique du champignon *Beauveria* clôturent ce chapitre.

Dans le cinquième chapitre la discussion est développée. Enfin, une conclusion avec une synthèse des résultats obtenus et des perspectives devant faire l'objet des futures travaux.

**Synthèse
Bibliographique**

Chapitre I
**GENERALITES
SUR LES
PUCERONS**

- 1- Taxonomie ;
- 2- Caractéristiques morphologiques ;
- 3- Biologie ;
- 4- Polyphénisme ;
- 5- La nutrition ;
- 6- Dégâts ;
- 7- Méthodes de lutte

I. GENERALITES SUR LES PUCERONS

Les pucerons, représentent un groupe important d'insectes appartenant aux (Hemiptera : Aphidoidea). Il existe près de 5000 espèces dans le monde (Blackman et Eastop, 2017), dont environ 450 ont été identifiées sur des plantes cultivées et tous ses représentants se nourrissent spécifiquement de sève phloémienne (Blackman et Eastop, 2000). Parmi ces espèces, une centaine ont un impact économique notable au niveau agricole (Blackman et Eastop, 2007 ; Yattara et *al.*, 2014). La plupart fait partie de la sous-famille des Aphidinae, qui compte plus de 2750 espèces, essentiellement présentes dans les zones tempérées de l'hémisphère Nord (Blackman et Eastop, 2007).

Les aphides se multiplient extrêmement rapidement, se dispersent facilement sur de longues distances, affaiblissent les plantes hôtes et leur transmettent un grand nombre de virus, ce qui explique les dégâts importants qu'ils peuvent causer aux cultures (Harbaoui et *al.*, 2008).

1- Taxonomie

Les pucerons appartiennent à l'ordre des Hémiptères et forment avec les aleurodes, les cochenilles et les psylles, le sous-ordre des Sternorrhyncha. Dans celui-ci, le groupe des Aphidomorpha, qui regroupe l'ensemble des pucerons (*lato sensu*), est divisé en trois super-familles, les Canadaphidoidea (taxons éteints, seulement représentés par des espèces fossiles), les Phylloxeroidea et les Aphidoidea (Rabatel, 2011).

Remaudiere et Remaudiere (1997), classent les pucerons dans leur catalogue « Les Aphididae du monde » comme suit :

Embranchement :Arthropode

Classe :Insectes

Ordre :Homoptera

Super/famille :Aphidoidea

Famille : Aphididae

La famille des Aphididae (les pucerons *stricto sensu*) est divisée en 25 sous-familles : les Anoeciinae, Aphidinae, Chaitophorinae, Drepanosiphinae, Greenideinae, Hormaphidinae, Israelaphidinae, Lachninae, Lizeriinae, Macropodaphinae, Mindarinae, Myzocallidinae, Neophyllaphidinae, Neuquenaphidinae, Parachitophorinae, Pemphiginae, Phloeomyzinae,

Phyllaphidinae, Pterastheniinae, Pterocommatinae, Saltusaphidinae, Taiwanaphidinae, Tamaliinae, Thelaxinae (Remaudiere et Remaudiere, 1997).

2- Caractéristiques morphologiques des pucerons

Les pucerons sont des insectes aux téguments mous et qui sucent la sève des plantes. Avec ou sans ailes, selon l'espèce à laquelle ils appartiennent. Ils peuvent être verts, jaunes, bleutés, rouges, bruns, gris, noirs ou blancs (Tsuchida, 2016). Les aphides adultes varient en taille de 0,5 à 8 mm, le plus souvent entre 2 et 4 mm, avec un corps ovale un peu aplati. Ce dernier est divisé en trois parties bien différenciées, la tête, le thorax et l'abdomen (Leclant, 2000 ; Wu et *al.*, 2011) (Figure 1).

2.1- La tête

Chez les formes ailées, la tête est généralement bien séparée du thorax, mais chez les aptères, elle est soudée. Sur la tête se trouve une paire d'antennes, de longueur très variable, de 3 à 6 articles (Figure 1 et 2), sont insérées directement sur le front ou sur des protubérances des vertex appelés tubercules frontaux latéraux plus ou moins proéminents (Figure 1 et 3) (Turpeau-Ait Ighil et *al.*, 2011). La partie du vertex se situe entre les points d'insertion des antennes appelées le sinus frontal (Figure 3), ce dernier se caractérise par une variation de forme selon l'espèce et le sexe ; en son milieu est possible que se trouve une protubérance, c'est le tubercule frontal médian (Figure 3).

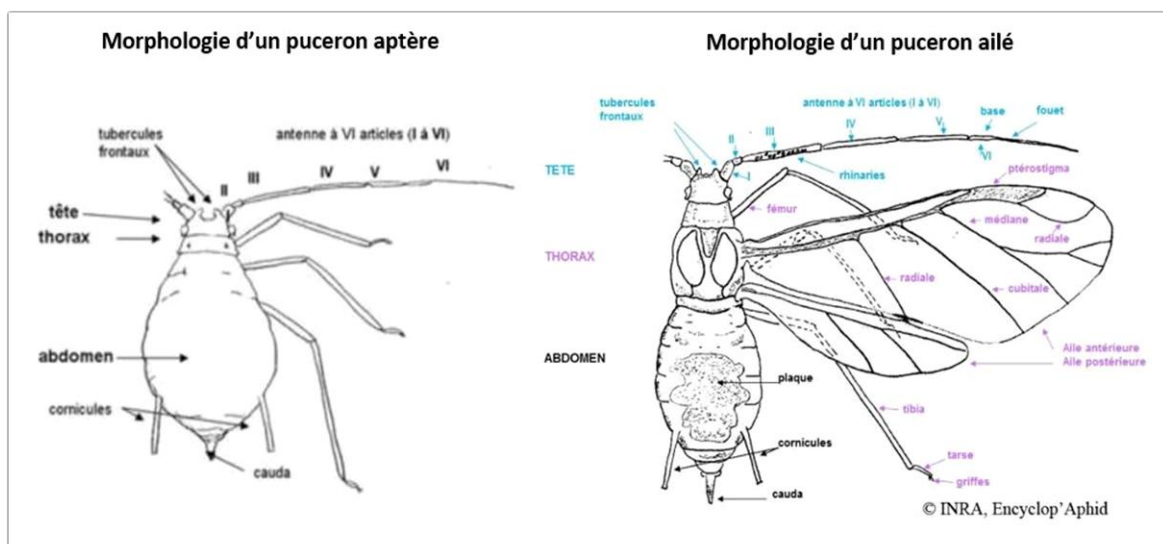


Figure 1 : Schéma de l'anatomie générale d'un puceron. a. Femelle vivipare aptère. b. Femelle vivipare ailée. (Hullé et *al.*, 2012).

Le dernier article antennaires, généralement plus long et incluant deux parties. La base légèrement renflée et une partie distale amincie est nommée fouet ou processus terminalis portant des organes sensoriels particuliers appelés rhinaries ou sensoria primaires, ajoutez à cela qu'il y a des sensoria secondaires situés généralement sur 3^{ème} article et parfois sur les autres articles (Figure 2) (Leclant, 1999 ; Fraval, 2006). La tête est étendue ventralement par un rostre, inséré en arrière des hanches antérieures (ce sont les sternorhynques) et des mandibules, les maxilles sont profondément modifiées en deux paires de stylets (Figure 4) (Fraval, 2006 ; Giordanengo et al., 2007).

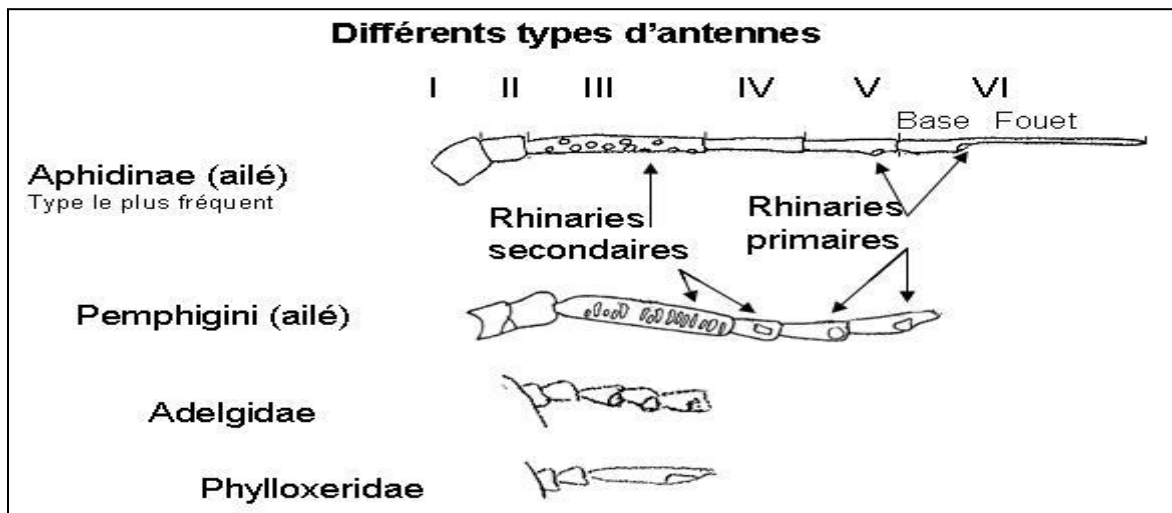


Figure 2 : Différents types d'antennes (Leclant, 2000)

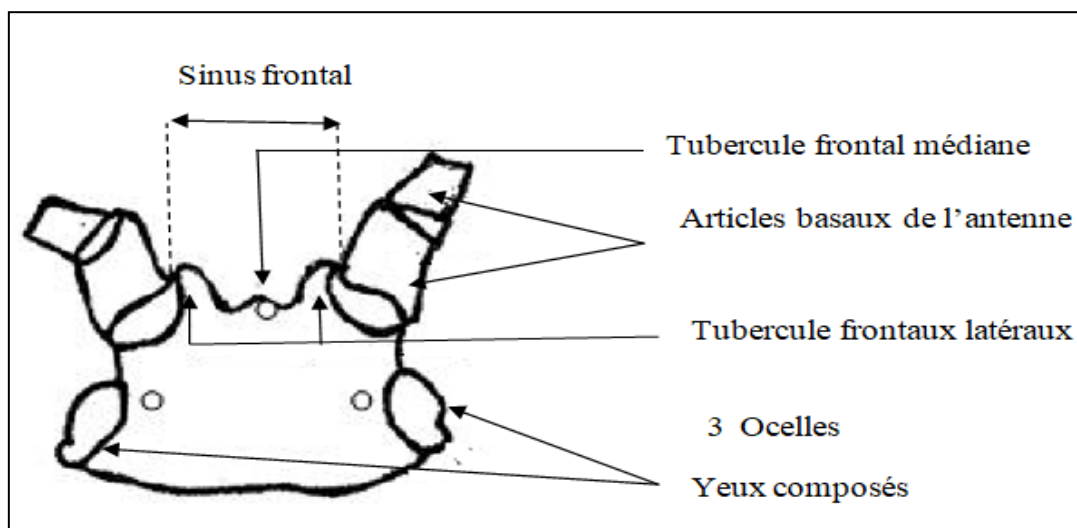


Figure 3 : Tête (avec sinus frontal en w) (Leclant, 2000)

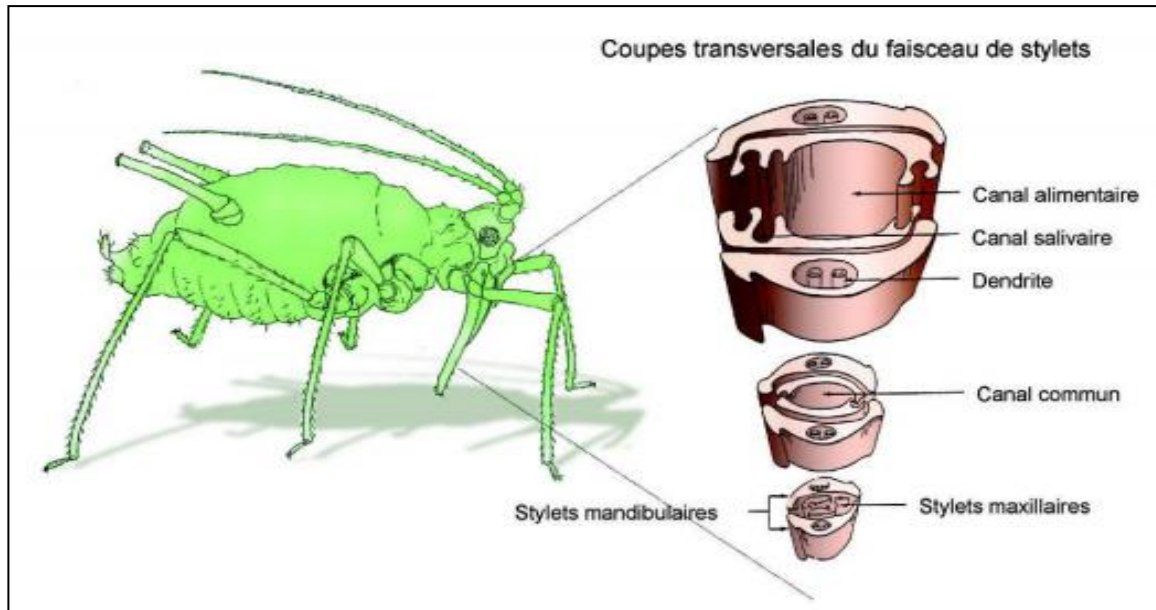


Figure 4 : Les pièces buccales d'un puceron (Brault et *al.*,2010)

À l'arrière de l'œil composé (souvent gros et rouge brun) un tubercule porteur de 3 ommatidies (triommatidie) est généralement présent. Les ocelles, 3 disposées en triangle (Figure 3 et 4) (Fraval, 2006).

Le front des pucerons peut présenter un sinus médian plus ou moins prononcé (Figure 5 : A et B), être convexe (Figure 5C) ou concave (Figure 5D) ou encore présenter des tubercules frontaux (Figure 5 E et F).

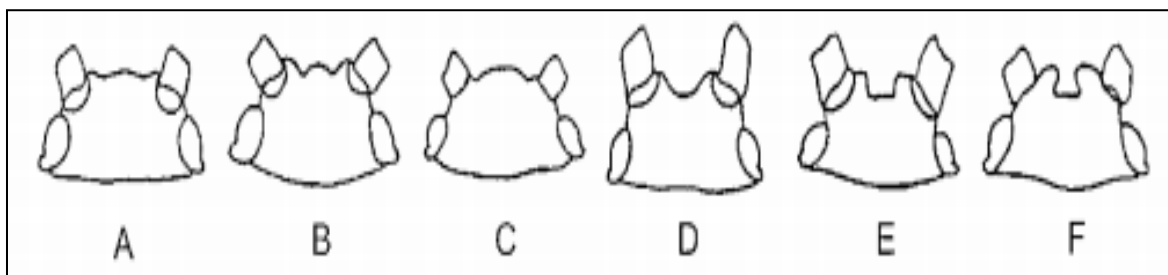


Figure 5 : Différents formes de sinus frontaux (Leclant, 1999)

A : faiblement sinué (*Brevicoryne brassicae*) ; **B** : sinué avec tubercule frontal médian distinct (*genre Aphis*) ; **C** : front convexe (*Pemphigus bursarius*) ; **D** : fronts à bords divergents (*Macrosiphum euphorbiae*) ; **E** : tubercules frontaux droits (*Aulacorthum solani*) ; **F** : tubercules frontaux convergents (*Myzus persicae*).

2.2- Le thorax

Le thorax des pucerons comprend trois segments : le prothorax, le mésothorax, et le métathorax, et porte 3 paires de pattes et primitivement deux paires d'ailes (Blackman et Eastop, 2000 ; Ighil et *al.*, 2011).

Chez les ailés, le thorax, bien distinct, présente des protubérances sclérifiées (appelées lobes) sombres et brillantes sur le deuxième segment (figure 1), par contre chez les aptères le thorax et l'abdomen se font suite (Figure 1) (Desparins, 2009).

Chez les aptères, thorax et abdomen se font suite (Figure 1). Chez beaucoup, les futurs ailés sont repérables avant la mue imaginale à leurs ébauches alaires développées et ce dernier stade larvaire est parfois appelé nymphe (Fraval, 2006).

Le thorax porte trois paires de pattes qui ne présentent aucune adaptation au saut. Les pattes sont articulées et varient selon les espèces, qui se terminent par des tarse à deux articles inégaux (Figure 1 et 6) (HULLE et *al.*,1999).

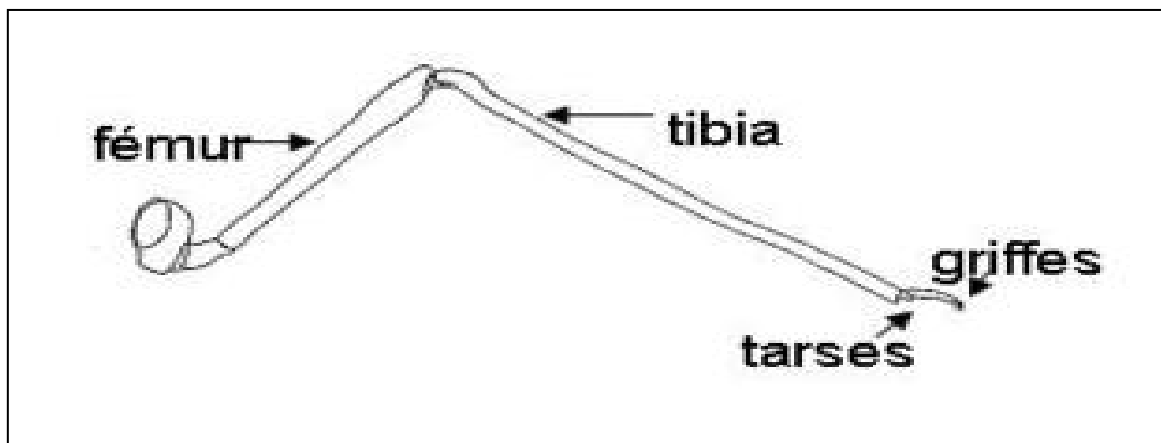


Figure 6 : Schéma représente les pattes des pucerons (Hullé et *al.*, 2010)

Concernant les ailes, les ailes antérieures présentent plusieurs nervures qui 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 soit non ramifiée, ramifiée une seule fois ou ramifiée deux fois (Figure 7).

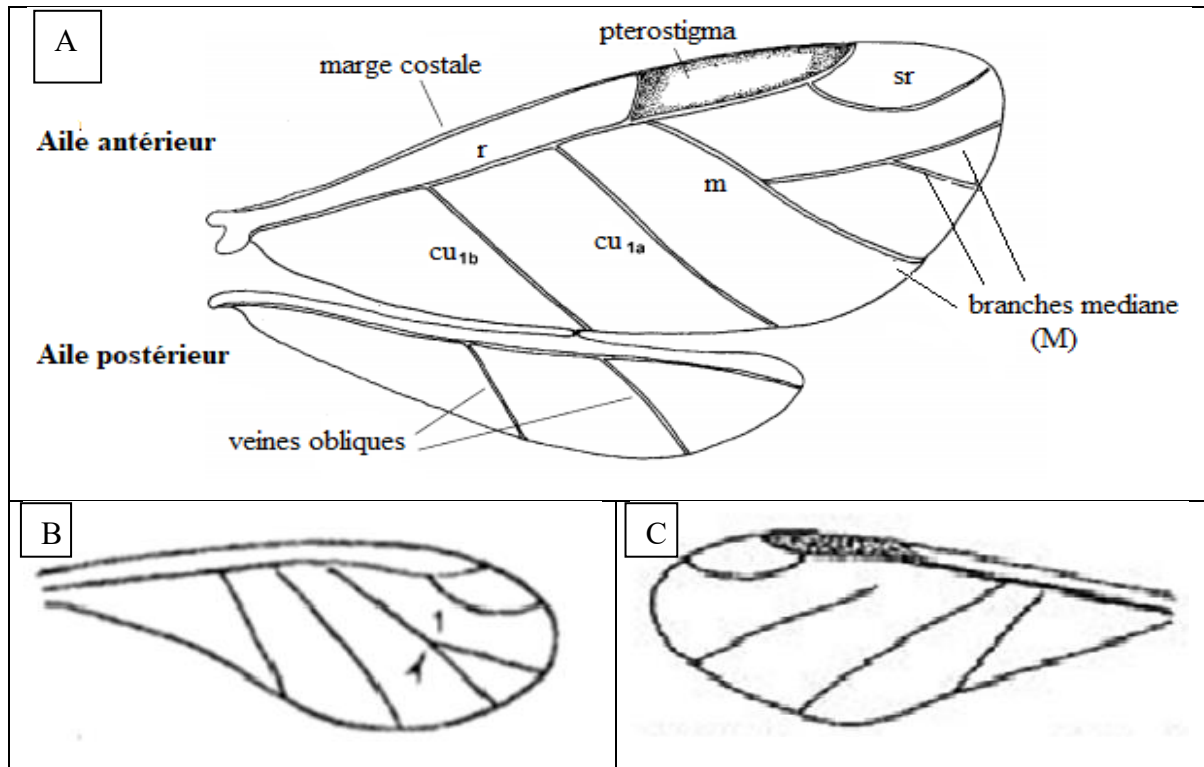


Figure 7 : différents types des ailes (Blackman et Easotop, 2006 ; Leclant 1999) - A) Aile avec nervation complète (r : radial / sr : secteur radial / m : médiane / cu1a et cu1b : cubitales ; B) Médiane divisée une seule fois ; C) Médiane non divisée.

2.3- L'abdomen

L'abdomen se compose de neuf sections. Le dernier segment abdominal (10^{ème}) forme une queue plus ou moins développée (cauda) dont la forme varie selon les espèces (Fredon, 2008), c'est un critère très utilisé pour l'identification des formes adultes des différentes espèces (Hulle, 1999 ; Dedryver, 2010) (Figure 8).

Les pucerons produisent périodiquement des gouttelettes de miellat (de 0,05 à 0,1 µl), qu'ils excrètent à l'aide de leurs pattes postérieures, par expulsion via la cauda ou par contraction de l'abdomen et rejetées par l'orifice anal, ce dernier localisé ventralement entre la cauda et la plaque anale (souvent pigmentée) (Leroy, 2009 ; Petrović-Obradović et al., 2018). Au-dessus, il y a une plaque génitale, entre les deux, chez les virginipares et les femelles sexuées, se trouve une simple ouverture transversale, c'est l'orifice génital (Figure 9). Les organes copulateurs du mâle comprennent le pénis et une paire de valves génitales (Figure 9).

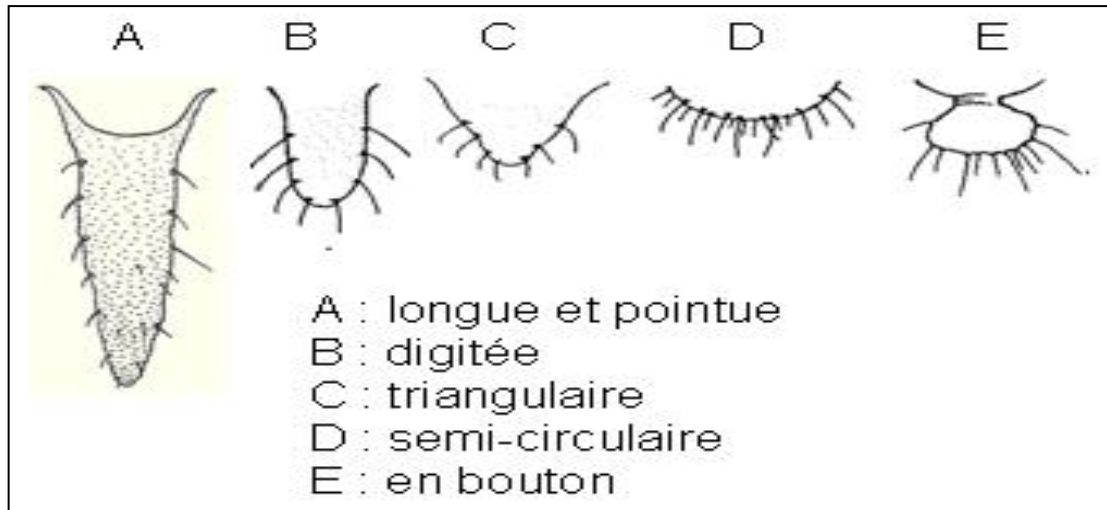


Figure 8 : Différents types de cauda (Hullé et *al.*, 2010).

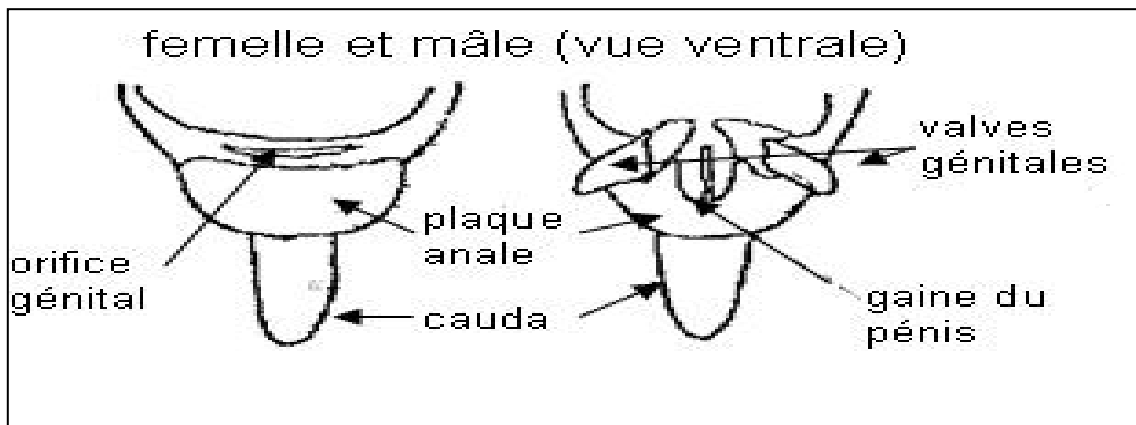


Figure 9 : Extrémité postérieure de l'abdomen (Leclant, 2000).

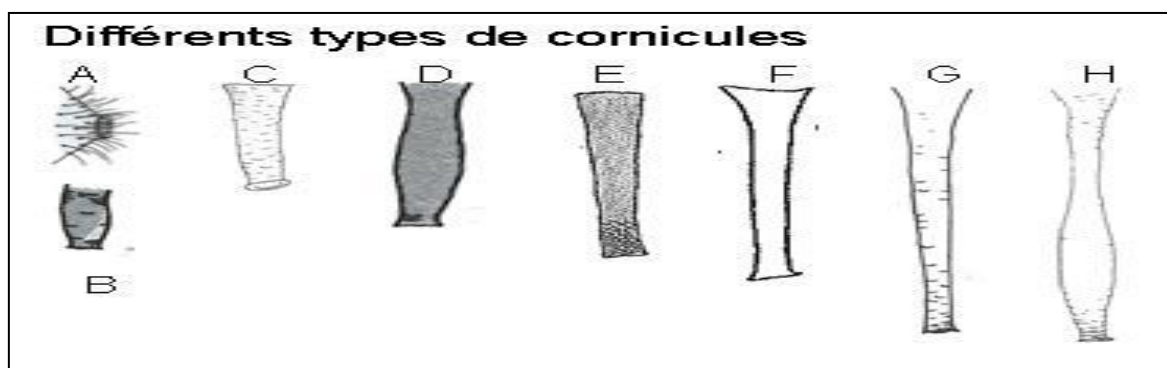


Figure 10 : Différents types de cornicules, cornicules courtes en cône (A), renflées (B), ou droites (C), des cornicules moyennes renflées (D) ou droites (E), des cornicules longues (F) voire très longues droites (G) ou renflées (H), (Hullé et *al.*, 2010).

Sur l'abdomen, la pigmentation due aux stries, bandes, plaques et sclerites, est également un critère d'identification (Ighil et *al.*, 2011) (Figure 11). Dorsalement au niveau de 5^{ème}

segment comportant une paire de cornicules ou siphons de forme et de longueur très variables parfois pourvues d'une réticulation d'une collerette, la forme des cornicules peut varier selon le stade ou le morphe au sein d'une même espèce (Figure 10) (Fraval, 2006 ; Leclant, 2000). Les cornicules sont utilisées pour émettre une sécrétion défensive, comme une phéromone d'alarme, lorsque les pucerons sont attaqués par des prédateurs (Zhang *et al.*, 2017).

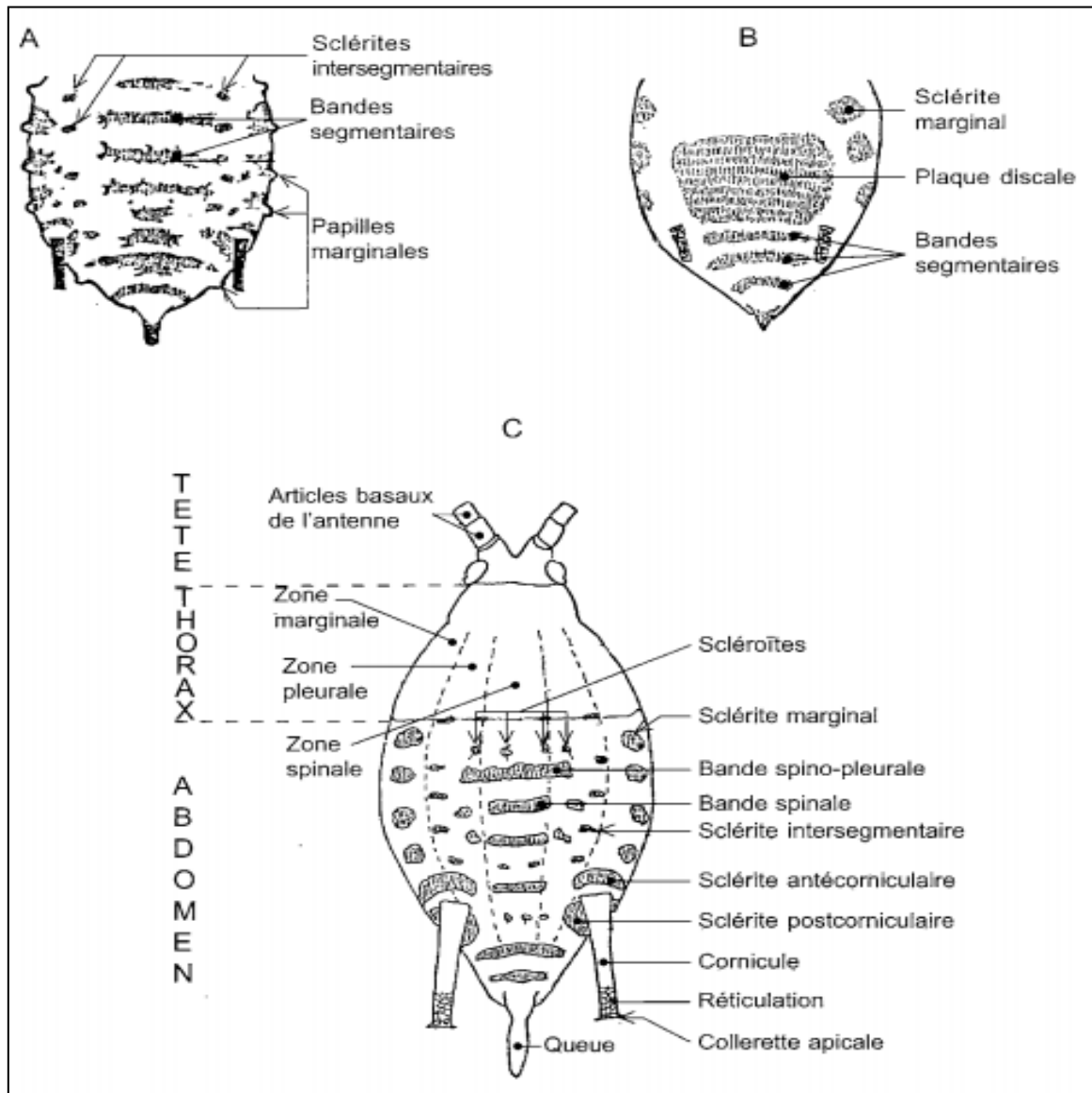


Figure 11 : Schémas des principales caractéristiques et ornements cubiculaires (pigmentation) rencontrés chez les pucerons (Leclan, 1999).

3- Biologie

Les pucerons vivent en colonies sur les feuilles, les rameaux, les branches, les racines ou l'écorce des plantes (Vala *et al.*, 2011). Sont hémimétaboles (métamorphose incomplète), leurs différents stades larvaires sont actifs et rassemblent aux adultes aptères mais de plus petite taille

(Shigenobu et *al.*, 2010). Ils ont le même mode de vie, se nourrissent de la même manière et causent des dommages que les adultes (Sallé et *al.*, 2015).

Le développement des pucerons comprend le stade de l'œuf (à peu près sphérique). Habituellement gris foncé ou noir, il mesure environ 0,5 à 1 mm de long (Sutherland, 2006). Ainsi, 4 stades larvaires et un stade adulte séparés des mues, les 4 stades larvaires se distinguent essentiellement par la taille et le développement des appendices, le nombre d'articles antennaires, la forme et la taille des cornicules et de la cauda. Cauda des stades larvaires n'est pas ou peu différenciée de l'abdomen, contrairement au stade adulte où elle est bien individualisée (Vala et *al.*, 2011 ; Le Trionnaire et *al.*, 2008 ; Piffaretti, 2012).

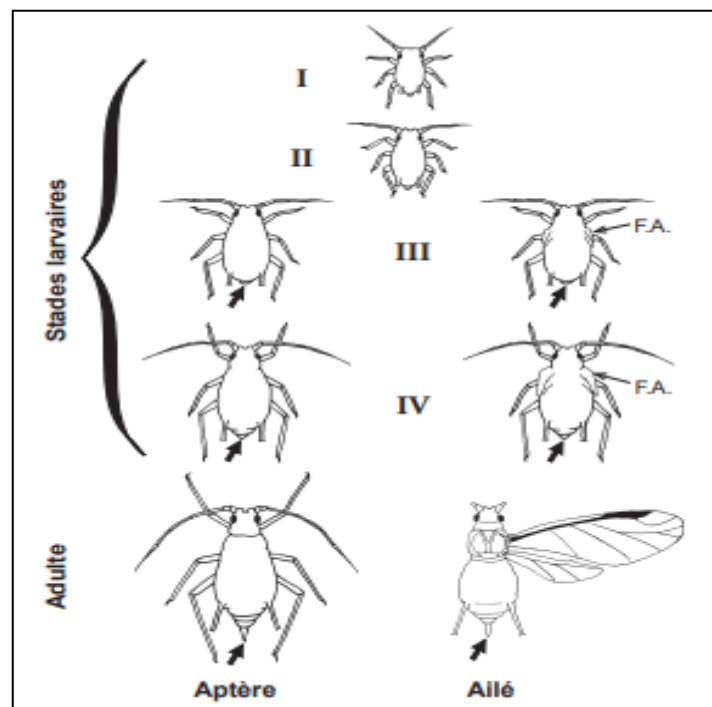


Figure 12 : Les stades de développement d'un puceron (Godin et Boivin, 2002)

Chez les futurs ailés, les ébauches alaires n'apparaissent qu'à partir du 3ème stade larvaire (Godin et Boivin, 2002 ; Fredon, 2008). Le développement des stades larvaires jusqu'au stade adulte dure de 8 à 10 jours selon les conditions climatiques (Leclant, 2000). Un adulte vit de 10 à 120 jours avec une moyenne de 50 à 60 jours. Il pèse environ 1 mg, les femelles pondent entre 40 à 60 larves. Le développement larvaire d'un puceron est illustré dans la figure (12).

Les pucerons présentent une gamme diversifiée de cycles de vie relativement compliqués associés aux changements saisonniers et à la disponibilité éphémère de matériel végétal hôte approprié (Hardie, 2017 ; Williams et Dixon, 2007).

3.1- Cycle holocylique

Le cycle biologique qui est rencontré chez la plupart des pucerons est un cycle complet (holocycle) (Williams et Dixon, 2007) caractérisé par l'existence d'une génération sexuée (mâle et femelle) avec l'alternance d'une ou plusieurs générations parthénogénétiques et constituées uniquement des femelles (parthénogenèse thélytoque) (Leclant, 2000 ; Fraval, 2006; Simon et *al.*, 2010). Quand il y a reproduction sexuée (les femelles sexuées sont ovipares), production d'œufs et phase de parthénogenèse (reproduction sans fécondation, les femelles parthénogénétiques sont vivipares) (Orantes, 2012).

Il comprend deux principaux types de cycle de vie basés sur l'utilisation de plantes hôtes : la plupart des espèces font leurs vies sur deux hôtes différents en vue botanique sont hétéroéciques ou dioéciques (Dajoz, 2010 ; Hardie, 2017) donc les aphides qui n'alternent pas sur les hôtes ou alternent sur la même famille botanique sont des espèces monoéciques (Williams et Dixon, 2007).

3.1.1- Holocyclique monœciques

Ce cycle présente une génération sexuée et plusieurs générations parthénogénétiques. Les œufs sont pondus et passent l'hiver au stade de diapause. Lorsque les bourgeons s'ouvrent au début du printemps, les œufs éclosent et donnent naissance à des femelles parthénogénétiques aptères appelées fondatrices. Ces femelles se reproduisent sans intervenir des mâles et donnent naissance à de jeunes larves qui se transforment très rapidement en femelles adultes aptères et ailées appelées les fondatrigènes. Le même hôte est utilisé par les fondatrigènes. Les formes ailées se dispersent vers d'autres espèces de la même famille botanique au cours de l'été (vol de dissémination) (Leclant, 1999 ; Dixon, 2005 ; Ighil et *al.*, 2011). Les fondatrigènes aussi se reproduisent par la parthénogenèse et produisent des femelles asexuées, elles sont nommées les sexupares, elles engendrent des mâles (ailés) et femelles (aptères) sexués aux automnes, ces dernières générations s'accouplent donc les femelles ovipares pondent des œufs qui assurent la saison prochaine (Figure 13) (Hardie, 2017).

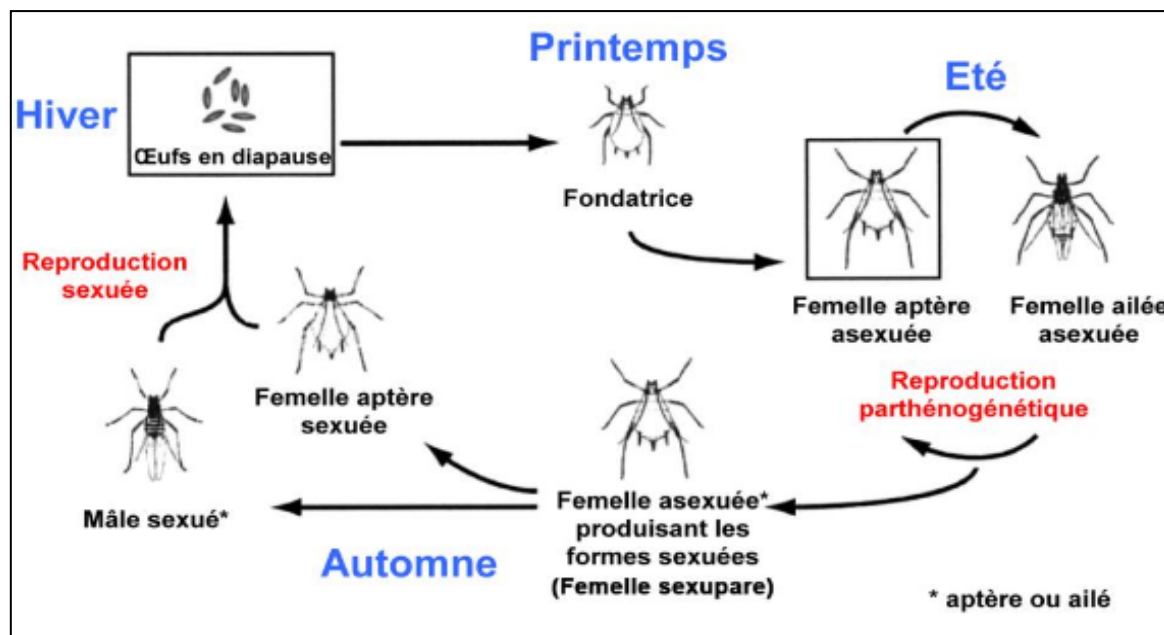


Figure 13 : Cycle biologique monoécique du puceron, *A. Pisum* (Shingleton et al., 2003).

3.1.2- Les espèces dites holocyclique diœciques ou hétérocycliques

Ils ont une génération sexuelle et plusieurs générations asexuées. Les partenaires sexuels et les œufs fécondés sont déposés en automne sur l'hôte primaire, et pendant l'hiver, les œufs hibernent sur une plante hôte primaire (hôte d'hiver). Il s'agit généralement d'une plante ligneuse (Blackman et Eastop, 1994 ; Dajoz, 2010). Au printemps, elles éclosent et donnent naissance à des femelles vivipares et aptères, les fondatrices, qui donnent naissance par parthénogenèse à des femelles fondatrigènes aptères et ailées qui coloniseront la plante hôte (Hullé et al., 1999 ; Fraval, 2006). Ces dernières donneront des femelles ailées virginopares qui migreront vers l'hôte secondaire (vols d'émigration), habituellement une espèce herbacée. Elles se reproduiront parthénogénétiquement tout au long de l'été (Dajoz, 2010 ; Piffaretti, 2012), c'est la phase du cycle biologique qui cause le plus de dommages aux cultures (Williams et Dixon, 2007 ; Hardie, 2017).

Après quelques générations parthénogénétiques, des mâles ailés ou andropares et des femelles généralement ailées, appelées les gynopares, sont produits et retourneront sur l'hôte primaire (vols de retour). Les gynopares produiront des femelles sexuées (ovipares) sur la plante hôte d'origine, qui se reproduiront avec les mâles pour produire des œufs (Figure 14) (Leclant, 2000 ; Williams et Dixon, 2007). Ces derniers sont résistants au froid et restent en diapause tout

au long de l'hiver jusqu'au printemps suivant. La plupart des espèces de pucerons sont hétérocycliques (Ighil et *al.*, 2011).

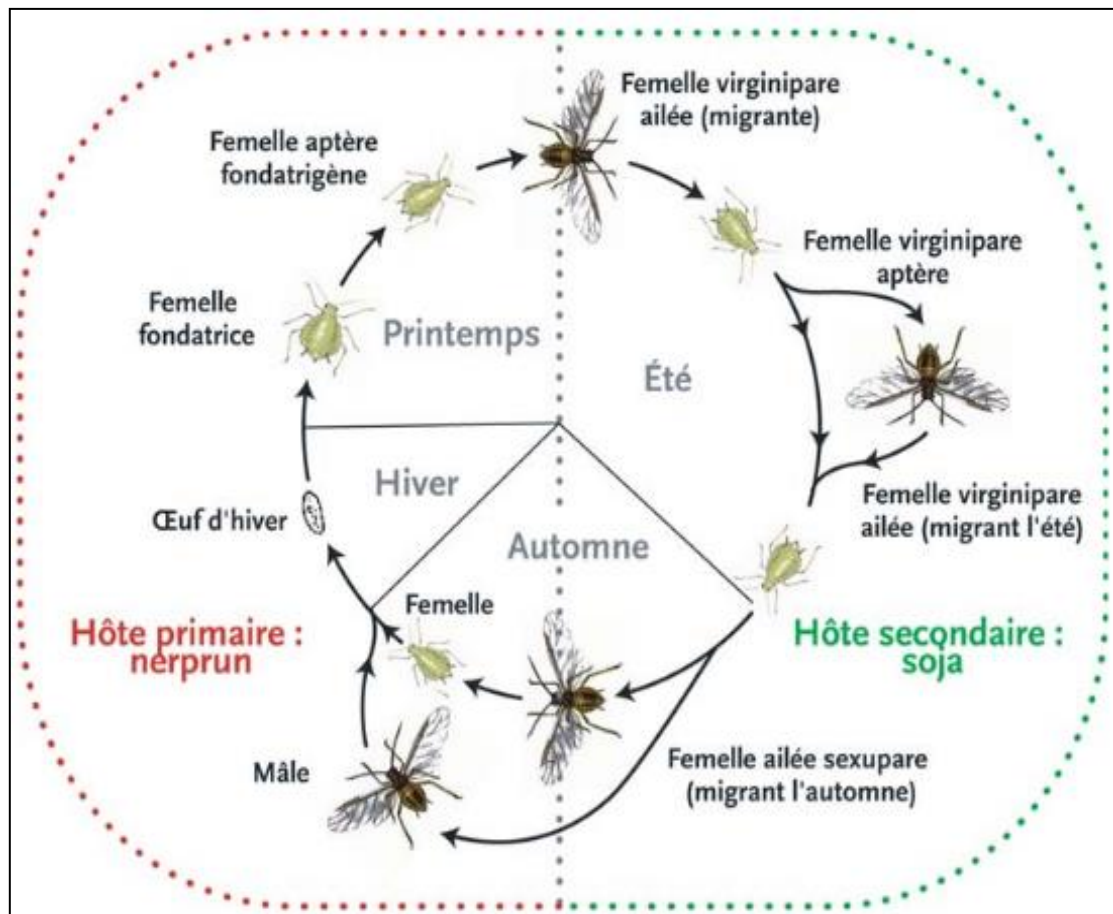


Figure 14 : Cycle biologique hétérocycliques de puceron de soja (Fraval, 2006).

3.2- Cycle anholocyclie

En climat tropical doux et dans les milieux protégés comme les serres, la génération à reproduction sexuelle est rarement observée. Dans ce cas, les espèces se reproduisent toute l'année uniquement par parthénogénèse (Figure 15) (Turpeau-Ait Ighil et *al.*, 2011), chez la même espèce, il est trouvé des populations holo-cycliques dans les régions aux hivers froids (Leclant, 1999).

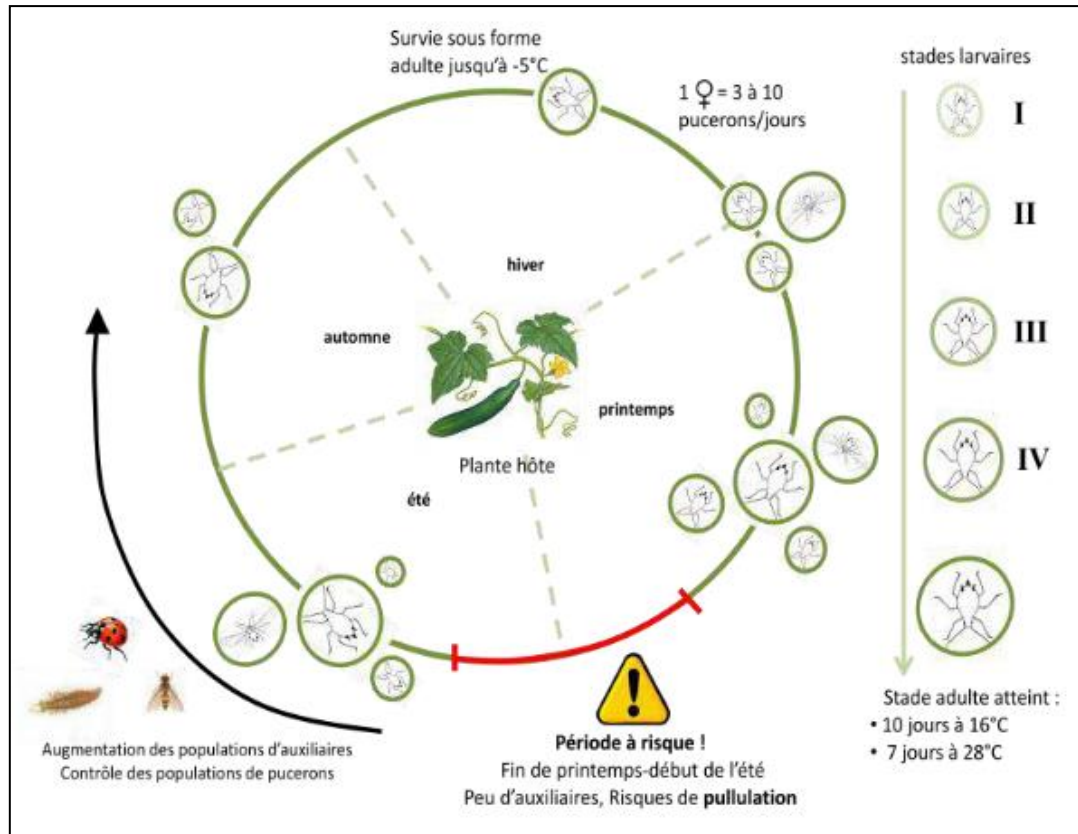


Figure 15 : Cycle anholocyclique du puceron *A. gossypii* (Jeanneau, 2014).

4- Polyphénisme

Les aphides se distinguent par la variation des morphes sexués et autres parthénogénétiques, dans lesquels plusieurs phénotypes discrets se développent à partir d'un seul génotype, certaines espèces peuvent produire jusqu'à huit morphes alternatifs différents, tous génétiquement identiques. Au cours de leur cycle de vie, en réponse à la photopériode, les formes sexuelles (mâles et femelles ovipares) sont produites par parthénogenèse qui se passe en automne, lors des journées courtes. C'est ce qu'on appelle le polyphénisme de reproduction (Williams et Dixon, 2007 ; Le Trionnaire, 2008 ; Loxdale et Balog, 2018).

La majorité des morphes des pucerons sont aptères qui s'installent dans le premier hôte, cette colonisation lui permet d'être exposé à plusieurs facteurs indésirables tels que l'attaque des prédateurs, l'effet de groupe, les facteurs climatiques et l'état physiologique de la plante, donc l'apparence des ailés qui assurent la migration vers d'autres plantes hôtes pour reproduire et accomplir leur cycle évolutif. Ce cas de polyphénisme, appelé Polyphénisme alaire, est unique dans le monde des insectes (Dedryver, 2010 ; Ogawa et Miura, 2014).

5- La nutrition

Les pucerons sont des insectes opophages qui ingèrent la sève élaborée alors qu'elle circule dans les vaisseaux du phloème (Djazouli et *al.*, 2009 ; White, 2015). Ils sont des piqueurs suceurs qui possèdent des pièces buccales modifiées en stylets mandibulaires et maxillaires composés (canal alimentaire et un canal salivaire) (Figure 16). Ce dernier leur permet de perforer et d'injecter des sécrétions salivaires dans les tissus végétaux, ce qui est essentiel pour inhiber les mécanismes de défense de la plante et pour la recherche, l'acceptation et la manipulation physiologique des tissus cibles (Figure 17) (Dixon, 2005 ; Giordanengo, 2007).

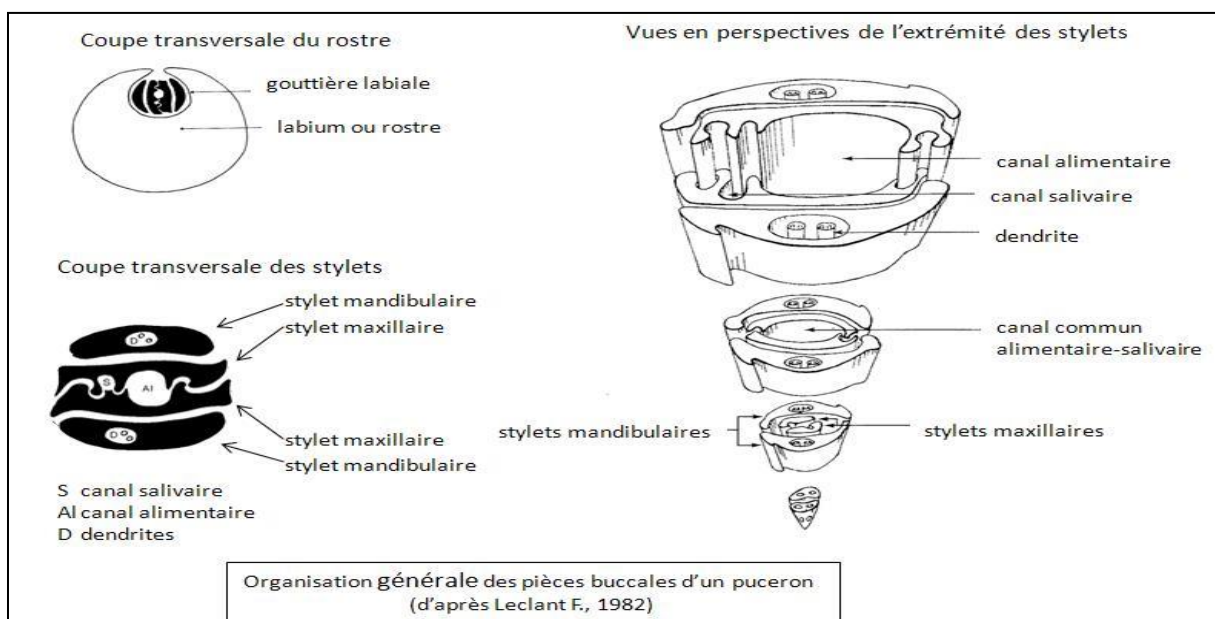


Figure 16 : Schémas d'une organisation générale des pièces buccales d'un puceron (Hullé et *al.*, 2010).

La sève du phloème, c'est un milieu de transport, se compose principalement d'une solution concentrée de sucres (source non limitante de carbone et d'énergie) et d'une solution faible d'acides aminés non synthétisables tels que les acides aminés aliphatiques et basiques. Pour répondre à ce besoin nutritionnel, les pucerons ont établi une endosymbiose avec une flore micro-bienne symbiotique.

Le symbiote principal de la plupart des pucerons est la bactérie *Buchnera aphidicola*, qui possède la capacité biosynthétique de fournir ces acides aminés essentiels. En échange, le puceron offre une niche stable et une source nutritive pour la bactérie (Dixon, 2005 ; De Clerck et *al.*, 2015).

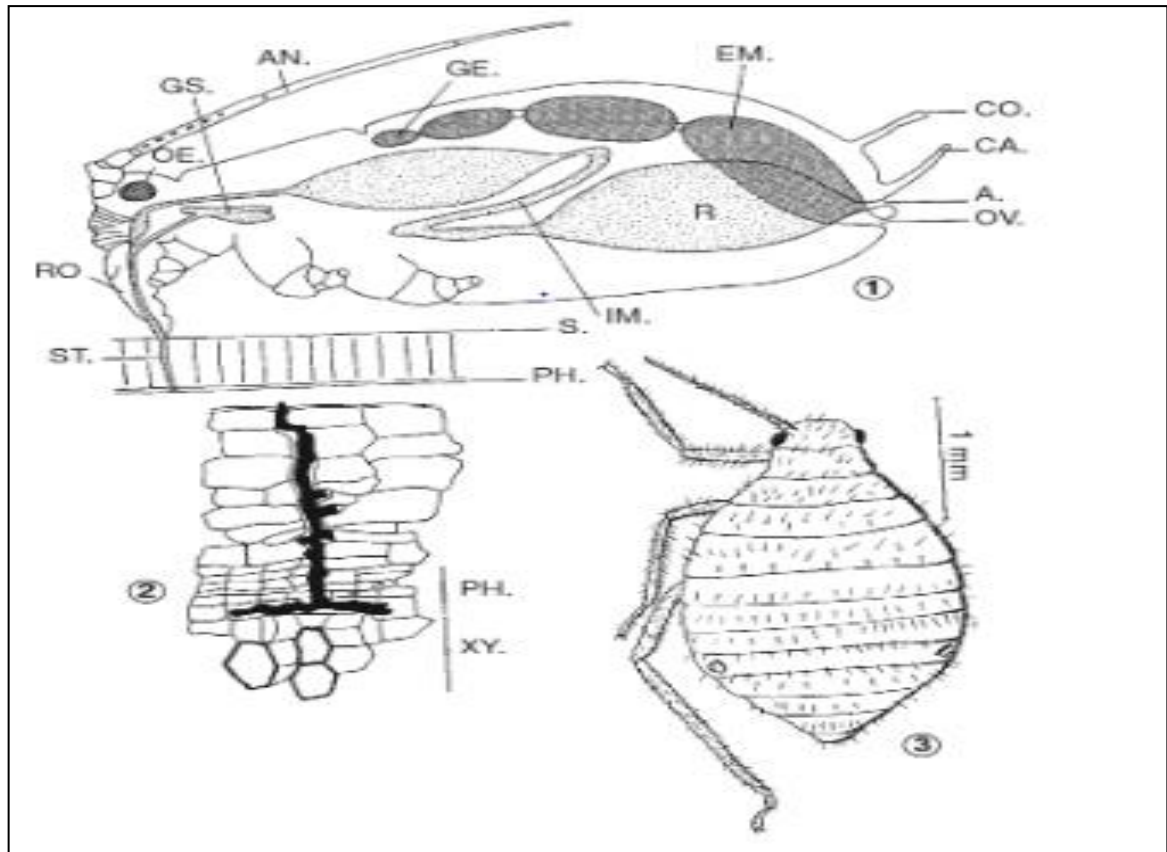


Figure 17 : Représentation schématique d'un puceron en train de sucer la sève d'une plante. (D'après Dixon, 2005).

En haut (1) représentation schématique d'un puceron en train de sucer la sève d'une plante. En bas (2), coupe à travers une plante montrant, en noir, le trajet des stylets piqueurs, et (3), habitus du puceron *Schizolachnus tomentosus*, hôte des pins, A : anus ; AN : antenne ; CA : appendice caudal ou cauda ; CO : cornicule ; EM : embryon ; GE : germarium ; GS : gland salivaire ; IM : intestin moyen ; OE : Œil ; OV : oviducte ; PH : phloème ; R : rectum ; RO : rostre ; S : surface du végétal ; ST : stylets piqueurs ; XY : xylème (d'après Dixon).

La sève est également un milieu quasi exempt de lipides qui joue un rôle dans la synthèse des hormones impliquées dans le développement larvaire des pucerons (Giordanengo, 2007). Ainsi que les pucerons utilisent une autre stratégie pour exploiter au maximum les contenus de la sève phloémienne (sève élaborée), cela nécessite que l'insecte rejette par l'anus l'excès des métaboliques en forme de gouttelettes collantes comprenant essentiellement des sucres, des acides aminés libres, des minéraux, des vitamines, des lipides et des acides organiques. Ces compositions, qui s'appellent le miellat (Fraval, 2006 ; Leroy et *al.*, 2009).

La nature du miellat favorise le développement d'un complexe de champignons noirs connu sous le nom de fumagine (Fraval, 2006 ; Dedryver, 2010). Elle attire également les fourmis qui vivent en mutualisme avec les aphides ainsi que l'attraction des auxiliaires tels que

les coccinelles, chrysopes et syrphes pour la prédation et l'oviposition sur la surface des gouttelettes de miellat (Leroy et *al.*, 2009).

Comme les pucerons injectent de la salive dans les tissus végétaux et que leur régime alimentaire est basé sur la sève élaborée, les dégâts qu'ils causent varient en fonction du stade de développement de la plante et de son degré de sensibilité (Inra, 2010).

6- Dégâts

Les aphides se caractérisent par un mode de reproduction complexe qui se traduit par de nombreuses générations au cours du cycle de vie, ainsi que la dispersion qui leur permet d'altérer divers hôtes. Le régime alimentaire des aphides qui dépend de la sève de phloème. La combinaison de ces propriétés endommage la plante hôte directement et indirectement (Ait Ighil et *al.*, 2011).

6.1- Les dégâts directs

Les succions répétées de sève sont préjudiciables pour la plante car elles représentent une perte d'énergie, provoquant le flétrissement de la plante, voire sa mort, selon la durée et la densité de pucerons présents sur la plante lors de l'infestation. Dans les cas graves, la croissance des plantes est fortement ralentie (« court-noué » sur les arbres fruitiers), les fruits, les graines sont avortées et déformées, elles meurent lentement, et le dépôt de miellat (liquide sucré et collant) sur les feuilles les fait dessécher. Ces conséquences conduisent à une réduction de la production (Dedryver et *al.*, 2010 ; Gourmel, 2014).

Les pucerons injectent deux types de salives (l'une liquide, l'autre plus visqueuse) dans les tissus de la plante, qu'elles contiennent des toxines qui interagissent avec les cellules végétales, ce qui décolore, enroule et déforme les feuilles, celles-ci pouvant causer la formation des galles, chute et retard de croissance (Dedryver et *al.*, 2010). L'injection salivaire de certaines espèces produit un rabougrissement, tordre des pousses et les entre-nœuds sont courts, avortement et dessèchement des fleurs ajoutent à cela qu'ils perdent leur taille, leur forme et leur saveur. Ainsi des chancres apparaissent sur les rameaux et sur les racines (Harbaoui et *al.*, 2008 ; Fraval, 2006).

6.2- Les dégâts indirects

Généralement, les conséquences indirectes de l'opophagie sur la plante peuvent donner lieu à des développements de fumagine sur le miellat sécrété par le puceron, qui entravent la respiration et l'assimilation chlorophyllienne et sont préjudiciables au niveau de la qualité en

souillant les parties consommables (fruits par exemple) (Petrović-Obradović et *al.*, 2018 ; Sekkat, 2015).

Les tordres et les crispes provoqués par les colonies des pucerons peuvent créer des sites favorables à la germination de certaines spores des champignons comme les spores de *Sclerotinia* (Turpeau-Ait Ighil et *al.*, 2011).

Le plus nocif, près de la moitié des virus de plantes transmis par les insectes sont transmis par les pucerons (275 sur environ 600). La transmission peut se faire selon deux modes (Dedryver et *al.*, 2010). Tous les virus transmis de manière non persistante et semi-persistante (par exemple le virus Y de la pomme de terre (PVY) ; le virus de la tristezza des agrumes (CTV)), sont des virus non circulants et sont transmis comme par une aiguille infectée (Fraval, 2006 ; Stevens et Lacomme, 2017).

Alors que les virus transmis de manière persistante (par exemple le virus de la jaunisse nanisante des céréales (CYDV), sont appelés circulants, ces derniers ils passent de l'intestin dans l'hémocèle (phase d'acquisition) et diffusent dans l'hémolymphe jusqu'aux glandes salivaires accessoires (ASG) avant de pouvoir les inoculer. Les virus persistants peuvent être propagatifs, s'y multiplient dans le corps de puceron avant de pouvoir être réinjectés, au terme d'une phase de latence, mais sont pour la plupart non propagatifs (Katis et *al.*, 2007 ; Dedryver et *al.*, 2010 ; Stevens et Lacomme, 2017).

Les virus transmis par les pucerons se multiplient au phloème de la plante, ce qui provoque des maladies virales et peut créer des dégâts et des dommages considérables. Ainsi, le virus de la sharka (plum-pox virus, PPV) qui déforme les fruits des arbres à noyaux et les rend non commercialisables (Lambert et Pascal, 2011 ; Clemente-Moreno et *al.*, 2015).

Les virus de la jaunisse nanisante de l'orge et céréales (BYDV et/ou CYDV) qui provoquent plus de 80 % des pertes de rendement (Katis et *al.*, 2007 ; Fuchs, 2008 ; Dedryver et *al.*, 2010 ; Stevens et Lacomme, 2017). Par conséquent, les mesures préventives constituent le moyen le plus efficace d'éviter les virus en raison des coûts élevés des pertes économiques provoquées par les maladies virales, de la recherche et des technologies de contrôle. Par conséquent, pour réduire les risques, la lutte doit se concentrer sur l'élimination des pucerons vecteurs (Fuchs, 2008).

7- Les méthodes de lutte

Pour contrôler la propagation des pucerons et leurs dégâts, en particulier ceux liés aux virus qui endommagent les cultures indemnes économiquement, avec le moins de menaces possibles à l'environnement et à la santé humaine. La lutte intégrée implique l'intégration de tous les moyens possibles et compatibles pour maintenir ces ravageurs sous un seuil économique acceptable (Ehler, 2006). Les mesures prophylactiques, les techniques culturelles avec l'utilisation rationnelle des produits phytosanitaires et la dépendance aux moyens biologiques font partie de ces techniques de lutte.

7.1- La lutte culturelle et écologique

Cette méthode basée sur l'utilisation de diverses pratiques culturelles limite les populations de ravageurs de façon préventive, donc joue un rôle dans la réduction des dommages causés par les pucerons (Wratten *et al.*, 2007 ; Lucas *et al.*, 2018).

Minimiser l'usage excessif de fumure azotique, car il augmente la qualité nutritive de la sève élaborée qui favorise la croissance des pousses succulentes, ce qui augmente la vitesse de multiplication des pucerons (Lu *et al.*, 2007 ; Aqueel et Leather, 2011). En outre, la destruction des mauvaises herbes qui sont un foyer pour les pucerons et source de virus, permet de limiter leur prolifération et transmission aux cultures saines avoisinantes (Chang *et al.*, 2017).

La culture intercalaire ou l'association des cultures est la culture de plusieurs espèces végétales dans le même champ. L'augmentation de la diversité végétale dans ce type de culture a plusieurs avantages, y compris une réduction des densités de pucerons en raison d'une colonisation plus lente des plantes hôtes. Ainsi que la diversité accrue des cultures peut créer une mosaïque de paysages déroutant pour les insectes, rendant difficile pour les pucerons ailés d'identifier leurs plantes hôtes (la perturbation visuelle et olfactive). Cette diversité a également un effet positif sur l'attraction des ennemis naturels des pucerons (Wratten *et al.*, 2007 ; Chang *et al.*, 2017).

En outre, un semis précoce et une réduction de la densité de plantation permettent à la plante d'échapper ultérieurement à la colonisation des pucerons, ce qui peut réduire l'ampleur des dégâts causés par les ravageurs (Shahzad *et al.*, 2013).

L'organisation de la rotation des cultures, avec des cultures n'hébergeant pas de pucerons, et l'élimination rapide des résidus de culture après la récolte et le travail du sol, avant, pendant et après le cycle de culture, permettent de maintenir les pucerons en dessous d'un seuil de

nuisibilité convenable. Sans négliger le désherbage des mauvaises herbes porteuses de virus (Chang et *al.*, 2017 ; Lucas et *al.*, 2018).

L'utilisation des haies diversifiées de plantes florales peut attirer les pucerons et fournir également des nutriments aux ennemis naturels (Simon et *al.*, 2009). Les plantes sauvages contribuent également à l'hébergement de diverses populations de parasitoïdes et de prédateurs de puceron, l'ortie commune (*Urtica dioica* L.) étant un excellent exemple de cette stratégie. Selon Alhmedi et *al.* (2007), plusieurs groupes d'auxiliaires, tels que coccinelles, syrphes, chrysopes, anthocorides, mirides et braconides, ont été observés attaquer les aphides sur l'ortie. Les coquelicots, les carottes sauvages et les chrysanthèmes ont également un effet similaire à celui de l'ortie (Nicolas et *al.*, 2013).

7.2- La lutte physique

Cette méthode, plus efficace en serre qu'en plein champ, repose principalement sur l'utilisation de pièges jaunes englués ou de panneaux jaunes à proximité des plantes pour piéger les pucerons qui sont attirés par la couleur jaune (Ryckewaert et Leblay, 2004 ; Verscheure, 2017).

L'utilisation des filets insect-proof autour et sur les champs des cultures maraichères et les vergers des arbres fruitiers interdit l'entrée des pucerons ailés, ils protègent également les plantes contre le vent et la grêle. L'installation de moustiquaires aux ouvertures des serres permet d'éviter l'invasion de pucerons de l'extérieur, mais affecte également l'entrée des auxiliaires autochtones (Ryckewaert et Leblay, 2004 ; Martin et *al.*, 2014 ; Noret, 2016).

Plusieurs études ont démontré l'efficacité du kaolin (silicate d'aluminium blanc non abrasif) contre les insectes ravageurs des cultures. Il a la capacité de repousser les insectes (empêcher l'installation des fondatrices au printemps) par la perturbation de l'alimentation, la réduction du succès d'accouplement et de la ponte des œufs en automne (Marko, 2008 ; Garcin, 2009 ; Alavo, 2010).

7.3- La lutte génétique

Cette méthode dépend de la recherche et de la création de cultivars ou de matériel végétal (variétés et/ou porte-greffes) caractérisés par la résistance aux bioagresseurs. Parmi les techniques utilisées pour y parvenir, la transgénèse, la sélection de cultivars résistants aux pucerons (essentiellement par antibiose où la plante interdit ou limite le

développement de l'insecte) et tolérants aux pucerons (où la plante permet aux insectes de se nourrir et de se reproduire sans l'apparition de symptômes d'infection) (Dedryver, 2010).

7.4- Le control chimique

Cette approche implique l'utilisation de produits phytosanitaires de nature chimique pour combattre les ravageurs (INPV, 2015). Les aphidicides peuvent agir par contact direct contre les colonies de pucerons, tandis que certains individus se cachent sous les feuilles ou dans les feuilles enroulées. Certaines espèces vivent dans les galles et dans la zone racinaire, ce qui nécessite une utilisation de produits systémiques qui pénètrent et circulent dans la plante pour les éliminer, de sorte que l'utilisation de ces produits est plus efficace au printemps, car c'est la meilleure saison pour l'émergence des générations parthénogénétiques (Turpeau et *al.*, 2011).

Ces aphicides varient selon les matières actives qui appartiennent à plusieurs familles chimiques telles que, les carbamates et les organophosphorés, pyréthriinoïdes, néonicotinoïdes, pymétozine et flonicamide, cyantraniliprole, spirotétramate, tébufenpyrad et diafenthiuron, qui agissent sur le système nerveux central des insectes par la fixation sur le récepteur nicotinique de l'acétylcholine, avec interruption de la transmission de l'influx nerveux ainsi que sont des modulateurs des récepteurs à ryanodine au niveau des muscles de l'insecte, cela entraîne une paralysie tétanique qui détruit la capacité des pucerons, aussi ils inhibent le complexe I de la voie respiratoire des mitochondries (Tomizawa et Casida, 2003 ; Testud et Grillet, 2007 ; Dewar et Denholm, 2017).

Il existe d'autres traitements d'hiver qui empêchent le développement d'œufs des aphides par l'asphyxie ou par la répulsion pendant la ponte, y compris les huiles dérivées du pétrole comme l'huile minérale de paraffine (Boissinot, 2016). En Algérie, il existe de nombreux produits aphicides autorisés et recommandés par l'INPV (Tableau 1).

Tableau 1 : Les insecticides chimiques utilisés contre les pucerons en Algérie (INPV, 2015)

Nom commerciale	Entreprise agricole	Matière active	Dose	Culture
WIDE SP	RALLIS INDIA	ACETAMIPRIDE	10 à 12,5 g/hl	-cultures maraîchère -les agrumes
ZELSBAN 48 EC	ZELL CHEMIE INTERNATIONAL	CHLORPYRIPHOS	150 ml/hl	- les agrumes
			150 ml/hl	- les arbres fruitiers
			200 ml/hl	-cultures maraîchère
ULTRAPRIDE 350 SC	ZELL CHEMIE INTERNATIONALE	IMIDACHLOPRIDE	100 ml/Ha	- les cultures maraîchères
				- les arbres fruitiers
				-Agrumes
STRIFOX 50% WG	CANTILLANA	PYRIMICARBE	100 g/hl	- les agrumes
				- arboriculture fruitière à noyaux
TIAM 25% WG	AGRICHEM AUSTRALIA	THIAMETHOXAM	75 à 100 g/ Ha	- cultures maraîchères
				-cucurbitacées

7.5- La lutte biologique

DeBach (1964) a défini la lutte biologique comme l'utilisation des organismes vivants qui vivent aux dépens des ravageurs des plantes pour la nourriture et la reproduction. Elle permet de lâcher les ennemis naturels qui peuvent être des insectes (prédateurs ou parasitoïdes et hyperparasitoïdes) et les acariens prédateurs, ainsi que l'exploitation de biocides autonomes entomophages microbiens (champignons, virus, bactéries, protozoaires) ou l'exploitation de biocides inertes (toxines dérivées de ces micro-organismes), celles-ci appelées les auxiliaires ou les antagonistes (Kouassi, 2001 ; Ramos et *al.*, 2003). Les antagonistes associés aux pucerons seront examinés en détail au chapitre II.

Synthèse Bibliographique

Chapitre II INTERACTIONS DES PUCERONS AVEC LEUR ENVIRONNEMENT

- 1- Interactions avec les plantes ;**
- 2- Interactions avec les ennemis naturels**
 - 2.1-L'importance des prédateurs**
 - 2.2- Importance des parasitoïdes ;**
 - 2.3- Interactions avec les microorganismes ;**
- 3-Symbiose avec des bactéries ;**
- 4-Interactions mutualistes ;**

II- INTERACTIONS DES PUCERONS AVEC LEUR ENVIRONNEMENT

Les pucerons ont de nombreuses interactions avec leur environnement, notamment avec les plantes, les autres organismes et l'écosystème dans son ensemble. Ces interactions se produisent sur divers niveaux trophiques, comprenant les producteurs primaires (végétaux), les populations des consommateurs primaires (phytophages), les populations des ennemis naturels (prédateurs, parasitoïdes) et les consommateurs tertiaires (Goggin, 2007). L'étude de ces interactions permet de comprendre la dynamique des herbivores et des autres organismes dans leur environnement, ce qui permet de développer des stratégies de lutte plus respectueuses de l'environnement et plus efficaces contre les insectes nuisibles. Parmi les interactions importantes liées aux pucerons :

1- Interactions avec les plantes

Les pucerons peuvent former des interactions complexes avec leurs plantes hôtes, affectant leur comportement et leur survie. En général, ces insectes se nourrissent du phloème, ce qui leur permet d'injecter des enzymes et de modifier la nature chimique de la sève de la plante. En affectant la production d'hormones végétales, les pucerons peuvent aussi altérer la croissance et le développement de la plante (Giordanengo et *al.*, 2010). En revanche, les plantes s'appuient sur plusieurs stratégies pour se défendre contre les pucerons.

Ces mécanismes sont appelés l'effet « Bottom Up » qui suppose que les plantes régulent les populations de consommateurs primaires (phytophages) (Figure 18). Les mécanismes de défense approuvés par les plantes se reflètent dans leurs propriétés morphologiques, physiologiques, nutritives, physiques et chimiques (Le Guigo, 2010).

Les plantes ont la capacité de se défendre physiquement par des trichomes, des épines et la cire, sont considérées comme la première ligne de défense contre les phytophages, où ils entravent le déplacement des pucerons sur la plante, influencent considérablement la capacité du puceron à reconnaître une plante hôte et les empêchent de s'alimenter (Sarria et *al.*, 2010 ; Jaouannet et *al.*, 2014).

D'autre part, les plantes sont caractérisées par une défense chimique constitutive ou induite par l'attaque des phytophages sous la forme des substances chimiques telles que les alcaloïdes, phénols et flavonoïdes qui tuent ou dissuadent les pucerons (Sarria et *al.*, 2010 ; Le Guigo et *al.*, 2012).

Lorsqu'une plante est attaquée par des agresseurs, elle libère des molécules DAMPs (Damage-Associated-Molecular-Patterns) qui déclenchent des mécanismes de défense. Ainsi, il existe des molécules appelées HAMPs (Herbivore-Associated Molecular Patterns) produites par les phytophages, qui sont présentes dans leurs sécrétions orales, la salive, les phéromones, la cire et les sécrétions d'oviposition (Figure 18). Parmi les plus importants d'acides gras et d'acides aminés, des peptides, des enzymes et des oligosaccharides (Uemura et Arimura, 2019).

Lorsque ces molécules sont reconnues par la plante, celle-ci induit des réactions de défense directes qui sont contrôlées par l'action d'hormones, notamment l'acide jasmonique (JA), l'éthylène (ET) et l'acide salicylique (SA) (Giordanengo et *al.*, 2010 ; Acevedo et *al.*, 2015 ; Lortzing et Steppuhn, 2016). En plus de favoriser la production par ces phytohormones pour les composés qui empoisonnent directement les phytophages, ils peuvent également contribuer à stimuler la synthèse d'huiles volatiles pour attirer les ennemis naturels tels que les parasitoïdes et prédateurs, qui agissent comme une réaction de défense indirecte contre les herbivores (Lortzing et Steppuhn, 2016 ; Uemura et Arimura, 2019).

2- Interactions avec les ennemis naturels

Les populations aphidiennes peuvent être contrôlées par des ennemis naturels grâce à l'impact de prédation ou de parasitisme qu'ils exercent (Figure 18). L'effet de ces niveaux trophiques supérieurs sur les phytophages est connu sous le nom d'effet "Top Down" (Le Guigo, 2010). Outre l'importance des phytohormones dans l'attraction des auxiliaires, il existe d'autres types de molécules chimiques "Sémiochimiques" émises par les producteurs primaires (plantes), tels que composés organiques volatils (COV) induits par les herbivores ou par les phytophages eux-mêmes, comme les composés volatiles issues du miellat (Leroy et *al.*, 2009 ; Peach et *al.*, 2019).

Ces molécules sont essentielles à la survie et au succès reproductif de nombreux organismes, car elles facilitent les interactions comportementales entre les individus d'une même espèce (Interaction intraspécifique), régulent les relations entre les individus de différentes espèces (Interaction interspécifique) et elles ont même la capacité d'affecter la dynamique des écosystèmes.

Les substances allélochimiques, essentiellement, ont le potentiel d'influencer la croissance, le comportement et/ou la biologie d'autres espèces (Norin, 2007 ; Durieux et *al.*, 2010). Ce groupe comprend des allomones et kairomones, dans le cas des interactions plante-

hôte-parasite ou prédateur-proie, les kairomones sont bénéfiques pour les espèces qui reçoivent des signaux (Auxiliaires). Les kairomones servent de guide aux ennemis naturels, leur permettant de trouver plus facilement l'emplacement des plantes hôtes, des hôtes, des proies et des surfaces pour l'oviposition (cas des diptères) (Figure 18) (Leroy et al., 2009 ; Durieux et al., 2010).

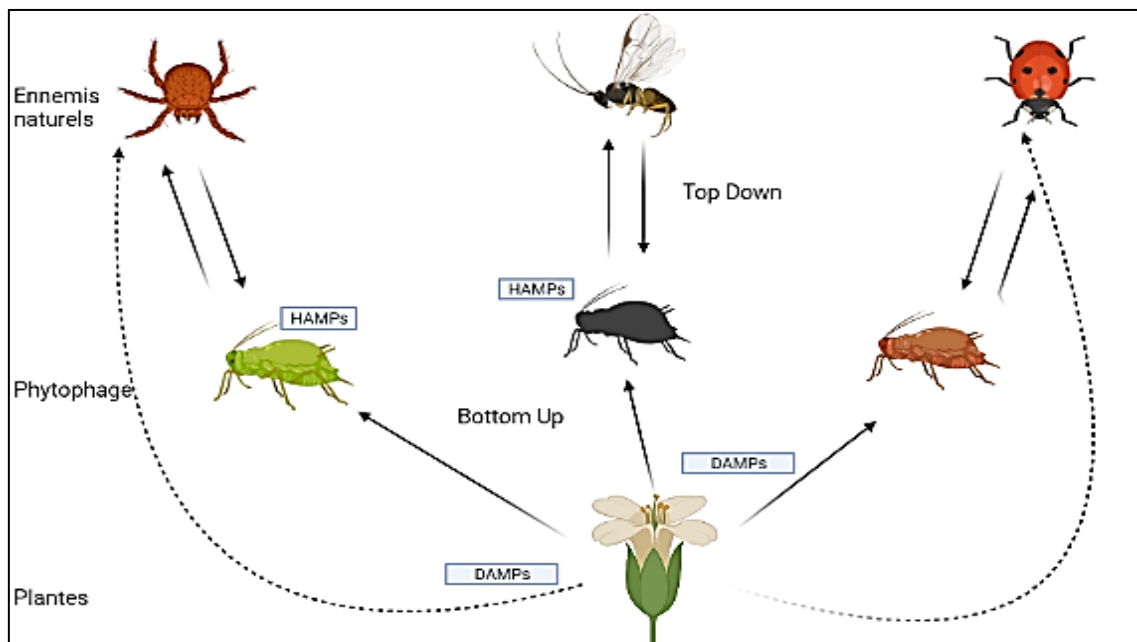


Figure 18 : Schéma illustrant les différentes interactions entre les plantes, les phytophages et les ennemis naturels (Original, 2023).

2.1-L'importance des prédateurs

Les auxiliaires prédateurs jouent un rôle important dans l'équilibre écologique en régulant et en contrôlant les populations de ravageurs, car ils s'attaquent à d'autres organismes pour les tuer et se nourrir de leurs substances. Ils appartiennent à différents groupes de taxonomiques (Alhmedi et al., 2007 ; Gourmel, 2014).

2.1.1- Les coccinelles (Coleoptera : Coccinellidae)

Cette famille comprend environ 6 000 espèces réparties dans 360 genres (Escalona et al., 2017), et environ 90 % des espèces sont des prédateurs des pucerons, des cochenilles, des psylles, des cochenilles et des acariens. Ces prédateurs sont très efficaces pour contrôler les populations denses de pucerons, notamment dans les serres agricoles (Riddick, 2017). Les larves d'*Adalia bipunctata*, par exemple, ont la capacité de consommer jusqu'à 100 pucerons par jour. Les coccinelles se limitent à une ou deux générations par an (Leroy et al., 2009 ; Lopes et al., 2012). Les travaux menés par Sahraoui (2017) sur les coccinelles en Algérie durant la période 2003-2006 ont révélé l'existence de 48 espèces, dont 46 sont des agents de lutte

biologique. La coccinelle asiatique, *Harmonia axyridis*, est une espèce généraliste, polyphage et agressive qui peut détruire les populations endémiques, y compris les auxiliaires (Schmidtberg et al., 2019).

2.1.2- Syrphes (Diptera : Syrphidae)

Les adultes sont floricoles, se nourrissent de pollen et de nectar. Ce sont les larves de certaines espèces de syrphes *Episyrphus balteatus* et *Syrphus ribesii* qui peuvent s'alimenter d'une large gamme d'espèces de pucerons, soit des larves ou adultes, comme une seule larve d'*E. balteatus* peut consommer de 400 à 700 pucerons durant son développement (Leroy, 2009 ; Dib et al., 2010 ; Lopes et al., 2012)

2.1.3- Les chrysopes (Neuroptera : Chrysopidae)

Sont des prédatrices nocturnes génériques qui ciblent de nombreux ravageurs de cultures, comme les pucerons, les psylles, les cochenilles et les cicadelles. Elles peuvent en consommer entre 300 et 450 proies au cours de leur développement (Brodeur et al., 2017). Les adultes de certaines espèces comme *Chrysoperla carnea* se nourrissent exclusivement de pollen, de nectar et de miellat, elles sont donc classées parmi les pollinisateurs (Lopes et al., 2012 ; Brodeur et al., 2017), mais d'autres adultes appartenant au genre *Chrysopa* sont prédateurs de pucerons et d'autres insectes à corps mou (Lopes et al., 2012 ; Lucas et al., 2018).

2.1.4- Les mouches prédatrices

Les larves de *Leucopis annulipes* (Diptera : Chamaemyiidae) et *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera : Cecidomyiidae) sont caractérisées par une petite taille, couleur jaune et orange, respectivement. Elles sont des prédatrices d'une large gamme d'hôtes de plus de 70 espèces de pucerons. Les larves paralysent leur proie pour tout avaler à l'intérieur. Elles peuvent attaquer environ 100 pucerons par jour (Alotaibi, 2008 ; Fréchette et al., 2008 ; Nicolas et al., 2013 ; Brodeur et al., 2017).

Un essai de lâcher de 280 pupes d'*A. aphidimyza* et de *L. annulipes* effectué en 2007, équivalent à la dose de 2 individus/m² a été placé au centre de deux parcelles différentes de maïs sucré, en conséquence, les petites colonies de pucerons marquées pour le contrôle avaient toutes disparu le premier jour de la surveillance (Boisclair et al., 2011).

2.1.5- Les punaises

Sont des insectes hétéroptères, renferment certaines familles prédatrices polyphages, dont la plus importante est celle des Miridae, qui comprend l'espèce *Deraeocoris ruber* et le genre *Macrolophus*, qui sont utilisés dans la lutte biologique contre les pucerons parce qu'ils se nourrissent et contribuent à réduire leurs populations (Alhmedi et al., 2007 ; Dib et al., 2010 ; De Backer et al., 2015). Ainsi que les espèces *Anthocoris nemorum*, *Orius sp* sont des Anthocoridae, considérées comme prédatrices voraces pouvant consommer entre 100 et 200 individus de nombreuses espèces aphidienne (Alhmedi et al., 2007 ; Simonsen et al., 2009 ; Sayed et al., 2012)

2.1.6- Les Acariens

La famille des Phytoséiidés sont des acariens minuscules regroupant les espèces *Neoseiulus cucumeris*, *Amblyseius swirskii* et *Iphiseius degenerans* qui sont des prédatrices des autres acariens et des petits insectes tels que les thrips, les aleurodes et les pucerons (Van Rijn et Tanigoshi, 1999 ; Dalir et al., 2021). La combinaison de ces acariens entre eux et/ou avec d'autres insectes prédateurs a permis de lutter avec succès contre les insectes ravageurs des cultures sous serre, comme le puceron vert du pêcher, *Myzus persicae* (Messelink et al., 2011 ; Bouagga et al., 2018).

Un autre acarien appelé *Anystis baccarum* est une espèce cosmopolite appartenant à la famille des Anystiidae dont le régime alimentaire est basé sur la prédation de divers petits insectes ravageurs à corps mou dans différents agro-écosystèmes (Cuthbertson et Murchie, 2010 ; Saito et Brownbridge, 2021), les pucerons font partie de ces systèmes en colonisant les plantes de serre, les plantes ornementales, etc.

L'acarien *Anystis baccarum* a joué un rôle déterminant dans l'élimination des colonies du puceron strié de la digitale et de la pomme de terre : *Aulacorthum solani* et le puceron des épis des céréales : *Sitobion avenae* (El Banhawy et al., 1993 ; Saito et Brownbridge, 2021). La détection de l'ADN de puceron vert migrant du pommier (*Rhopalosiphum insertum*) au niveau de l'intestin d'*A. baccarum* indiquant qu'il est un prédateur de pucerons (Cuthbertson et al., 2003).

2.2- L'importance des parasitoïdes

2.2.1- Les parasitoïdes primaires

Les insectes parasitoïdes des pucerons sont des parasites qui tuent leurs insectes hôtes dans le cadre normal de leur développement larvaire à l'intérieur (endoparasitisme) ou à

l'extérieur (ectoparasitisme) (Li et *al.*, 2018), sont principalement des micro-hyménoptères appartenant à la famille des Braconidae et la sous-famille des Aphidiinae, contenant 50 genres et environ de 400 espèces (Murat Aslan et *al.* 2004). Par ailleurs, la famille des Aphelinidae, l'un des meilleurs exemples de cela est que toutes les espèces du genre *Aphelinus* sont parasitoïdes des pucerons (Japoshvili et Karaca, 2009 ; Lopes et *al.*, 2012 ; Chehema et Laamari, 2014).

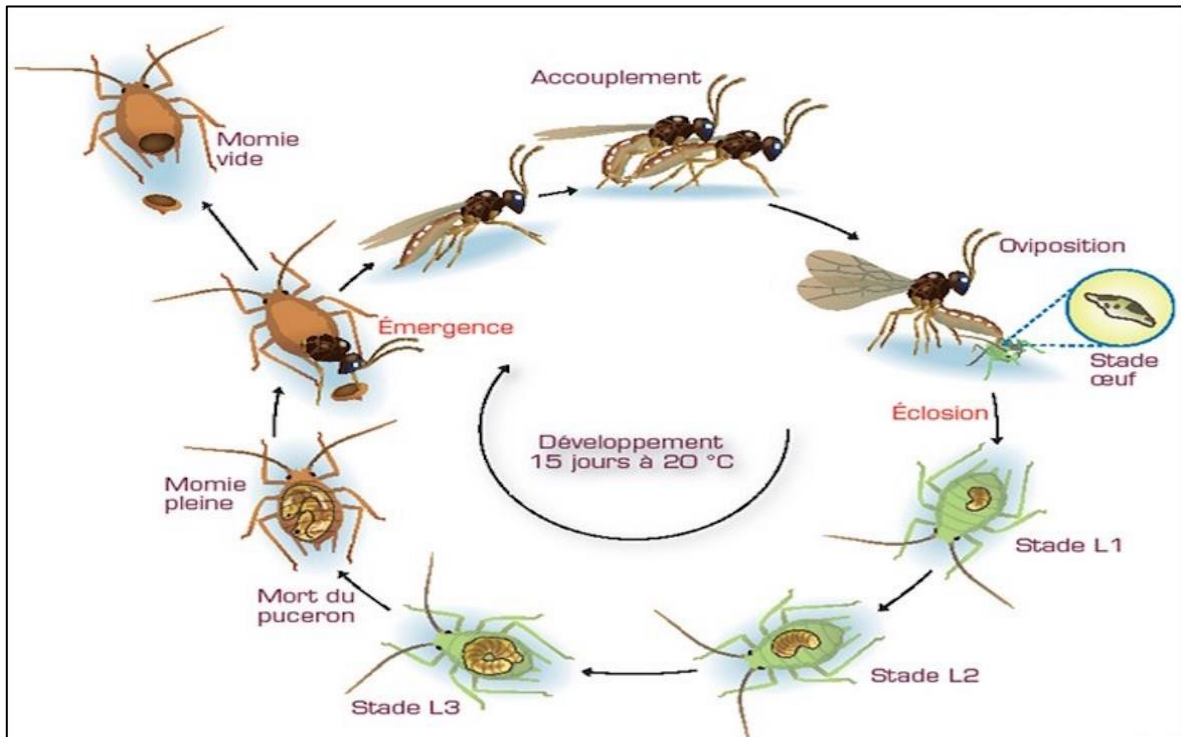


Figure 19 : Cycle biologique d'un hyménoptère parasitoïde. D'après Chaubet (Hulle et *al.*, 2011).

Selon des études réalisées dans différentes régions d'Algérie, le genre *Aphidius* est le plus dominant, qui parasitait une large gamme d'aphidiennes (Laamari et *al.*, 2011 ; Elouissi et Righi, 2016). À l'aide de la tarière de ponte qui se trouve dans le dernier segment des femelles parasitoïdes, celles-ci pondent leurs œufs directement dans le corps de puceron et leurs descendances se développent en se nourrissant des tissus d'hôtes, conduisant à la formation d'une momie (Figure 19) (Lopes et *al.*, 2012 ; Li et *al.*, 2018). Ces insectes sont appelés les parasitoïdes primaires et sont parmi les antagonistes les plus importants, ils en dépendent donc dans les programmes de lutte biologique (Gagic et *al.*, 2012 ; Hajek et Eilenberg, 2018).

Il y a d'autres parasitoïdes qui dépendent des œufs des aphides pour leur développement, plusieurs recherches qui ont donné des résultats de confirmation de l'efficacité du genre

Trichogramma dans le contrôle biologique de divers insectes phytophages (Boivin, 2010 ; Pradyumn et *al.*, 2013), tels que l'importance pour maintenir des niveaux acceptables de populations aphidiennes (Fuchsberg et *al.*, 2007).

2.2.2- Les parasitoïdes secondaires

Les parasitoïdes primaires sont également attaqués par d'autres espèces de micro-hyménoptères qui pondent leurs œufs à l'intérieur du corps des larves des parasitoïdes primaires dans le corps du puceron vivant (endoparasites **koinobiontes**) ou à la surface des parasitoïdes primaires à l'intérieur des pucerons momies (ectoparasites **idiobiontes**) (**Figure 20**), ce sont les hyper-parasitoïdes ou parasitoïdes secondaires (Kindlmann et Dixon, 2010 ; Chaubet et *al.*, 2011 ; Li et *al.*, 2018 ;).

La superfamille Chalcidoidea compte le plus grand nombre des hyperparasitoïdes des aphides, par exemple les espèces *Pachyneuron aphidis* et *Asaphes sp* ciblent divers parasitoïdes primaires, en particulier les genres *Lysiphlebus* et *Aphidius* sur différents hôtes botaniques (Chen et *al.*, 2014 ; Wu et *al.*, 2020).

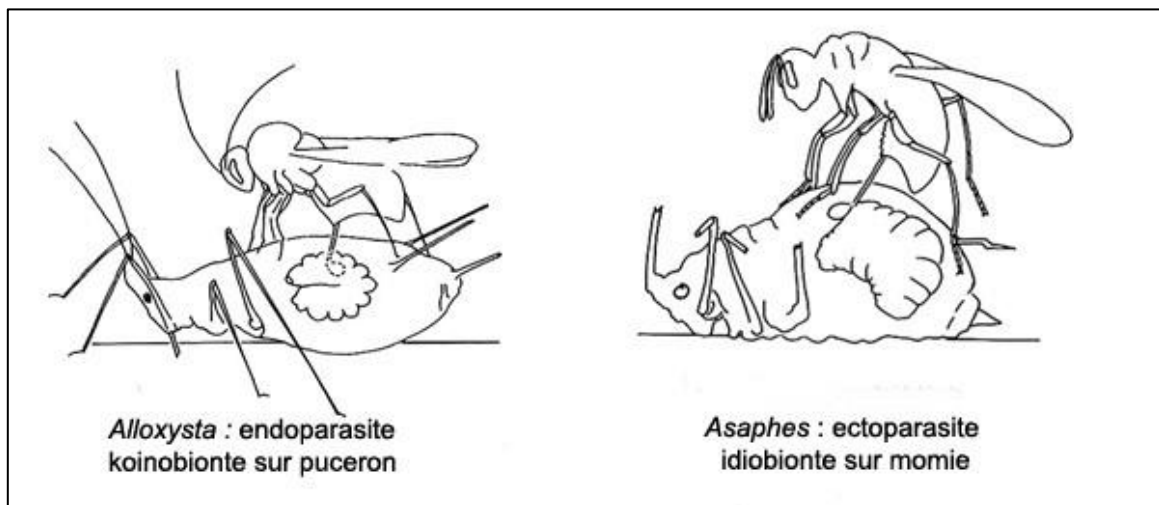


Figure 20 : Illustrations de Dr Julia Alzofron représente le mode de parasitisme des hyper-parasitoïdes. (Minks A. K, Harrewijn P., 1989. Cité par Chaubet et *al.*, 2010)

2.3- Interactions avec les microorganismes

Outre les macro-organismes qui accompagnent la communauté des pucerons dans leurs différents habitats. Les micro-organismes tels que les bactéries, les levures, les champignons et les nématodes, sont les plus courants et peuvent interagir directement ou indirectement avec les pucerons, allant des relations antagonistes aux relations symbiotiques (Stadler et Müller, 2000).

2.3.1-Interaction hôtes-pathogènes

Les micro-organismes entomopathogènes sont des agents biologiques qui peuvent être agir de différentes manières pour tuer ou affaiblir les pucerons, notamment par l'exploitation de biocides inertes (toxines dérivées de micro-organismes), ou par la perforation des insectes au travers de la cuticule par le microorganisme lui-même, sans besoin d'ingérer, susceptibles d'induire des maladies chez les insectes (Touré, 2018). Les agents des procaryotes (bactéries), des eucaryotes (microchampignons), des animaux multicellulaires (nématodes) sont les micro-organismes entomopathogènes les plus fréquemment impliqués dans ces interactions (Kaya et Vega, 2012 ; Bawin et *al.*, 2015 ; Lacey et *al.*, 2015).

Certains micro-organismes tels que les bactéries peuvent influencer la production d'acide jasmonique (JA), d'acide salicylique (SA) et d'éthylène (ET) dans les plantes. Cela déclenche une réponse de défense et renforce la résistance contre les pucerons (Basit et *al.*, 2021 ; Javed et *al.*, 2022). En raison de l'impact des micro-organismes entomopathogènes sur les populations de pucerons, ces interactions peuvent également avoir des implications économiques importantes dans l'agriculture.

2.3.1.1- Les champignons entomopathogènes

Plus de 700 espèces de champignons ont été recensées, souvent réparties dans les classes des Laboulbeniales, Pyrenomycètes, Hyphomycètes et Zygomycètes (Khachatourians, 2009 ; Paschapur et *al.*, 2021), trouvés dans différents habitats, ils sont capables de provoquer des épizooties d'insectes (Kouassi, 2001 ; Gul et *al.*, 2014). Ces microbes agissent sur leurs hôtes par différents modes d'action.

L'infection pouvant être réalisée par ingestion ou par contact. Ses spores pénètrent dans le corps de l'insecte via les orifices naturels ou la cuticule (Hajek et Leger, 1994 ; Ortiz-Urquiza et Keyhani, 2013). Les spores germent et deviennent appressorium après s'être adhérees sur la cuticule de l'hôte (Kouassi, 2001 ; Ortiz-Urquiza et Keyhani, 2013 ; Butt et *al.*, 2016 ; Paschapur et *al.*, 2021).

Puisque la composition chimique de la cuticule des insectes en fait une barrière défensive contre les microbes (Mondal et *al.*, 2016 ; Wang et *al.*, 2019), les champignons entomopathogènes produisent de nombreuses enzymes, y compris l'enzyme chitinase, protéase et lipase. Ces enzymes en combinaison avec la pression mécanique peuvent hydrolyser la cuticule d'insectes, permettant aux champignons d'atteindre l'hémolymphe, se développer et

se propager à l'intérieur du corps, causant la destruction des tissus des insectes (Kouassi, 2001 ; Charnley, 2003 ; Xiao et *al.*, 2012). Le champignon sporule à l'extérieur des cadavres après la mort des individus infectés, permettant aux spores de se répandre dans l'environnement et d'infecter d'autres insectes (Shahid et *al.*, 2012 ; Gul et *al.*, 2014 ; Butt et *al.*, 2016).

Les cadavres sont recouverts par des hyphes compactés ou des chlamydospores selon l'espèce fongique et durcissent progressivement sous forme de sclérose ou sous forme de sclérote (Wilson et *al.*, 2006). Ces structures permettent au champignon de rester conservé dans les cadavres ou dans le sol tout au long de la période hivernale jusqu'à ce que les conditions appropriées soient fournies, elles donnent une naissance de nouveau mycélium.

Les champignons entomopathogènes produisent également des métabolites secondaires qui accélèrent la sporulation fongique et sa prolifération (Charnley, 2003 ; Bawin et *al.*, 2015 ; Mondal, 2016). Ces métabolites contiennent plusieurs dérivés, dont les plus importants sont des composés toxiques de nature chimique appelés mycotoxines qui jouent un rôle dans l'intoxication des insectes et la perturbation de leur système de défense (Hajeck et Leger, 1994 ; Vey et *al.*, 2001 ; Charnley, 2003). Comme indiqué dans la figure (21), Sani et *al.* (2020) résumant ces étapes du cycle de vie des champignons entomopathogènes.

Selon plusieurs recherches, les Entomophthorales, les genres *Beauveria*, *Paecilomyces*, *Metarhizium* et l'espèce *Verticillium lecanii* sont les champignons les plus pathogènes pour les pucerons (Papierok et *al.*, 2016). Ces espèces sont responsables de la libération de diverses toxines. Les espèces de *Beauveria* et *Metarhizium* en produisent le plus, comme la beauvericine, l'Oosporeine, les beauverolides, la bassianolide, l'isarolide et tenelline chez *Beauveria bassiana*. Tandis que l'espèce *Metarhizium manisopliae* produit 27 types de Destruxines, de swainsinone et de cytochalasine (Gul et *al.*, 2014 ; Rustiguel et *al.*, 2018 ; Paschapur et *al.*, 2021).

L'activité métabolique de *Verticillium lecanii* produit également des toxines comme l'acide dipicolinique, l'acide hydroxycarboxylique et la cyclosporine. *Isaria fumosorosea* produit également la Beauvericine, les beauverolides, l'acide pyridine-2, 6 dicarboxylique et la cyclosporine (Vey et *al.*, 2001 ; Schmidt et *al.*, 2003 ; Luangsa-Ard et *al.*, 2009).

Ces champignons entomopathogènes sont devenus des produits commerciaux importants pour la protection des cultures contre les aphides et d'autres ravageurs (Jandricic et *al.*, 2014 ; Shrestha et *al.*, 2015).

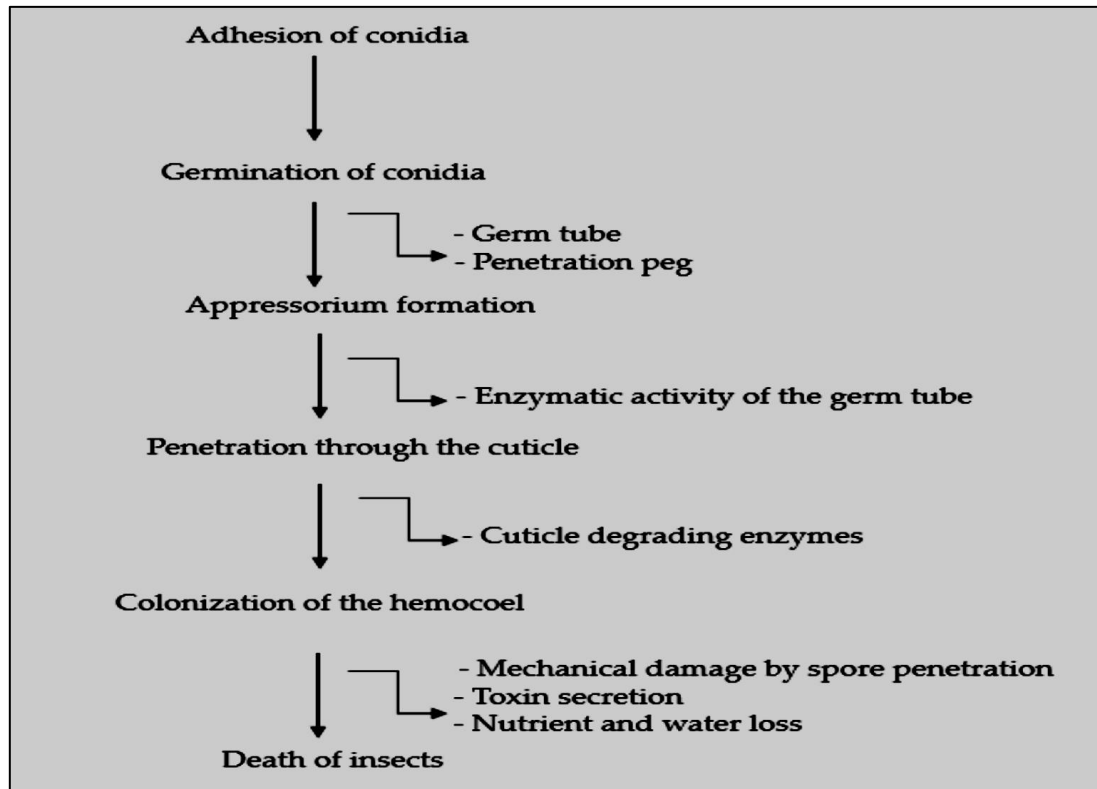


Figure 21 : Schéma représente le processus d'infection par le champignon entomopathogène chez les insectes (Sani et *al.*, 2020).

2.3.1.2- Les Bactéries entomopathogènes

Les bactéries entomopathogènes sont des organismes procaryotes sans noyaux. Elles se composent de deux types : Gram négatifs et Gram positifs, dont plusieurs espèces ont un potentiel entomopathogène pour les insectes. Ces bactéries sont utilisées dans la lutte biologique depuis un siècle (Thiery et Frachon, 1997 ; Gangwar et *al.*, 2021).

Les bactéries de genre *Bacillus* infectent les insectes lorsque leurs spores pénètrent dans le corps de l'hôte par ingestion, par des orifices naturels ou par le vecteur nématode (Figure 22) (Bawin et *al.* 2015 ; Gangwar et *al.*, 2021), les spores germent et se multiplient dans les cavités du système digestif. Les bactéries entomopathogènes se caractérisent par l'excrétion de cristaux de protéines toxiques qui brisent et infectent l'épithélium de l'intestin, considéré comme une barrière physique pour combattre les microbes, puis, la bactérie peut atteindre l'hémolymphe et se reproduire (Figure 22), conduisant à une septicémie et en quelques jours l'hôte meurt (Koppenhöfer et *al.*, 2012 ; Kaya et Vega, 2012 ; Lacey et *al.*, 2015).

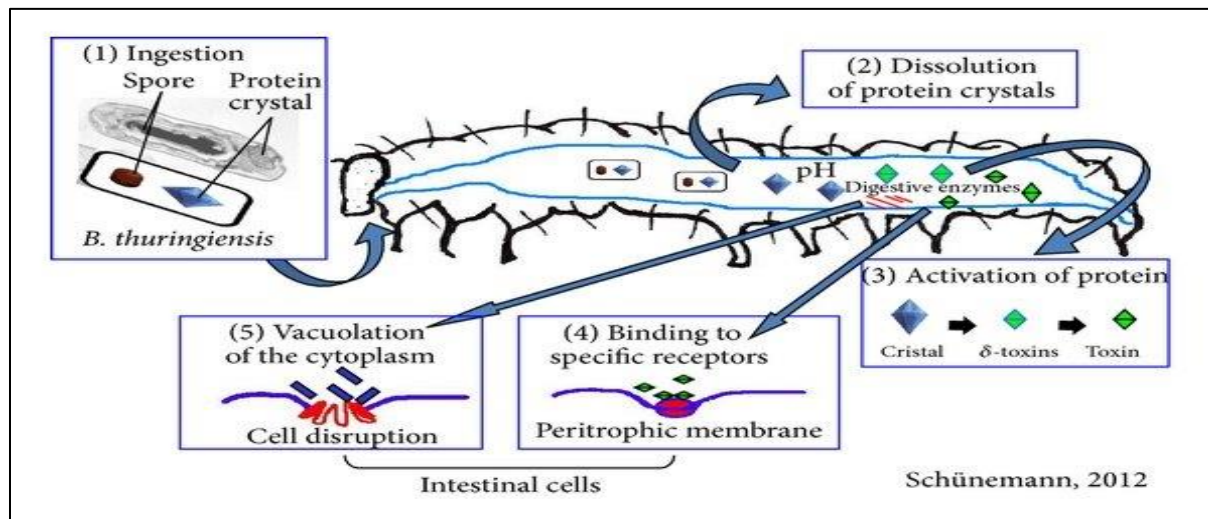


Figure 22 : Mode d'action de *Bacillus thuringiensis* chez les lépidoptères : ingestion de bactéries (1) ; solubilisation des cristaux (2) ; activation du protéine (3) ; liaison des protéines aux récepteurs (4) ; formation des pores membranaires et lise cellulaire (5) (Schünemann et al., 2014).

Parmi les plus importantes espèces bactériennes de Gram-négative qui affectent les pucerons, *Photorhabdus luminescens* et *Xenorhabdus bovienii*, les métabolites de ces espèces se sont avérés efficaces pour éliminer environ 90 % du puceron noir du pacane, *Melanocallis caryaefoliae*, et le puceron à marge noire, *Monellia caryella*, avec l'avantage de maintenir les coccinelles asiatiques *Harmonia axyridis* (Wu et al., 2022). La physiologie et la biochimie des pucerons *A. pisum* sont affectées par leur digestion de la bactérie *X. bovienii*, en raison de l'effet des protéines de ce microbe sur la réduction de l'activité de l'aminopeptidase et les concentrations de sucre, de glycogène et de lipides dans l'intestin de l'hôte infecté (Jin et al., 2014).

Le traitement par la bactérie entomopathogène *Pseudomonas putida* stimule les mécanismes de défense et résistance des plantes aux maladies et ravageurs (Agisha et al., 2019 ; Park et Ryu, 2021). Les résultats de l'étude de Khoshfarman-Borji et al. (2020) montrent l'impact de *P. putida* sur l'induction de la résistance des plantes de canola contre le puceron cendré du chou, *Brevicoryne brassicae*. Cette espèce bactérienne stimule aussi la défense du raisin contre le phylloxéra de la vigne (*Daktulosphaira vitifoliae*), entraînant une réduction de la proportion de femelles matures, le temps de croissance, la fécondité et la période de ponte (Adam et al., 2012). Les bactéries *Chromobacterium subtusugae* et *Burkholderia spp*, ainsi que leurs toxines, entravent l'alimentation des insectes et ont la capacité de tuer les pucerons *Melanaphis sacchari* et *Aphis gossypii*. (Kuhar et Doughty, 2016 ; Calvin et al., 2021).

En revanche, les bactéries à Gram positif comprennent un nombre important d'espèces pathogènes d'aphides. La plus connue est *Bacillus thuringiensis*, une bactérie d'origine naturelle du sol (Reyaz et al., 2021 ; Vallet-Gely et al., 2008). Les biopesticides à base de cette bactérie sont les plus courants en termes de contrôle d'une large gamme d'hôtes nuisibles. Son utilisation est répandue dans le monde entier (Koppenhöfer et al., 2012 ; Bravo et al., 2017 ; Reyaz et al., 2021).

Les souches de *B. thuringiensis* produisent des protéines cristallines appelées delta-endotoxines ou pro-toxines Cry (Figure 22), sont responsables de la paralysie de la membrane intestinale et de la mort des pucerons et ont retardé la croissance des survivants. Elles contribuent également à stimuler la résistance des plantes contre ces insectes par régulation de la production de peroxyde d'hydrogène, de l'activité peroxydase et de la catalase et une expression accrue des gènes liés à la défense, tels que les oxydases NADPH, PR-6 et PR-9 (Porcar et al., 2009 ; Dhillon et Sharma, 2009 ; Loth et al., 2015).

Dans le même contexte, des études ont démontré l'effet d'un éliciteur de protéines, PeBL1 de l'espèce bactérienne entomopathogène *Brevibacillus laterosporus*, sur l'activation et l'élévation des taux d'acide jasmonique (JA), d'acide salicylique (SA) et d'éthylène (ET) du blé, qui à son tour déclenchent une réponse de défense et renforcent la résistance contre les pucerons *Sitobion avenae*, *Myzus persicae*, réduisent la fécondité des femelles et ralentissent la période de développement des nymphes des pucerons (Javed et Qiu, 2020 ; Basit et al., 2021 ; Javed et al., 2022).

Les substances dérivées de la fermentation de l'espèce *Saccharopolyspora spinosa* sont utilisées dans la lutte contre les insectes. Parmi ces dérivés, le Spintoram et le Spinosyn ont été testés sur les pucerons où ils ont réduit un important pourcentage de la population d'*Aphis gossypii* juste après un jour de traitement et ont été efficaces pour éradiquer les pucerons verts du pêcher, *Myzus persicae* (Mahmoud et al., 2009 ; Sparks et al., 2021).

2.3.1.3- Les nématodes

Ce sont des organismes microscopiques ubiquitaires qui se trouvent naturellement dans le sol, dont un groupe est utilisé comme agents de lutte biologique contre les insectes appelés nématodes entomopathogènes (NEPs), répartis principalement dans la famille Steinernematidae et Heterorhabditidae de l'ordre Rhabditida (Lacey et al., 2015). Afin de détruire rapidement

l'hôte, les nématodes entomopathogènes coexistent en symbiose avec des bactéries (Kaya et Vega, 2012 ; Ogier *et al.*, 2014 ; Koppenhöfer *et al.*, 2020).

Les stades juvéniles du nématode infectieux pénètrent dans le corps des insectes via les ouvertures naturelles (bouche, anus, stigmates trachéens). Une fois qu'ils ont accès aux intestins des insectes, les bactéries sont libérées dans le tube digestif du nématode, où elles atteignent l'hémolymphe des insectes, se reproduisent et causent la mort et la liquéfaction totale du corps des insectes dans les 24 à 48 heures (Figure 23). Les juvéniles des nématodes se nourrissent de bactéries et de cadavres d'insectes avant de se développer et de devenir des adultes (Figure 23) (Sicard *et al.*, 2004 ; Salem *et al.*, 2007 ; Ogier *et al.*, 2014 ; Lacey *et al.*, 2015).

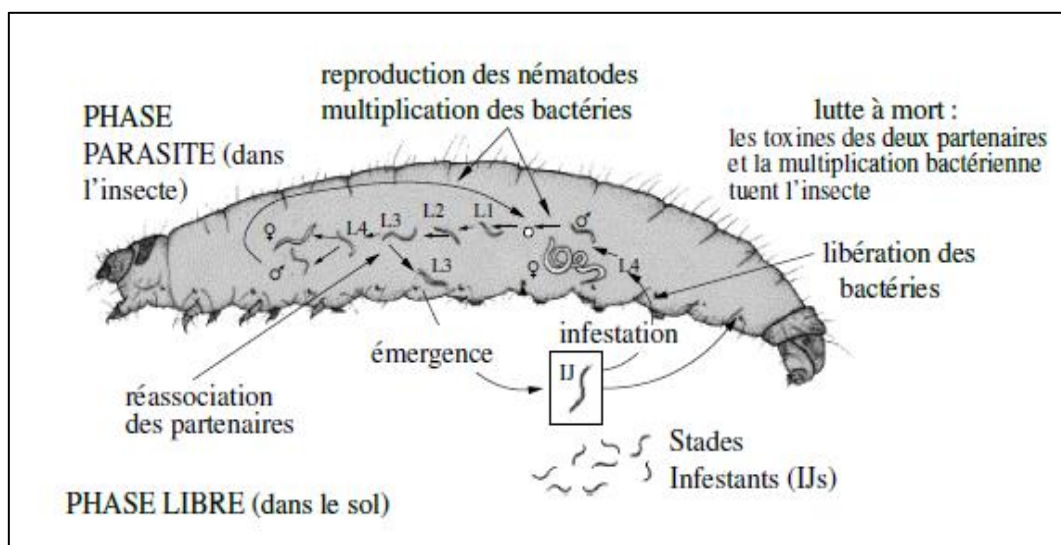


Figure 23 : Cycle de vie des complexes *Steinernema* – *Xenorhabdus* (dessin N. Le Brun) (Emelianoff *et al.*, 2008).

De nombreuses espèces de nématodes entomopathogènes, peuvent être produites en laboratoire, commercialisées et soumises à un contrôle biologique contre les pucerons (Lacey *et al.*, 2015). Des études ont été menées sur l'évaluation des activités des produits commerciaux à base de NEPs sur le puceron lanigère du pommier (*Eriosoma lanigerum*). L'espèce *Steinernema carpocapsae* a tué 77 % d'*E. lanigerum* après 4 jours de l'inoculation (Brown *et al.*, 1992). Le chercheur Berkvens *et al.* (2014) a également essayé six NEPs commerciaux (*Heterorhabditis bacteriophora*, *H. megidis*, *S. feltiae*, *S. carpocapsae*, *S. glaseri* et *S. kraussei*) sur la même espèce de puceron où le traitement avec *S. carpocapsae* a conduit à 40 % de mortalité malgré l'absence de bactéries symbiotes, alors que les autres NEPs n'ont montré aucune efficacité.

Un autre test utilisant *S. yirgalemense* et *H. zealandica* pour lutter biologiquement contre les pucerons in vitro a révélé des taux d'infection de 39 % et 28 % respectivement chez les femelles adultes du puceron lanigère du pommier (Stokwe et Malan, 2017).

3-Symbiose avec des bactéries

Les pucerons vivent en symbiose avec des bactéries spécifiques, appelées endosymbiontes, qui peuvent être soit obligatoires, soit facultatifs. L'une des plus importantes de ces bactéries est *Buchnera aphidicola*, un symbiote obligatoire présent chez presque toutes les espèces de pucerons et résident dans des cellules spécialisées appelées mycétocytes (De Clerck et al., 2015 ; Nozaki et Shigenobu, 2022). Il est bien connu que les aphides dépendent de la sève du phloème pour satisfaire leurs besoins nutritionnels. Ce dernier est très riche en sucres mais manque d'acides aminés essentiels, de sorte que les pucerons dépendent de ces Gamma-proteobacteria pour leur fournir des acides aminés. En échange, le puceron fournit une niche protégée et une source nutritive essentielle à la survie de *B. aphidicola* (DeClerck et al., 2015 ; Nozaki et Shigenobu, 2022). La bactérie *B. aphidicola* est transmise verticalement (aux descendants) à travers les générations d'hôtes via le passage ovarien et est essentielle à la croissance et à la reproduction des aphides (Koga et al., 2012).

4-Interactions mutualistes

Le mutualisme est une interaction entre espèces qui profite aux deux protagonistes (Boucher et al., 1982). Dans ce contexte, la relation mutualiste entre les pucerons et les fourmis en est la meilleure illustration et est connue sous le nom de myrmécophilie. Les composées volatiles jouent un rôle majeur dans l'attraction des fourmis, ces substances proviennent de plusieurs sources et sont soit émises directement par le puceron, soit stimulées par sa présence. Elles s'agissent notamment de la phéromone d'alarme contenant la molécule E- β -farnesene, qui est sécrétée principalement lorsque les pucerons sont en danger. Ce composé attire les fourmis et les dirige vers leur partenaire (Vandermoten et al., 2012).

D'autre part, le miellat des pucerons, riche en sucres et en acides aminés, est une source de nourriture pour les fourmis, mais les composés volatils du miellat agissent également comme un attracteur pour le partenaire mutualiste (Fischer et Shingleton, 2001). En retour, les fourmis offrent de nombreux avantages à la communauté aphidienne, dont le plus important est la défense envers les prédateurs potentiels qui pourraient attaquer les pucerons (Fischer et Shingleton, 2001 ; Fischer et al., 2015). Lorsque les ressources d'une plante sont épuisées par

les pucerons, les fourmis transportent les pucerons vers une nouvelle plante. De plus, les fourmis aident à établir de nouvelles colonies en transportant les œufs et les larves des pucerons vers des plantes nouvellement colonisées (Stadler et Dixon, 2005).

On sait que l'accumulation de miellat favorise le développement des pathogènes et attire les ennemis naturels tels que les prédateurs et parasitoïdes (Leroy et *al.*, 2009), mettant ainsi en danger les populations de pucerons. Cependant, les fourmis sont responsables de l'hygiène des pucerons, en éliminant cette accumulation et en nettoyant les individus (Fischer et *al.*, 2015).

EXPERIMENTATION

Chapitre III Matériels Et Méthodes

- 1. Présentation des sites d'étude**
- 2. Etude Entomologique**
- 3. Etude Mycologique**
- 4. Analyse statistique**

Chapitre III. Matériels et méthodes

Ce chapitre représente la description des prospections et de l'échantillonnage utilisés dans cette étude. Il traite également de la sélection du matériel biologique étudié dans la région de l'Ouest algérien, à savoir le complexe aphidien, ses plantes hôtes, ses ennemis naturels, et même les champignons qui lui sont associés, en plus de ceux utilisés dans la lutte biologique. Le présent chapitre s'achève par une analyse statistique des résultats de ces travaux.

1. Présentation des sites d'étude

Les prospections ont été effectuées dans divers agro-écosystèmes du Nord-Ouest algérien (Mascara, Mostaganem et Relizane) (Tableau 2 ; Figure 24) durant les saisons printanières (février à juin) des années 2019-2021. Les sites ont été choisis en fonction de la disponibilité du matériel biologique, des conditions environnementales, diversité végétale et abondance des cultures et de l'accessibilité.

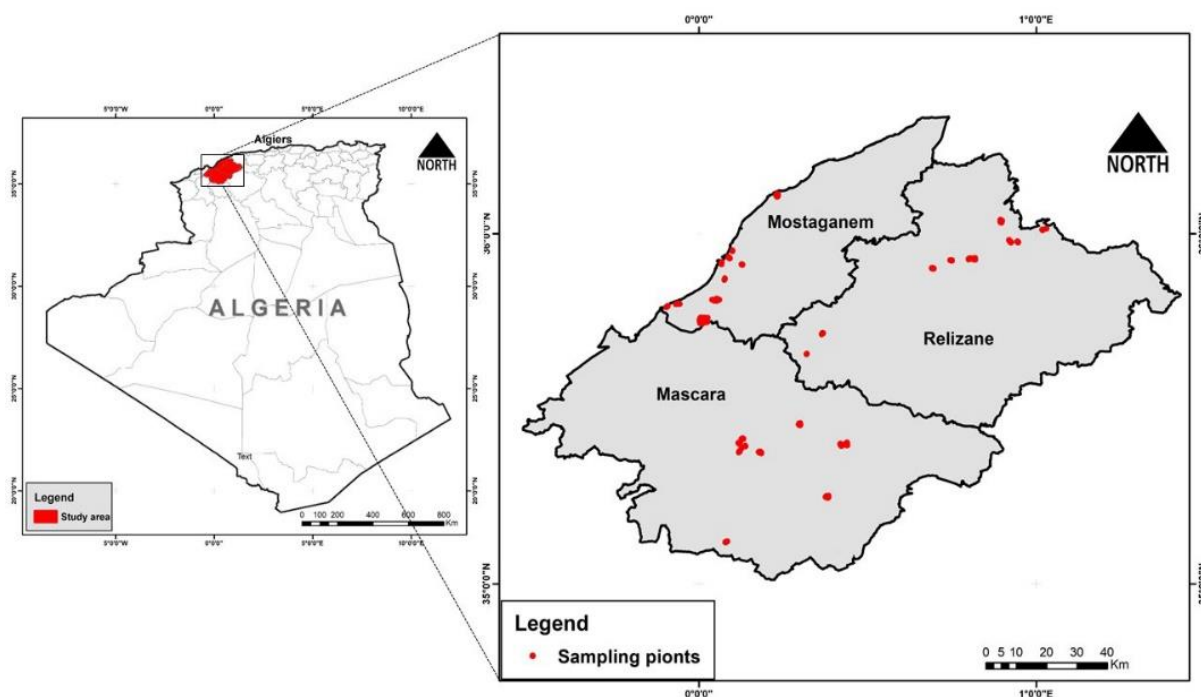


Figure 24 : Localisation géographique des stations d'étude

Plus de 300 échantillons ont été collectés principalement dans les wilayas de Relizane et de Mascara, qui contiennent essentiellement des cultures maraîchères, des légumineuses et des céréales, ainsi que le cortège floristique spontané qui les accompagnent. Tandis que les sites prospectés dans la région de Mostaganem et dans le reste des stations de Mascara se distinguent par l'abondance des vergers (arbres à noyaux, à pépins, agrumes) et de leurs haies, ainsi que la

flore des milieux naturels représentée (arbres et arbustes forestiers, les adventices, la flore des bords, des routes et des chemins). L'aphidifaune des plantes ornementales des jardins, des parcs et des espaces verts urbains a aussi été étudiée (Tableau 2 ; Figure 25).

Tableau 2 : Différents habitats recensés entre 2019 et 2021

Wilaya	Site	Habitat					
		CM	L	CC	AC	F & MN	OV
Mascara	Hachem	X	X	X	X	X	X
	Khalwiya			X		X	
	Tighenif	X	X	X		X	X
	Maoussa (Ferme exprementale)			X	X		
	Nesmoth			X		X	
	Matmour	X			X		X
	Khessibia					X	X
	Univ. Mascara						X
	Centre ville						X
Mostaghanem	Bourahma					X	X
	Ecole superieur d'Agronomie	X					X
	Univ. Abdelhamid Ben Badis						X
	Centre ville & Salamndre						X
	SRPV Mostaghanem	X		X	X		X
	Fornaka	X		X	X		
	Haci Mamèche				X	X	
	Ain Nouissy					X	
	Sidi Mansour					X	
Parc de Stidia					X	X	
Relizane	Merdja Sidi Abed	X	X	X			
	Oued Rhiou	X			X		
	Ouarizane						
	Hmadna	X	X				
	Djidiouia	X	X	X	X		
	Yellel				X		
	Zemmora	X	X	X			

X: l'habitat visitée, CM: Cultures maraichères, L: Légumineuses, CC: Culture céréalière, AC: Arboriculture, F & MN: Foret et Milieux naturels, OV : Végétation Ornementale.

A- Culture céréalière



B- Jachère



C- Cultures maraichères



D- Légumineuses





Figure 25 : Exemples sur les différents habitats prospectés

Ces prospections permettent de surveiller et identifier les populations aphidiennes dans l'ouest de l'Algérie, d'évaluer leur abondance, leur distribution, d'identifier leurs ennemis naturels et d'isoler et identifier les champignons associés aux pucerons

Étant donné que l'objectif de cette étude est de dresser un inventaire des espèces de pucerons et de leurs principaux antagonistes dans les agro écosystèmes, ces prospections ne se limitent pas à une culture ou habitat spécifique et sont donc basées sur l'observation visuelle des signes de présence des pucerons, qui sont représentés par le jaunissement et la déformation

des feuilles, des jeunes pousses, le flétrissement des extrémités des plantes, les excréments de miellat et la couverture des parties infestées par la fumagine, ainsi que la présence de groupes de fourmis, de prédateurs et de parasitoïdes.

2. Etude Entomologique

2.1. Les Aphides

2.1.1. Echantillonnage

Selon Blackman et Eastop (1994), les techniques de collecte des pucerons sont multiples et le choix de la méthode appropriée dépend des objectifs de l'étude. Tant que notre travail vise à dresser un inventaire des espèces de pucerons et à étudier les relations trophiques entre les plantes - les pucerons et leurs auxiliaires, représentés par les hyménoptères parasitoïdes, les hyperparasitoïdes et divers prédateurs, ainsi que l'isolement et l'identification des champignons associés aux pucerons à partir de cadavres. La technique adoptée est la collecte manuelle. Des individus vivants et momifiés de pucerons ont été échantillonnés sur la base d'inspections visuelles de la tige, des feuilles, des bourgeons, des boutons floraux, des fruits et même des racines. Ils ont ensuite été placés dans des sacs en polyéthylène et étiquetés avec des informations sur les échantillons, telles que le nom de la plante hôte, la date, le lieu et les coordonnées géographiques, les dommages causés par les pucerons, etc.

2.1.2. Préparation et montage

Au laboratoire, les pucerons collectés ont été examinés sous une loupe binoculaire et leurs images ont été prises, après quoi les spécimens ont été conservés dans des tubes à essai contenant de l'éthanol à 70 % jusqu'à ce qu'ils soient prêts à être montés sur des lames.

Le montage des pucerons est réalisé selon la méthode décrite par Leclant (1978) : Tout d'abord, les pucerons sont placés sur le dos dans des verres de montres, puis une incision transversale est effectuée au niveau des 4^{ème} et 6^{ème} sternites abdominales. Afin de les dégraisser, les spécimens ont été bouillis dans un bécher contenant un volume de solution d'hydroxyde de potassium (KOH 10 %) pendant 3-5 min.

À l'aide d'une pipette, la solution de potasse a été décantée, les pucerons ont ensuite été immergés dans deux bains d'eau consécutifs pendant 5 minutes pour éliminer le KOH, puis l'eau distillée a été retirée et les spécimens ont été transférés dans une solution d'hydrate de chloral-phénol (Annexe 1) pendant quelques heures à un jour jusqu'à ce que les échantillons soient clairs. Enfin, le montage est réalisé en fixant soigneusement les pucerons dans une goutte

d'Eukitt sur une lame, en gardant les appendices du corps étalés : les antennes et les pattes avant doivent être orientées vers le haut, les pattes centrales doivent être orientées vers le milieu, tandis que les pattes arrière, les cornicules et la cauda doivent être orientées vers le bas (Figure 26).

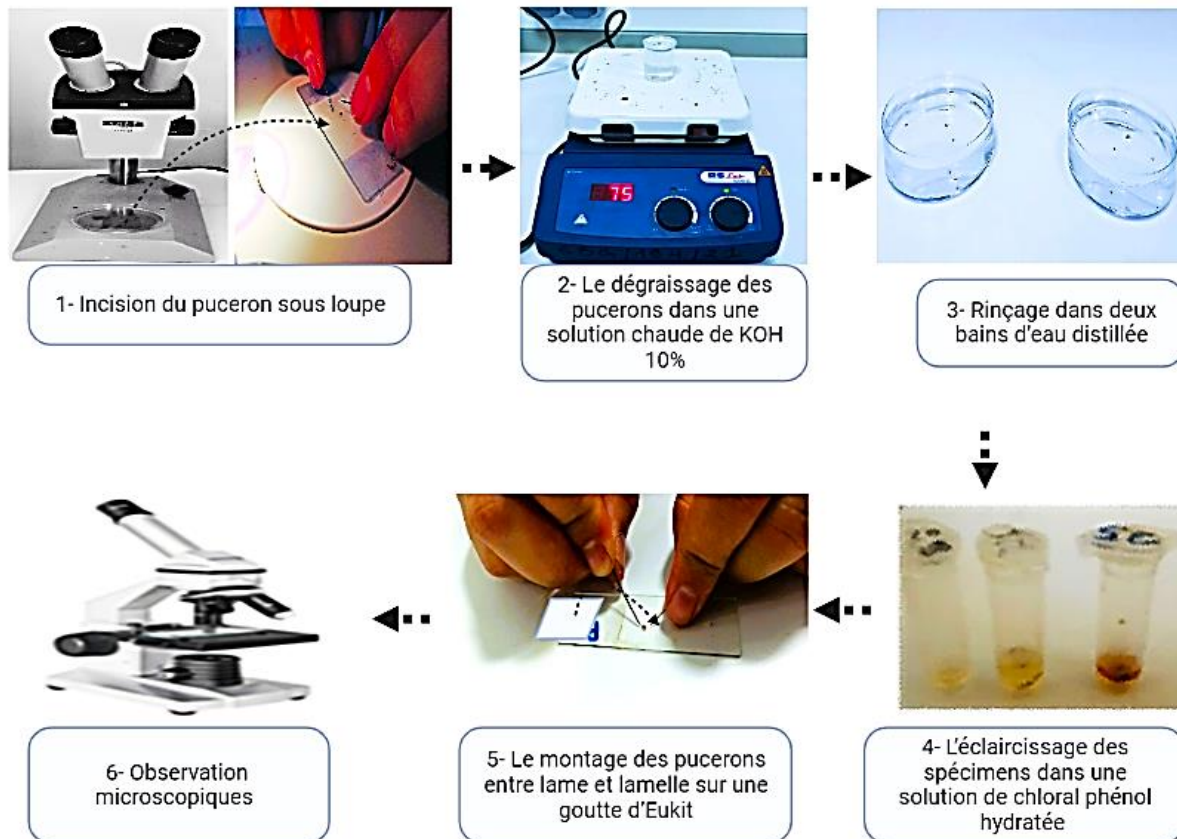


Figure 26 : Technique de montage des aphides selon Leclant (1978). (Originale, 2023)

2.1.3. Identification des pucerons :

L'identification s'est basée sur l'observation des critères macro et micromorphologiques. Les premières incluent la forme, la couleur et la longueur du corps, ainsi que la présence de tâches et de plaques de cire. Tandis que les critères micromorphologiques comprennent principalement, la forme du front et des tubercules frontaux, la forme et la longueur des antennes et aussi leurs articles, le nombre des sensorias, la forme, la longueur et la couleur des siphons, la forme du cauda et le nombre de leurs soies (Figure 27), l'ornementation de l'abdomen et la nervation des ailes chez les individus ailés. Les critères cités ci-dessus sont reconnus dans de nombreux guides d'identification, dont les plus importants sont : Leclant (1999a, 1999b ; 2000) ; Blackman et Eastop, 2000 ; Godin et Guy-Boivin (2002) et Turpeau et

al. (2010). Les espèces aphidiennes sont identifiées par le Dr Kada Righi (Département de Science Agronomique. Université de Mascara).

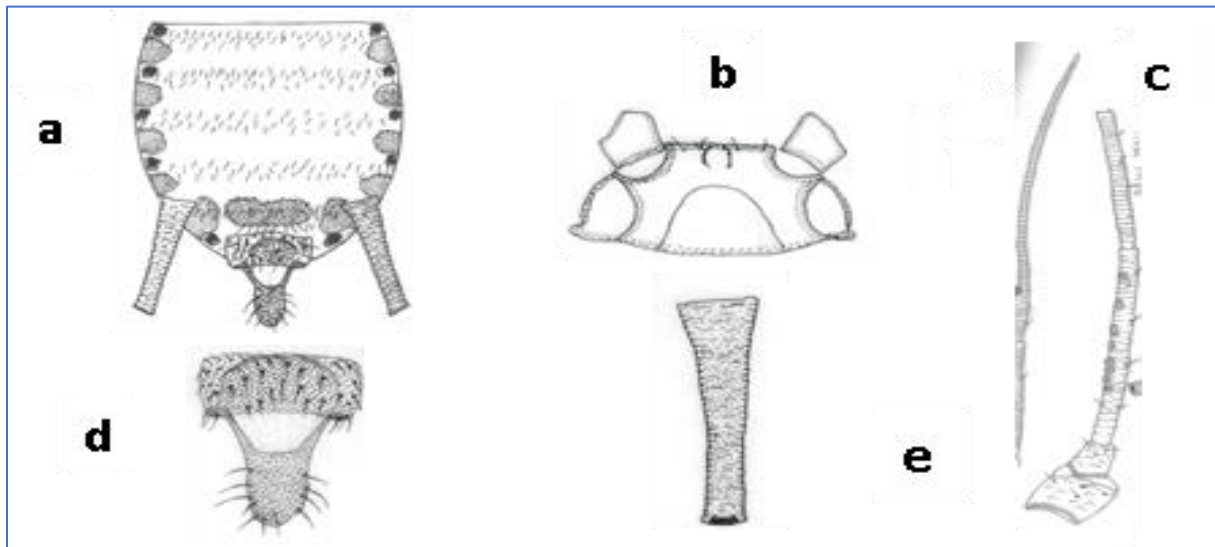


Figure 27 : Critères morphologiques d'identification des pucerons (Saharaoui, 2012)
a) Abdomen., b) Tête., c) Antennes., d) Cauda., e) Cornicule

2.2. Les parasitoïdes

2.2.1. La récolte

Afin d'obtenir des adultes des parasitoïdes associés aux pucerons, les individus aphidiens momifiés avec un fragment de leur plante hôte ont été isolés dans des boîtes de Petri contenant des pièces cotonneuses humides, les boîtes sont surveillées quotidiennement jusqu'à l'émergence des individus adultes d'hyménoptères parasitoïdes et hyper-parasitoïdes. Ensuite, ils sont conservés dans des tubes Eppendorf contenant de l'éthanol à 70 %.

2.2.2. Le montage

Les spécimens de micro-hyménoptères ont été préparés dans une goutte de liquide de Faure sur une lame où les ailes, les antennes, les pattes et l'extrémité de l'abdomen devaient être étalées à l'aide d'une épingle entomologique.

2.2.3. Identification

L'identification des espèces d'hyménoptères est basée sur les critères de la morphologie externe, notamment la couleur, la forme et le nombre d'articles antennaires, la forme du stigma, la forme du pétiole, la nervation des ailes, la présence ou l'absence des soies sur les ailes.

L'identification de nos espèces parasitoïdes et hyperparasitoïdes a été réalisée par le professeur **Lounes Saharaoui** (National School of Agronomy, El-Harrach, Algeria), et le

professeur **George Japoshvili** (Agricultural University of Georgia) en suivant les clés taxonomiques décrites par Tomanović *et al.* (2003) ; Kavallieratos *et al.* (2004 ; 2005 ; 2013) et Talebi *et al.* (2009) ; Rakhshani *et al.* (2013 ; 2015 ; 2019) ; Japoshvili (2007) ; Zamora-Mejías et Hanson (2017) ; Dzhankmen, (2009) ; Wang *et al.* (2021).

2.3. Les prédateurs

2.3.1. La collecte

À l'aide d'un pinceau, les prédateurs adultes ont été capturés et transférés dans des flacons puis conservés dans l'éthanol, tandis que les larves des prédateurs ont été recueillies directement en séparant des fragments de plante hôte, ces larves ont été élevées dans des boîtes jusqu'à ce que les individus adultes émergent et soient ensuite identifiés. Les larves de certaines espèces n'ont pas émergé et leur identification s'est limitée aux stades larvaires et chrysalides.

2.3.2. Identification

La détermination des prédateurs a été effectuée par l'observation et le diagnostic des différents critères de la morphologie externe, ce travail a été réalisé au niveau des laboratoires du Département des sciences agronomiques de l'université de Mascara et des laboratoires de l'université des sciences appliquées d'Isparta, avec l'aide des entomologistes Dr Righi Kada et Karaca Ismail.

2.4. Méthodes d'exploitation des résultats

2.4.1. Relations trophiques

L'étude des interactions trophiques entre la plante, les pucerons et leurs auxiliaires (parasitoïdes-hyperparasitoïdes-prédateurs) est cruciale pour la compréhension de la dynamique des populations et de la biodiversité des écosystèmes, ainsi que pour la conservation des ennemis naturels dans les programmes de lutte biologique (Westrum *et al.*, 2010).

3. Etude Mycologique

Cette partie vise à isoler et à identifier le complexe fongique associé aux pucerons, en particulier ceux ayant un potentiel entomopathogène, et à évaluer leur activité enzymatique en plus de leur toxicité sur les pucerons. Les champignons associés à la population de pucerons et les souches entomopathogènes ont été obtenus après plusieurs isolations à partir des cadavres de différents insectes échantillonnés en 2019-2021 dans différents environnements écologiques de la région de Mascara et Mostaganem. Elles ont été identifiées dans le laboratoire de recherche sur les systèmes biologiques et la géométrie (LRSBG) à la Faculté des sciences de la

nature et de la vie de l'Université de Mascara. L'identification moléculaire des souches entomopathogènes a été réalisée dans un laboratoire privé appelé Gène Life.

3.1. Isolement, purification et conservation

Les cadavres ont été désinfectés par immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium (1 %) pendant 2 à 3 minutes, puis rincés successivement dans un b cher d'eau distillée stérile, et enfin séchés avec du papier filtre stérile.   l'aide d'une pince stérile, les cadavres désinfectés sont placés dans des boîtes de Pétri contenant le milieu nutritif Sabouraud Dextrose Agar SDA (Annexe 1) et incubés pendant 5 jours à 25 ± 2  C et 75 ± 5 % H.R. (Figure 28)

Lorsque la colonie fongique est apparue, elle a été repiquée successivement sur le milieu SDA jusqu'à l'obtention de chaque culture pure à part (Doolotkeldieva et *al.*, 2019). Afin d'assurer une conservation prolongée, les isolats fongiques ont été repiqués dans des tubes de SDA inclinés, incubés à 25 C pendant trois jours, puis conservés au réfrigérateur à 4  C.

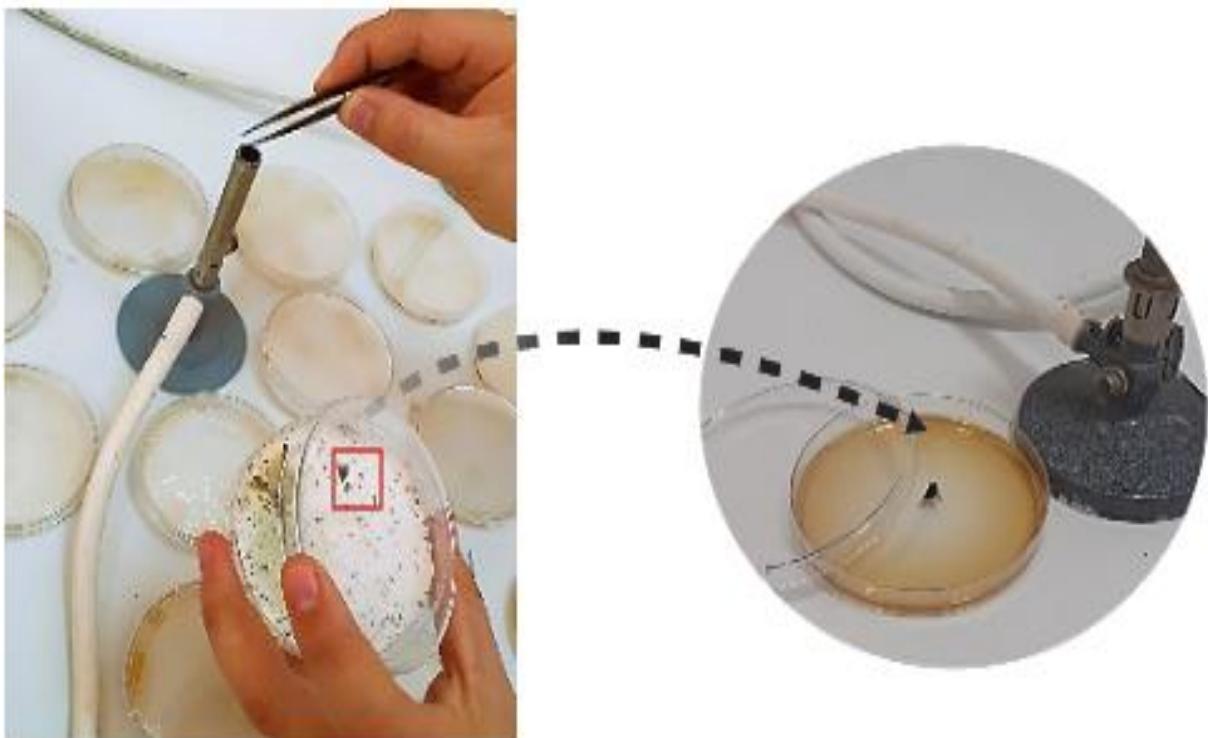


Figure 28 : L'isolement des champignons à partir de cadavres de différents insectes

3.2. Identification morphologique

3.2.1. Identification macroscopique

L'identification macroscopique des souches fongiques est basée sur les différentes caractéristiques morphologiques des colonies, telles que la croissance, la couleur, la forme et la texture (Oliveira *et al.*, 2011 ; Doolotkeldieva *et al.*, 2019).

3.2.2. Identification microscopique

L'étude microscopique a été réalisée en plaçant un fragment de culture de champignon sur une lame de verre, puis une goutte de colorant Lactophénole Bleu de Cotton (Annexe 1) a été ajoutée et recouverte par une lamelle. La lame a été observée au microscope optique à un grossissement de 400 x et les observations microscopiques ont été caractérisées, notamment la nature du mycélium, la présence ou l'absence de septum, la forme des conidies, la disposition des spores sur le mycélium et les différentes fructifications (Oliveira *et al.*, 2011).

Le champignon entomopathogène *Beauveria bassiana*, testé contre les pucerons, a été isolé, purifié et identifié en suivant les étapes décrites ci-dessus. En plus de l'identification morphologique, basée sur la clé décrite par Humber (1997). La confirmation de l'espèce a été réalisée par une identification moléculaire.

3.3. Identification moléculaire de *Beauveria bassiana*

3.3.1. Extraction de l'ADN

Pour l'extraction de l'ADN, l'isolat a été cultivé sur un milieu nutritif SDA et incubé pendant 5 jours à 28 °C. Le mycélium obtenu a été recueilli par filtration, et seuls 0,5 g de ce mycélium ont été déposés dans un tube Eppendorf stérile et lyophilisé pendant une journée. Le mycélium a ensuite été broyé à l'aide d'un broyeur Tissue Lyser jusqu'à l'obtention d'un substrat en poudre (Figure 29). L'ADN de l'isolat fongique a été extrait à l'aide du kit d'extraction NucleoSpin Plant II (Macherey-Nagel, Allemagne). Afin de faciliter la lyse cellulaire, 400 µl de tampon AP1 et 4 µl de RNase A ont été ajoutés au matériel broyé, vortexés et incubés à 65°C pendant 10 minutes. Durant cette incubation, le tube a été inversé 2 à 3 fois.

Pour précipiter les détergents, les protéines et les polysaccharides, 130 µl de tampon P3 ont été ajoutés, mélangés et incubés pendant 5 minutes sur la glace, après quoi le lysat a été centrifugé pendant 5 minutes à 14 000 rpm. Le lysat a été pipeté dans une colonne d'extraction et placé dans un tube collecteur de 2 ml, avec une centrifugation pendant 2 min à 20 000 x g. Le filtrat a été collecté et transféré dans un nouveau tube sans perturber le culot, puis un volume de 600 µL de tampon AW1 a été ajouté et mélangé à l'aide d'une pipette. 650 µl du mélange

doivent être transférés dans une colonne d'extraction DNeasy Mini, qui est placée dans un nouveau tube de collecte de 2 ml. Le tube est ensuite centrifugé à 8000 rpm pendant 1 minute.

Le filtrat est jeté et cette étape a été répétée une fois avec l'échantillon restant. Encore une fois, la colonne d'extraction a été placée dans un nouveau tube de collecte de 2 ml, puis 500 µl de tampon AW2 ont été ajoutés et le mélange a été centrifugé pendant 1 min à 6 000 x g et les résidus de tampon ont été éliminés. Un autre 500 µl de tampon AW2 a été ajouté et centrifugé pendant 2 min à 20 000 xg en retirant soigneusement la colonne d'extraction du tube de collecte afin que la colonne n'entre pas en contact avec le filtrat.

Dans un nouveau tube de micro-centrifugation de 1,5 ml, la colonne d'extraction a été transférée une autre fois et 100 µl de tampon AE ont été ajoutés pour l'élution, sont ensuite incubés pendant 5 min à température ambiante (15-25°C), puis centrifugés pendant 1 min à ≥ 6000 x g, avec la nécessité de répéter la dernière étape pour compléter le processus d'extraction. Le tube de l'extrait d'ADN est conservé à -20 °C jusqu'à ce que l'ADN soit examiné à l'aide d'un NanoDrop™.

3.3.2. Amplification des fragments de l'ADN

La région ITS (Internal Transcribed Spacer/espaceur interne transcrit) de l'ADNr du champignon *Beauveria* a été amplifiée par PCR avec les deux amorces universelles ITS1 (CTTGGTCATTTAGGAAGTAA) et ITS4 (TCCTCCGCTTATTGATATGC) (Gardes et Bruns 1993). Un volume de 25 µL de Mixture PCR (Annexe 2) avec 2 µl d'ADN génomique du champignon ont été disposés dans un thermocycleur Bio-Rad modèle iCycler pour l'amplification. Les étapes de l'amplification sont réalisées sous les conditions suivantes : dénaturation initiale de 1 cycle à 95 °C pendant 5 min, suivie de 35 cycles de dénaturation à 95 °C pendant 30 s, d'un recuit à 55 °C pendant 30 s, suivi d'une extension à 72 °C pendant 45 s, d'un recuit à 55 °C pendant 30 s, suivie d'une extension à 72 °C pendant 45 s et une étape d'extension finale à 72 °C pendant 7 min.

3.3.3. Révélation des produits PCR

Les produits d'amplification ont été révélés après électrophorèse sur gel d'agarose à 1,5 % d'un dépôt de 10 µl de produits PCR. La migration a été suivie d'une coloration dans un bain de bromure d'éthidium (0,5 µg/ml). L'ADN a ensuite été visualisé et photographié sous UV à l'aide du Gel Doc System de Biorad (USA).

3.3.4. Purification et séquençage

Les produits PCR ont été purifiés à l'aide du kit NucleoSpin® Gel and PCR Clean-up de Macherey-Nagel (Allemagne). Les produits PCR isolés et purifiés ont été séquencés par la technique de Sanger *et al.* (1977) en utilisant le kit BigDye v3.1 d'Applied Biosystems et les amorces PCR utilisées pour l'amplification des fragments d'intérêt.

Les séquences obtenues ont été analysées et nettoyées par le logiciel Finch TV. Les séquences finales sont alors comparées avec celles de la banque de données GeneBank par l'utilisation du programme BLAST (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi> Blast) de NCBI pour l'identification des isolats étudiés en se basant sur le pourcentage d'homologie avec les souches de références.

3.3.5. Analyse phylogénétique

L'alignement et l'analyse phylogénétique ont été réalisés avec le logiciel MEGA 11 (Molecular Evolutionary Genetics Analysis) (Tamura *et al.*, 2021), en utilisant la méthode Neighbor-Joining Tree (Saitou et Nei, 1987) basée sur 1000 répétitions bootstrap (Felsenstein, 1985).

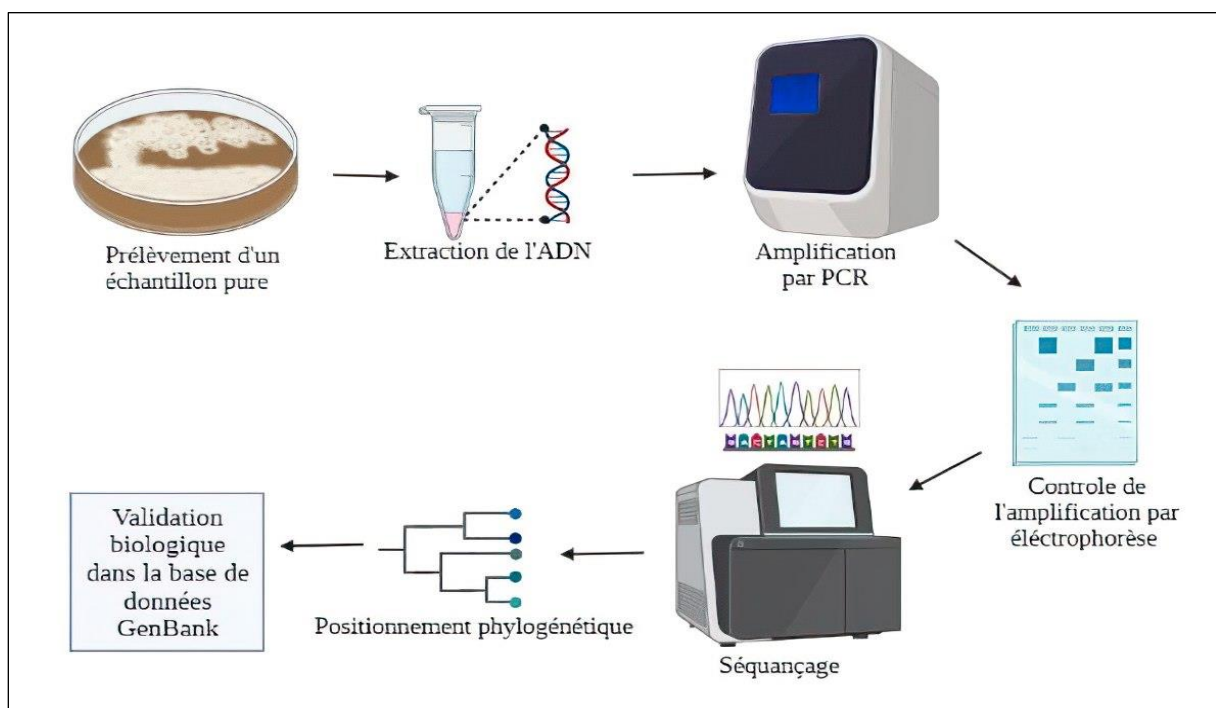


Figure 29 : Les étapes de l'identification moléculaire des champignons (Makhlouf, 2023)

3.4. Évaluation de l'efficacité de *B. bassiana*-BBAA contre *Aphis craccivora* Koch, 1854

3.4.1. La population aphidienne

Le puceron noir de la luzerne (*A. craccivora*) a été choisi pour les tests d'entomopathogénicité en raison de sa dominance dans notre région par rapport aux autres espèces, de son invasion d'une large gamme de plantes hôtes et de sa dispersion dans divers habitats. La colonie de cette espèce a été collectée sur les arbres des caroubiers, puis les pucerons ont été élevés sur des plantules de fèves à 25 ± 2 °C et 45 ± 5 % d'humidité relative au niveau du laboratoire d'Entomologie de la faculté SNV de l'Université de Mascara.

3.4.2. Préparation des suspensions sporales

Le champignon *B. bassiana* a été incubé dans un milieu SDA pendant 15 jours ; ses conidies ont été grattées à l'aide d'un scalpel et mises en suspension dans de l'eau distillée contenant 0,05 % de Tween 80 (tween 80 : pour une libération maximale des spores, l'assurance de leur adhérence et de leur stabilité sur les feuilles lors du traitement). La suspension a été homogénéisée par une agitation pendant 10 min à l'aide d'un agitateur Vortex VM-300 x, puis elle a été filtrée par un tissu pour réduire le mycélium. La concentration principale (10^8 conidies/ml) de la suspension sporale a été déterminée par une cellule hématimétrique de type Thoma sous un microscope optique.

Cette dose a été choisie en accord avec les travaux de divers chercheurs en contrôle microbiologique, tels que les études de Pelizza et *al.* (2020) ; Awan et *al.* (2021). Pour une évaluation plus approfondie, la concentration principale a également été diluée dans des tubes d'eau distillée contenant 0,05% de Tween 80 afin d'obtenir les concentrations 10^6 et 10^4 conidies/ml.

3.4.3. In vitro

Tout d'abord, les feuilles de la fève ont été désinfectées avec de l'hypochlorite de sodium diluée et rincées dans un bécher d'eau distillée stérile, puis elles ont été trempées pendant 15 secondes dans chacune des trois concentrations de la suspension sporale préparée, et enfin elles ont été placées sur du papier filtre dans des boîtes de Petrie. La FAO recommande cette technique du trempage pour détecter et mesurer la résistance des pucerons aux insecticides (Stribley et *al.*, 1983 ; Furk et Roberts, 1985 ; Devonshire et Rice, 1988).

Dix individus adultes de l'espèce *A. craccivora* ont été transférés sur les feuilles traitées avec un total de cinq répétitions pour chaque concentration. Par la même technique de trempage, une série de témoin a été traitée uniquement avec de l'eau distillée contenant 0,05% de Tween 80. Chaque traitement a été répété cinq fois. La mortalité des individus de pucerons est contrôlée quotidiennement jusqu'à la mort de toute la population, avec la nécessité de changer des vieilles feuilles par de nouvelles pour fournir de la nourriture aux aphides (Figure 30).

Pour mieux évaluer l'effet biocide par contact, nous avons suivi les mêmes étapes que pour le premier essai, sauf que nous avons changé le trempage des feuilles en pulvérisant directement les 10 individus de pucerons par chacune des concentrations de suspension sporale (10^8 , 10^6 , 10^4 conidies/ml).

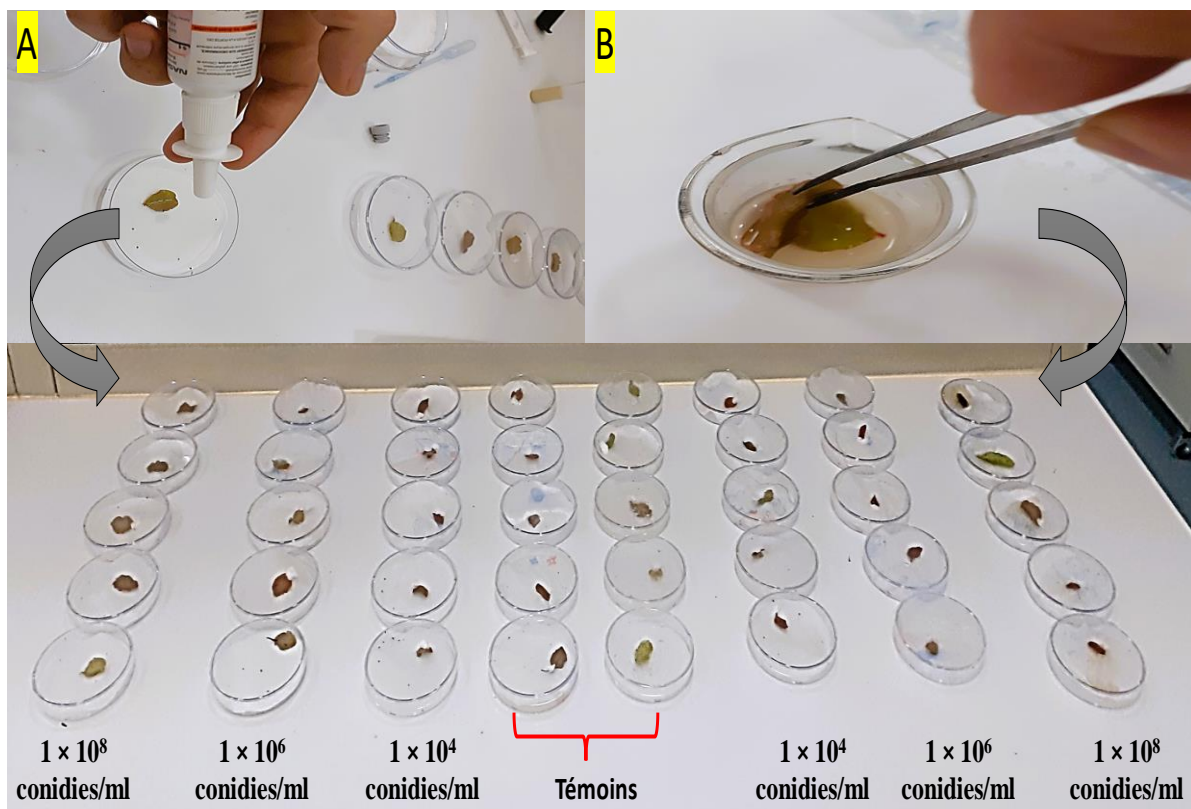


Figure 30 : Dispositif expérimental du test par contact des suspensions sporales de *Beauveria bassiana* BBAA entomopathogènes à l'égard des adultes de *Aphis craccivora* (In vitro). A) Pulvérisation ; B) Trempage (Photo originale).

Afin de confirmer l'effet mortel du traitement avec l'isolat de *B. bassiana* BBAA, le postulat de Koch a été appliqué. Les individus morts ont été triés avant la sporulation afin d'éviter la transmission horizontale de l'infection, puis le mycelium de cadavres a été réisolé sur

le milieu SDA et incubé pendant cinq jours à 25 ± 2 °C et à une humidité relative de 75 ± 5 % et la colonie développée a été ré-identifiée.

3.4.4. In vivo

Les plants de la fève infestés par les pucerons ont été transférés dans la serre de la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université de Mascara. Avant l'application du test, quatre groupes de plantes de fève ont été préparés, chaque groupe contenant cinq pieds et le nombre de pucerons sur chaque plante hôte a également été déterminé. Chaque groupe a été pulvérisé avec l'une des concentrations de suspensions sporales de *B. bassiana* suivantes : 10^8 , 10^6 et 10^4 conidies/ml. Les cinq autres plantes utilisées comme témoin ont été traitées uniquement avec de l'eau distillée contenant 0,05 % de Tween 80. Tous les blocs sont contrôlés quotidiennement, les individus morts sont triés et dénombrés à l'aide d'un pinceau et d'une loupe à main (Figure 31).



Figure 31 : Dispositif expérimental du test par contact des suspensions sporales de *B. bassiana* BBAA entomopathogènes à l'égard des adultes d'*Aphis craccivora* (In vivo).

3.5. Etude de l'activité enzymatique de l'isolat fongique *Beauveria bassiana* BBAA

3.5.1. Production d'amylase

L'activité amylolytique de l'isolat de *B. bassiana* a été testée à l'aide de plaques de gélose de l'amidon (Annexe 1). Après trois jours d'incubation, les plaques ont été colorées avec une solution d'iode (1 % KI ; 0,5 % I₂ (v/v)) pour révéler la zone d'hydrolyse de l'amidon. La présence du halo autour des colonies fongiques confirme la production d'amylase (Abe et *al.*, 2015).

3.5.2. Production de protéase

L'activité protéolytique de l'isolat de *Beauveria* a été détectée par deux tests différents, le premier en contrôlant l'hydrolyse de la caséine et le second en examinant la liquéfaction du substrat de gélatine.

A- Des boîtes de Pétri contenant un milieu gélosé au lait écrémé ((300 ml/L (v/v) de lait écrémé et de 20 g/L d'agar (p/v)) ont été inoculées avec des disques fongiques et incubées à 28° C pendant trois jours. La zone claire autour de la colonie fongique a été mesurée, indiquant ainsi la production de protéase (Larsen et *al.*, 1998).

B- La méthode de liquéfaction de la gélatine nutritionnelle a été utilisée pour l'examen de l'hydrolyse de la gélatine. Le milieu gélatineux utilisé contenait de la peptone (5 g/L), de l'extrait de bœuf (3 g/L) et de la gélatine (120 g/L). Des tubes à essai de milieu gélatineux ont été inoculés avec les mycéliums de *B. bassiana* et incubés à 28°C pendant quinze jours. Les tubes témoins ont été traités dans les mêmes conditions, mais sans inoculation avec l'isolat fongique. Pour confirmer que la liquéfaction de la gélatine est provoquée par la production de gélatinase dans les colonies fongiques, les tubes inoculés et non inoculés ont été réfrigérés à 4°C pendant 30 minutes. Les tubes gélatineux qui n'ont pas gelé à 4°C indiquent la décomposition de la gélatine (Elavarashi et *al.*, 2017 ; Doolotkeldieva et *al.*, 2019).

3.5.3. Production de lipase

L'activité de la lipase a été déterminée en utilisant un milieu nutritif contenant de l'huile d'olive comme substrat lipidique (Pignède et *al.*, 2000). Le milieu a été préparé en ajoutant 2 g d'huile d'olive à 0,01 g de rouge de phénol, 0,1 g de CaCl₂ 5H₂O et 2 g d'agar dans 100 ml d'eau distillée. Des boîtes de Pétri contenant le milieu lipidique ont été inoculées avec des disques de culture de *B. bassiana* et incubées à 37°C pendant 48 heures. Le diamètre du halo autour des colonies a été mesuré pour évaluer la production de lipase.

3.5.4. Production de chitinase

Selon la méthode de Kamala et Indira Devi (2011), l'isolat de *B. bassiana* a été testé pour la production de chitinase sur un milieu chitine-agar préparé avec 4,5 g de chitine colloïdale comme source de carbone, du glucose (5 g), du Na₂HPO₄ (3 g), du NH₄Cl (1 g), du NaCl (0,5 g), du CaCl₂ (0,1 g), du MgSO₄ (0,12 g) et de l'agar (20 g) trempé dans 1L d'eau distillée. Il a été complété par 0,15 g de pourpre de bromocrésol et le pH a été ajusté à 4,7. Des disques d'isolats fongiques ont été inoculés dans des plaques de milieu de culture, puis incubés à 25 °C pendant trois à cinq jours. Lorsque le pH augmente, la couleur jaune du milieu vire au violet. Cela est dû à la production de chitinase par *B. bassiana* et à la décomposition de la chitine en N-acétyl glucosamine. La production de chitinase a donc été évaluée sur la base de l'intensité de la couleur et du diamètre de la zone violette autour des colonies.

NB : Trois répétitions ont été effectuées pour chaque activité enzymatique étudiée.

4. Analyse statistique

Tout d'abord, les données de mortalité ont été corrigées pour la mortalité naturelle par la formule d'Abbott (1925). Elles ont ensuite été transformées en valeurs de pourcentage à racine carrée arcsine pour répondre au critère de normalité qui permet l'application de l'analyse de la variance (Sokal et Rohlf, 1981). Ensuite, une ANOVA à deux facteurs (dose et temps) a été réalisée. En cas de différences significatives, le test HSD de Tukey est appliqué pour construire des groupes homogènes de moyennes. Les données statistiques ont été analysées avec le logiciel R. Les valeurs létales et sublétales ont été estimées par analyse Probit (Finney, 1971).

EXPERIMENTATION

1. Etude entomologique
 - 1.1. Etude de l'Aphidifaune
 - 1.1.1. Relations trophiques
 - 1.1.2. Systématiques de quelques espèces aphidiennes
 - 1.2. Les ennemis naturels des pucerons
 - 1.2.1.1. Association tritrophiques
 - 1.2.1. Inventaire des hyménoptères parasitoïdes
 - 1.2.1.1 Systématique des parasitoïdes primaires
 - 1.2.4. Les prédateurs
2. Étude Mycologique
 - 2.1. Isolement des champignons associés à l'aphidifaune
 - 2.2.3. Évaluation de l'efficacité de *B. bassiana* contre *Aphis craccivora*
 - 2.2.4. Caractérisation enzymatique de *B. bassiana*

Chapitre IV Resultat

Ce chapitre comporte deux sections principales. La première est relative à l'entomofaune dans laquelle nous présentons les résultats de l'inventaire des espèces Aphidiennes collectées sur les différentes plantes hôtes dans divers habitats du nord-ouest de l'Algérie, ainsi que les différentes espèces prédatrices, et les hyménoptères parasitoïdes (primaires et secondaires). Nous démontrons également les associations bitrophiques et tritrophiques formées entre eux. La deuxième section décrit la flore mycologique associée aux pucerons et aux insectes dépendants du pathosystème plante hôte-aphide. Elle montre également l'importance du nouvel isolat de *Beauveria bassiana*, ainsi que ses propriétés enzymatiques et toxiques dans la lutte contre le puceron noir de la luzerne, *Aphis craccivora*, l'espèce la plus dominante dans cette étude et l'un des pucerons les plus répandus en Algérie, en particulier dans la famille des légumineuses

1 : Étude Entomologique

Chapitre IV : Résultats

1. Etude entomologique

1.1. Etude de l'Aphidifaune

Le tableau ci-dessous présente les résultats de l'étude de l'Aphidifaune sur les plantes hôtes dans divers habitats de la région du Nord-Ouest de l'Algérie (Tableau 3).

Tableau 3 : Liste systématique des espèces aphidiennes inventoriées dans le Nord-ouest algérien.

Sous-famille	Tribu	Genre	Especes
Aphidinae	Aphidini	<i>Aphis</i>	<i>Aphis aurantii</i>
			<i>Aphis gossypii</i>
			<i>Aphis craccivora</i>
			<i>Aphis fabae</i>
			<i>Aphis nasturtii</i>
			<i>Aphis solanella</i>
			<i>Aphis spiraecola</i>
			<i>Aphis ruborum</i>
			<i>Aphis verbasci</i>
			<i>Aphis hederæ</i>
			<i>Aphis euphorbiae</i>
			<i>Aphis frangulae</i>
			<i>Aphis neri</i>
			<i>Aphis pomi</i>
			<i>Aphis idaei</i>
			<i>Aphis illinoisensis</i>
			<i>Aphis craccae</i>
			<i>Aphis umbrellae</i>
			<i>Aphis ballotae</i>
			<i>Aphis rumicis</i>
	<i>Aphis cytisorum</i>		
	<i>Brachyunguis</i>	<i>Brachyunguis tamaricis</i>	
		<i>Brachyunguis harmalae</i>	
	<i>Hyalopterus</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	
	<i>Rhopalosiphum</i>	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	
		<i>Rhopalosiphum sp</i>	
		<i>Rhopalosiphum padi</i>	
	<i>Protaphis</i>	<i>Protaphis terricola</i>	
		<i>Protaphis sp</i>	
	<i>Schizaphis</i>	<i>Schizaphis graminum</i>	
	<i>Melanaphis</i>	<i>Melanaphis donacis</i>	
		<i>Acyrtosiphon</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>
			<i>Acyrtosiphon gossypii</i>
<i>Acyrtosiphon malvae</i>			
<i>Acyrtosiphon lactucae</i>			
<i>Capitophorus</i>		<i>Capitophorus elaeagni</i>	
<i>Myzus</i>		<i>Myzus persicae</i>	
<i>Cavariella</i>		<i>Cavariella aegopodii</i>	
		<i>Cavariella sp</i>	
<i>Dysaphis</i>		<i>Dysaphis crataegi</i>	
		<i>Dysaphis apiifolia</i>	
	<i>Dysaphis sp</i>		

	Macrosiphini	<i>Sitobion</i>	<i>Sitobion avenae</i>
			<i>Sitobion fragariae</i>
		<i>Brachycaudus</i>	<i>Brachycaudus cardui</i>
			<i>Brachycaudus helichrysi</i>
		<i>Uroleucon</i>	<i>Uroleucon sp</i>
			<i>Uroleucon picridis</i>
			<i>Uroleucon sonchi</i>
		<i>Macrosiphoniella</i>	<i>Macrosiphoniella sanborni</i>
		<i>Hyperomyzus</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>
		<i>Metopolophium</i>	<i>Metopolophium dirhodum</i>
<i>Aulacorthum</i>	<i>Aulacorthum solani</i>		
<i>Macrosiphum</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>		
<i>Hyadaphis</i>	<i>Hyadaphis foeniculi</i>		
Calaphidinae	Panaphidini	<i>Therioaphis</i>	<i>Therioaphis trifolii</i>
		<i>Hoplocallis</i>	<i>Hoplocallis picta</i>
	Pemphigini	<i>Pemphigus</i>	<i>Pemphigus sp1</i>
			<i>Pemphigus sp 2</i>
	Fordini	<i>Forda</i>	<i>Forda formicaria</i>
			<i>Forda sp</i>
<i>Geoica</i>	<i>Geoica utricularia</i>		
Chaitophorinae	Siphini	<i>Sipha</i>	<i>Sipha maydis</i>
	Chaitophorini	<i>Chaitophorus</i>	<i>Chaitophorus sp</i>
			<i>Chaitophorus populeti</i>
			<i>Chaitophorus populiabae</i>
Greenideinae	Greenideini	<i>Greenidea</i>	<i>Greenidea ficicola</i>
Lachninae	Lachnini	<i>Pterochloroides</i>	<i>Pterochloroides persicae</i>
	Eulachnini	<i>Cinara</i>	<i>Cinara tujafilina</i>
			<i>Cinara apini</i>
Thelaxinae	Thelaxini	<i>Thelaxes</i>	<i>Thelaxes suberi</i>
			<i>Thelaxes dryophila</i>

L'examen des échantillons collectés sur diverses plantes dans différents environnements agro-écologiques a permis d'établir une liste systématique de 72 espèces de pucerons répartis sur 145 espèces de plantes hôtes. Tous les pucerons identifiés dans cette étude appartiennent à la famille des Aphididae représentant six sous-familles : Aphidinae, Calaphidinae, Chaitophorinae, Greenideinae, Lachninae, Thelaxinae (Tableau 3 ; Figure 32) ; et 11 tribus (Aphidini, Macrosiphini, Panaphidini, Pemphigini, Fordini, Siphini, Chaitophorini, Greenideini, Lachnini, Eulachnini, Thelaxini) et 32 genres (Tableau 3).

La sous-famille des Aphidinae est la plus abondante (77.78 %), avec 56 espèces secondée par les Calaphidinae (8.33 %) avec 6 espèces. Les Chaitophorinae avec 4 espèces réalisent un pourcentage de 5.56%. Les Lachninae, Thelaxinae, renferment principalement les espèces colonisant les arbres forestiers, sont respectivement représentées par trois espèces (4.17 %) et deux espèces (2.78 %). Les moins représentées sont les Greenideinae avec une seule espèce (*Greenidea ficicola*) qui a été signalée pour la première fois sur le figuier (*Ficus carica*) dans la région de Mascara.

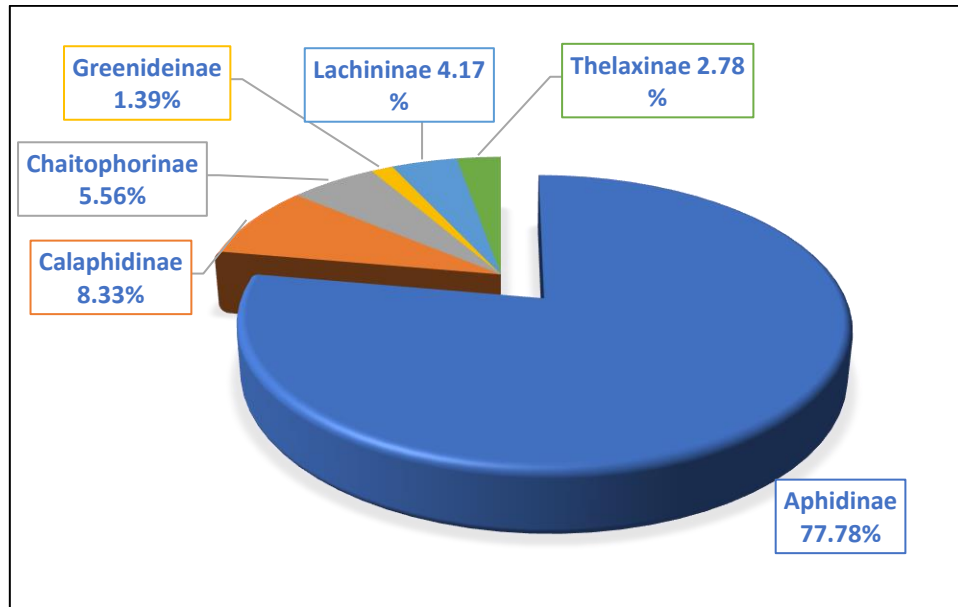


Figure 32 : Répartition des espèces Aphidiennes recensées selon les sous familles.

À propos de la répartition des espèces selon les tribus, (Tableau 3, Figure 33), les Aphidini et les Macrosiphini sont quantitativement les plus dominantes du peuplement aphidien avec 43.06 % et 33.33 % respectivement. Elles sont suivies par les Fordini et les Chaitophorini, chacune avec 3 espèces. Les Eulachnini, Greenideini, Lachnini, Panaphidini, Pemphigini, Siphini et Thelaxini sont les moins représentés.

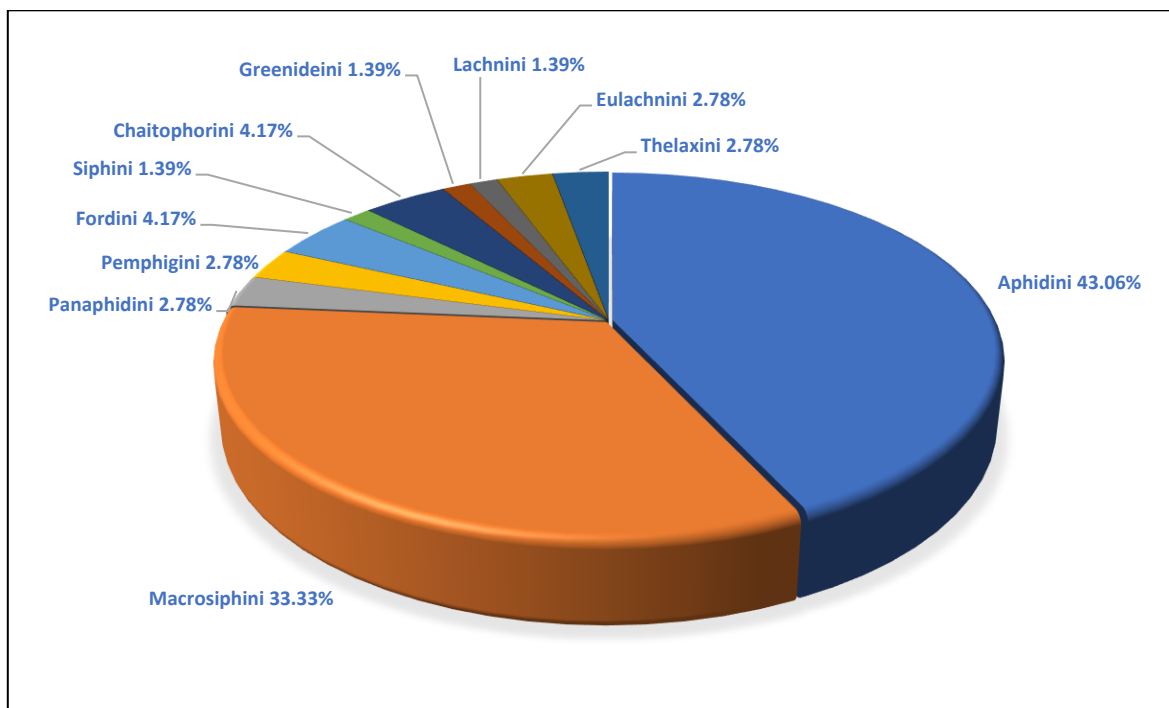


Figure 33 : Taux de Répartition des espèces Aphidiennes recensées selon les tribus

respectivement des taux de 20.83% et 23.61%. Les espèces spécialistes sont les plus représentées avec 47.22%.

Ces résultats dévoilent que les espèces du genre *Aphis* (*A. craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *A. solanella*, *A. spiraeicola*) sont les plus polyphages. Ainsi *Aphis craccivora* semble le plus important avec 28 plantes hôtes réparties et 15 familles botanique, avec une préférence pour les Fabaceae. Il est secondé par *Aphis gossypii* (15 plantes hôtes ; 14 familles botanique), *Aphis spiraeicola* (13 plantes hôtes ; 10 familles botanique) et *Aphis fabae* (11 plantes hôtes ; 8 familles botanique). Dans la même catégorie, l'espèce *Macrosiphum euphorbiae* (la seule représentante de ce genre) a montré une capacité de se développer sur une gamme de 8 espèces hôtes appartenant à sept familles botaniques.

Tableau 4 : Disponibilité des espèces aphidiennes selon leur degré de Phytophagie

Espèce Aphidienne	Nombre de famille	Groupe de Phytophagie
<i>Aphis ballotae</i>	1	Espèces spécialistes (avec une seule espèce hôte)
<i>Aphis craccae</i>	1	
<i>Aphis cytisorum</i>	1	
<i>Aphis euphorbiae</i>	1	
<i>Aphis idaei</i>	1	
<i>Aphis illinoisensis</i>	1	
<i>Aphis ruborum</i>	1	
<i>Aphis verbasci</i>	1	
<i>Pemphigus sp 1</i>	1	
<i>Aulacorthum solani</i>	1	
<i>Brachyunguis harmalae</i>	1	
<i>Brachyunguis tamaricis</i>	1	
<i>Capitophorus elaeagni</i>	1	
<i>Cavariella aegopodii</i>	1	
<i>Cavariella sp</i>	1	
<i>Chaitophorus populeti</i>	1	
<i>Chaitophorus populialbae</i>	1	
<i>Cinara apini</i>	1	
<i>Cinara tujafilina</i>	1	
<i>Dysaphis sp</i>	1	
<i>Forda formicaria</i>	1	
<i>Forda sp</i>	1	
<i>Geoica utricularia</i>	1	
<i>Hoplocallis picta</i>	1	
<i>Hyadaphis foeniculi</i>	1	
<i>Melanaphis donacis</i>	1	

<i>Pemphigus sp 2</i>	1	
<i>Protaphis sp</i>	1	
<i>Protaphis terricola</i>	1	
<i>Sitobion avenae</i>	1	
<i>Sitobion fragariae</i>	1	
<i>Thelaxes dryophila</i>	1	
<i>Thelaxes suberi</i>	1	
<i>Uroleucon sp</i>	1	
<i>Aphis hedera</i>	1	Espèces oligophages (1 seule famille botaniques)
<i>Aphis pomi</i>	1	
<i>Aphis umbrella</i>	1	
<i>Brachycaudus cardui</i>	1	
<i>Dysaphis apiifolia</i>	1	
<i>Dysaphis crataegi</i>	1	
<i>Greenidea ficicola</i>	1	
<i>Hyalopterus pruni</i>	1	
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	
<i>Pterochloroides persicae</i>	1	
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	1	
<i>Rhopalosiphum padi</i>	1	
<i>Schizaphis graminum</i>	1	
<i>Sipha maydis</i>	1	
<i>Therioaphis trifolii</i>	1	
<i>Uroleucon picridis</i>	1	
<i>Uroleucon sonchi</i>	1	
<i>Acyrtosiphon gossypii</i>	3	Espèces intermédiaires (Entre 2 et 4 familles botaniques)
<i>Acyrtosiphon lactucae</i>	2	
<i>Acyrtosiphon malvae</i>	2	
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	2	
<i>Aphis aurantii</i>	3	
<i>Aphis frangulae</i>	3	
<i>Aphis nasturtii</i>	3	
<i>Aphis nerii</i>	2	
<i>Aphis rumicis</i>	2	
<i>Brachycaudus helichrysi</i>	2	
<i>Chaitophorus sp</i>	2	
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	3	
<i>Metopolophium dirhodum</i>	3	
<i>Myzus persicae</i>	2	
<i>Rhopalosiphum sp</i>	2	
<i>Aphis craccivora</i>	15	

<i>Aphis fabae</i>	9	Espèces polyphages (Plus de cinq familles botaniques)
<i>Aphis gossypii</i>	14	
<i>Aphis solanella</i>	9	
<i>Aphis spiraecola</i>	6	
<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	7	

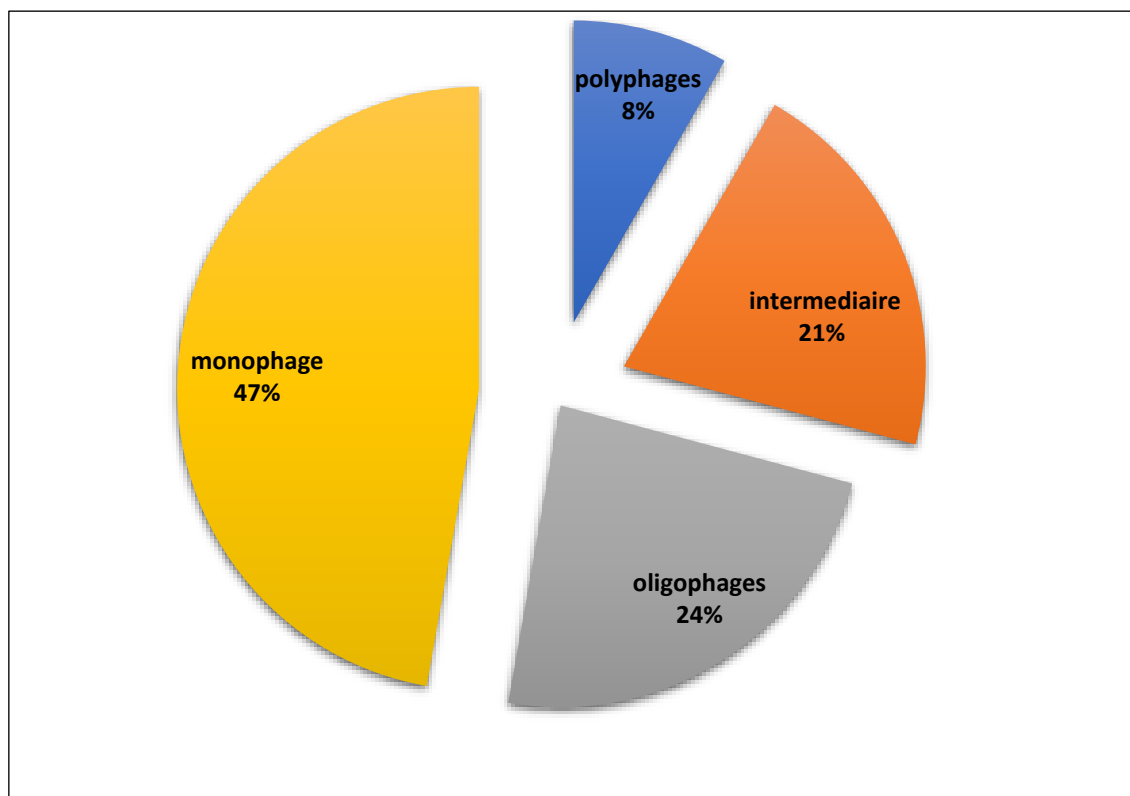


Figure 35 : Répartition des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagie.

De nombreuses espèces intermédiaires sont considérées comme espèces polyphages comme il est mentionnées dans tableau (4), (Figure 35), mais probablement à un degré moindre. Ces espèces ont été décelées sur deux à quatre familles botaniques, la plus importante étant *Myzus persicae*. Un autre ravageur des vergers de pruniers, en l'occurrence *Brachycaudus helichrysi*, a été rencontré sur trois hôtes appartenant à trois familles botaniques. Les espèces colonisant une seule famille de plantes hôte sont regroupées dans la catégorie oligophages (Tableau 4 ; Figure 35).

1.1.1.2. Interactions bi-trophiques (puceron- plante hôte)

Cette étude a fait ressortir un total de 203 relations bi-trophiques, établies entre les pucerons et leurs plantes hôtes (Tableau 5 ; Figure 36). Les 72 espèces d'aphides ont pu s'installer sur 145 espèces végétales différentes appartenant à 43 familles botaniques.

Avec 31 espèces végétales, les Astéracées sont les plus colonisées par les pucerons (13.57 %). Généralement sont des plantes spontanées répandues dans les zones agricoles, naturelles ou des plantes ornementales. Cette famille ne comprend qu'une seule plante cultivée, la laitue (*Lactuca sativa*), avec ses deux principaux pucerons, *Acyrtosiphon lactucae* et *Hyperomyzus lactucae*.

Tableau 5 : Inventaire des Aphides de divers habitats prospectés dans le nord-ouest de l'Algérie

Espèce aphidienne	Famille botanique	Plante hôte
<i>Acyrtosiphon gossypii</i>	Convolvulaceae	<i>Convolvulus althaeoides</i>
	Fabaceae	<i>Melilotus sp</i>
	Malvaceae	<i>Malva sp</i>
<i>Acyrtosiphon lactucae</i>	Asteraceae	<i>Lactuca sativa</i>
	Malvaceae	<i>Malva sp</i>
<i>Acyrtosiphon malvae</i>	Asteraceae	<i>Sonchus sp</i>
		<i>Senecio sp</i>
	Solanaceae	<i>Solanum tuberosum</i>
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	Fabaceae	<i>Melilotus arvensis</i>
		<i>Melilotus indicus</i>
		<i>Pisum sativum</i>
	Solanaceae	<i>Solanum lycopersicum</i>
<i>Aphis aurantii</i>	Moraceae	<i>Ficus retusa</i>
	Tamaricaceae	<i>Tamarix sp</i>
	Solanaceae	<i>Cestrum nocturnum</i>
<i>Aphis ballotae</i>	Lamiaceae	<i>Marrubium vulgare</i>
<i>Aphis cracca</i>	Fabaceae	<i>Vicia cracca</i>
<i>Aphis craccivora</i>		<i>Melilotus sp</i>
		<i>Melilotus arvensis</i>
		<i>Melilotus indicus</i>
		<i>Astragalus sp</i>
		<i>Lotus creticus</i>
		<i>Trigonella foenum-graecum</i>
		<i>Sophora japonica</i>
		<i>Ceratonia siliqua</i>
		<i>Cicer arietinum</i>
<i>Robinia pseudacacia</i>		
Solanaceae	<i>Solanum nigrum</i>	
Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i>	

	Asteraceae	<i>Erigeron sp</i>
	Malvaceae	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>
	Polygonaceae	<i>Emex spinosa</i>
	Euphorbiaceae	<i>Mercurialis annua</i>
	Zygophyllaceae	<i>Fagonia cretica</i>
		<i>Tribulus terrestris</i>
	Apiaceae	<i>Foeniculum officinale</i>
	Oxalidaceae	<i>Oxalis pes-caprae</i>
	Amaranthaceae	<i>Chenopodium sp</i>
	Brassicaceae	<i>Capsella bursa-pastoris</i>
		<i>Raphanus sp</i>
	Liliaceae	<i>Chlorophytum comosum</i>
	Aizoaceae	<i>Carpobrotus edulis</i>
	Sterculiaceae	<i>Brachychiton populneum</i>
	Araliaceae	<i>Schefflera arboriola</i>
<i>Aphis cytisorum</i>	Fabaceae	<i>Retama monosperma</i>
<i>Aphis euphorbiae</i>	Euphorbiaceae	<i>Euphorbia sp</i>
<i>Aphis fabae</i>	Caryophyllaceae	<i>Vaccaria hispanica</i>
	Solanaceae	<i>Solanum lycopersicum</i>
	Asteraceae	<i>Calendula arvensis</i>
		<i>Chrysanthemum coronarium</i>
	Urticaceae	<i>Urtica urens</i>
	Malvaceae	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>
		<i>Malva sp</i>
	Apiaceae	<i>Torilis nodosa</i>
	Pittosporaceae	<i>Pittosporum tobira</i>
		<i>Vicia faba</i>
	Fabaceae	<i>Lens culinaris</i>
		<i>Ceratonia siliqua</i>
	Fumariaceae	<i>Fumaria capreolata</i>
<i>Aphis frangulae</i>	Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i>
	Lamiaceae	<i>Mentha pulegium</i>
	Amaranthaceae	<i>Amaranthus blitoides</i>
<i>Aphis gossypii</i>	Lamiaceae	<i>Mentha viridis</i>
	Rosaceae	<i>Eriobotrya japonica</i>
		<i>Rubus ulmifolius</i>
	Asteraceae	<i>Gazania sp.</i>
		<i>Chrysanthemum sp</i>
	Brassicaceae	<i>Capsella bursa-pastoris</i>
	Moraceae	<i>Ficus carica</i>
	Meliaceae	<i>Melia azedarach</i>
	Anacardiaceae	<i>Pistacia sp</i>
	Poaceae	<i>Phalaris sp</i>
	Solanaceae	<i>Capsicum annuum</i>
	Caryophyllaceae	<i>Stellaria media L</i>
	Myoporaceae	<i>Myoporum laetum</i>
	Fabaceae	<i>Ceratonia siliqua</i>

	Amaranthaceae	<i>Amaranthus sp</i>
<i>Aphis hedera</i>	Araliaceae	<i>Schefflera arboriola</i>
		<i>Hedera helix</i>
<i>Aphis idaei</i>	Rosaceae	<i>Rubus idaeus</i>
<i>Aphis illinoisensis</i>	Vitaceae	<i>Vitis vinifera</i>
<i>Aphis nasturtii</i>	Solanaceae	<i>Lycium shawii</i>
	Polygonaceae	<i>Polygonum aviculare</i>
	Rhamnaceae	<i>Ziziphus lotus</i>
<i>Aphis nerii</i>	Crassulaceae	<i>Kalanchoe daigremontiana</i>
	Apocynoideae	<i>Nerium oleander</i>
<i>Aphis pomi</i>	Rosaceae	<i>Cydonia oblonga</i>
		<i>Pyrus communis</i>
<i>Aphis ruborum</i>	Rosaceae	<i>Rubus ulmifolius</i>
<i>Aphis rumicis</i>	Polygonaceae	<i>Rumex sp</i>
	Amaranthaceae	<i>Chenopodium sp</i>
<i>Aphis solanella</i>	Asteraceae	<i>Onopordon sp</i>
	Solanaceae	<i>Lycium shawii</i>
		<i>Solanum melongena</i>
	Apiaceae	<i>Scandix pecten-veneris</i>
	Malvaceae	<i>Malva sp</i>
	Lythracées	<i>Punica granatum</i>
	Meliaceae	<i>Melia azedarach</i>
	Solanaceae	<i>Lycium shawii</i>
		<i>Cestrum nocturnum</i>
	Apiaceae	<i>Petroselinum crispum</i>
		<i>Torilis nodosa</i>
Vitaceae	<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	
<i>Aphis spiraecola</i>	Rutaceae	<i>Citrus aurantium</i>
		<i>Citrus limon</i>
		<i>Silybum marianum</i>
	Asteraceae	<i>Gnaphalium uliginosum</i>
		<i>Cirsium sp</i>
	Cucurbitaceae	<i>Cucumis melo</i>
		<i>Cucurbita pepo</i>
	Caprifoliaceae	<i>Lonicera implexa</i>
Primulaceae	<i>Anagallis arvensis</i>	
Lythracées	<i>Punica granatum</i>	
<i>Aphis umbrella</i>	Malvaceae	<i>Malva sp</i>
		<i>Malva sylvestris</i>
<i>Aphis verbasci</i>	Scrophulariaceae	<i>Verbascum sinuatum</i>
<i>Pemphigus sp 1</i>	Anacardiaceae	<i>Pistacia lentiscus</i>
<i>Aulacorthum solani</i>	Brassicaceae	<i>Raphanus sp</i>
<i>Brachycaudus cardui</i>	Asteraceae	<i>Cirsium acarna</i>
		<i>Anacyclus clavatus</i>
		<i>Gazania linearis</i>
<i>Brachycaudus helichrysi</i>	Rosaceae	<i>Prunus persica</i>
	Polygonaceae	<i>Emex spinosa</i>

<i>Brachyunguis harmalae</i>	Zygophyllaceae	<i>Fagonia cretica</i>
<i>Brachyunguis tamaricis</i>	Tamaricaceae	<i>Tamarix sp</i>
<i>Capitophorus elaeagni</i>	Asteraceae	<i>Silybum marianum</i>
<i>Cavariella aegopodii</i>	Apiaceae	<i>Scandix pecten-veneris</i>
<i>Cavariella sp</i>	Resedaceae	<i>Reseda lutea</i>
<i>Chaitophorus populeti</i>	Salicaceae	<i>Populus alba</i>
<i>Chaitophorus populialbae</i>	Salicaceae	<i>Populus alba</i>
<i>Chaitophorus sp</i>	Salicaceae	<i>Populus alba</i>
	Asteraceae	<i>Cirsium sp</i>
<i>Cinara apini</i>	Pinaceae	<i>Pinus halepensis</i>
<i>Cinara tujafilina</i>	Cupressaceae	<i>Juniperus oxycedrus</i>
<i>Dysaphis apiifolia</i>	Apiaceae	<i>Daucus carota</i>
		<i>Torilis nodosa</i>
<i>Dysaphis crataegi</i>	Apiaceae	<i>Daucus carota subsp. sativus</i>
		<i>Scandix pecten-veneris</i>
<i>Dysaphis sp</i>	Scrophulariaceae	<i>Linaria sp</i>
<i>Forda formicaria</i>	Poaceae	<i>Hordeum vulgare</i>
<i>Forda sp</i>	Poaceae	<i>Hordeum vulgare</i>
<i>Geoica utricularia</i>	Poaceae	<i>Bromus sp</i>
<i>Greenidea ficicola</i>	Moraceae	<i>Ficus retusa</i>
		<i>Ficus carica</i>
<i>Hoplocallis picta</i>	Fagaceae	<i>Quercus ilex L</i>
<i>Hyadaphis foeniculi</i>	Apiaceae	<i>Daucus carota</i>
<i>Hyalopterus pruni</i>	Rosaceae	<i>Prunus persica</i>
		<i>Prunus dulcis</i>
		<i>Prunus armeniaca</i>
		<i>Prunus domestica</i>
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	Asteraceae	<i>Sonchus arvensis</i>
		<i>Lactuca sativa</i>
<i>Macrosiphoniella sanborni</i>	Asteraceae	<i>Chrysanthemum sp</i>
	Oxalidaceae	<i>Oxalis pes caprae</i>
	Solanaceae	<i>Lycium sp</i>
		<i>Withania frutescens</i>
<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	Cucurbitaceae	<i>Bryonia dioica</i>
	Asteraceae	<i>Chrysanthemum coronarium</i>
	Polygonaceae	<i>Emex sp</i>
	Scrophulariaceae	<i>Linaria sp</i>
	Crassulaceae	<i>Kalanchoe sp</i>
<i>Melanaphis donacis</i>	Poaceae	<i>Phragmites sp</i>
<i>Metopolophium dirhodum</i>	Poaceae	<i>Avena sp</i>
	Solanaceae	<i>Salpichroa rhomboidea</i>
	Zygophyllaceae	<i>Fagonia cretica</i>
<i>Myzus persicae</i>	Brassicaceae	<i>Sinapis sp</i>
		<i>Diplotaxis sp</i>
		<i>Raphanus raphanistrum</i>
	Rosaceae	<i>Mespilus germanica</i>
		<i>Prunus persica</i>

<i>Pemphigus sp 2</i>	Poaceae	<i>Avena sativa</i>
<i>Protaphis sp</i>	Asteraceae	<i>Erigeron sp</i>
<i>Protaphis terricola</i>	Asteraceae	<i>Anacyclus clavatus</i>
<i>Pterochloroides persicae</i>	Rosaceae	<i>Cydonia oblonga</i>
		<i>Prunus cerasifera</i>
		<i>Sorghum bicolor</i>
		<i>Zea mays</i>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	Poaceae	<i>Arundo donax</i>
		<i>Hordeum vulgare</i>
		<i>Agrostis stolonifera</i>
		<i>Avena sativa</i>
<i>Rhopalosiphum padi</i>	Poaceae	<i>Hordeum murinum</i>
		<i>Avena sativa</i>
		<i>Hordeum vulgare</i>
<i>Rhopalosiphum sp</i>	Malvaceae	<i>Hibiscus rosasinensis</i>
	Asteraceae	<i>Gnaphalium sp</i>
<i>Schizaphis graminum</i>	Poaceae	<i>Sorghum bicolor</i>
<i>Sipha maydis</i>	Poaceae	<i>Lolium perenne</i>
		<i>Avena fatua</i>
		<i>Sorghum bicolor</i>
		<i>Cynodon dactylon</i>
<i>Sitobion avenae</i>	Poaceae	<i>Bromus sp</i>
<i>Sitobion fragariae</i>	Poaceae	<i>Agrostis sp</i>
<i>Thelexes dryophila</i>	Fagaceae	<i>Quercus sp</i>
<i>Thelexes suberi</i>	Fagaceae	<i>Quercus coccifera</i>
<i>Therioaphis trifolii</i>	Fabaceae	<i>Melilotus sp</i>
		<i>Melilotus indicus</i>
<i>Uroleucon picridis</i>	Asteraceae	<i>Chondrilla juncea</i>
		<i>Echinops sp</i>
<i>Uroleucon sonchi</i>	Asteraceae	<i>Sonchus oleraceus</i>
		<i>Lactuca virosa</i>
<i>Uroleucon sp</i>	Asteraceae	<i>Centaurea solstitialis</i>

Dans notre région d'étude, particulièrement, dans la wilaya de Mascara, la famille des Poaceae est caractérisée par une grande diversité, comprenant des plantes stratégiques cultivées telles que l'orge, l'avoine, le blé, le maïs et le sorgho, ainsi que les graminées adventices de ces cultures. 13 espèces aphidiennes (9.29 %) semblent inféodées aux Poaceae, en particulier les genres *Rhopalosiphum*, *Sitobion*, *Schizaphis* et *Sipha*.

Les Fabaceae sont associée à huit espèces de pucerons (5,73%), en particulier celles du genre *Aphis*. Cette famille renferme 15 espèces de plantes hôte de diverses légumineuses cultivées (*Vicia faba*, *Pisum sativum*, *Lens culinaris*, *Cicer arietinum*), de légumineuses

herbacées spontanées (*Melilotus*, *Medicago*, *Vicia*, *Astragalus*) et d'arbres d'ornement (*Robinia pseudacacia*, *Ceratonia siliqua* et *Sophora japonica*).

Chacune des familles des Apiaceae et des Malvaceae abrite sept espèces d'aphides soit 5.00% de la faune aphidienne dénombrée. Les Apiaceae comprennent cinq espèces végétales, dont la plupart sont des plantes sauvages et qui sont des hôtes secondaires pour les pucerons *Dysaphis apiifolia*, *Dysaphis crataegi*, *Hyadaphis foeniculi* et *Cavariella aegopodii*. Tandis que les Malvaceae ne comprennent que trois espèces végétales.

Outre l'importance des familles précédentes dans cette étude, la famille des Solanacées représente un taux significatif d'interaction avec les populations aphidiennes. Elle est sujette d'attaque de neuf espèces d'aphides de quatre genres (*Aphis*, *Acyrtosiphon*, *Myzus* et *Macrosiphum*). Ces pucerons ont été trouvés sur dix espèces de plantes différentes, principalement les légumes cultivés et leurs cortège adventice dans les plaines agricoles et les serres, comme les champs de tomate, la pomme de terre et de poivron. Ils ont été détectés également sur les arbustes tels que *Lycium shawii*, *Cestrum nocturnum* et *Withania frutescens*.

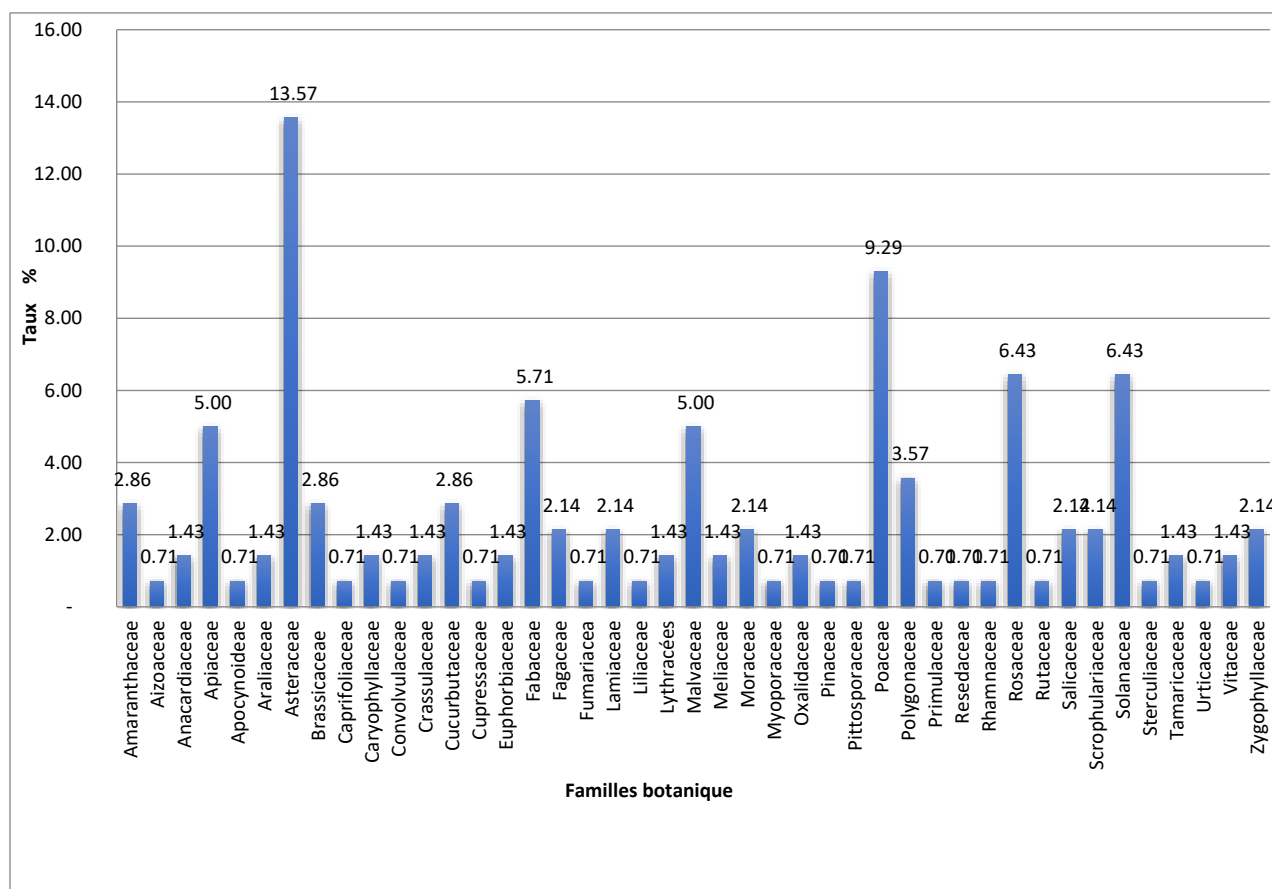


Figure 36 : Interactions entre les espèces de pucerons – familles botaniques

La dernière famille examinée de manière significative dans la région d'étude est celle des Rosacées. Elle comprend des dizaines d'espèces d'arbres fruitiers d'une importance économique. Les études réalisées ont permis d'identifier neuf espèces de pucerons (6.43%). Parmi les plus importantes, *Brachycaudus helichrysi*, *Hyalopterus pruni* et *Pterochloroides persicae* ont été collectées sur différents arbres du genre *Prunus*, l'hôte principal de ces pucerons.

Comme le dévoilent le tableau 5 et la figure 36, les interactions bi-trophiques entre les pucerons et les autres familles botaniques varient de 0,71 % à 3,71 %. Ces faibles pourcentages obtenus étant associés au nombre d'espèces de plantes hôtes et de pucerons recensés. Parmi ces familles, il y a celles qui comprennent les arbres forestiers tels que les Coniferae, dont le genévrier (*Juniperus oxycedrus*), hôte de *Cinara tujafilina*, et le Pin d'Alep (*Pinus halepensis*), hôte de *Cinara apini*.

Les résultats obtenus pour les Salicaceae se caractérisent par une colonisation remarquable de ses arbres appartenant au genre *Populus* par les pucerons du genre *Chaitophorus*. Nous avons également pu identifier trois espèces de pucerons associées aux chênes du genre *Quercus* de la famille des Fagaceae. L'espèce *Hoplocallis picta* a été trouvée sur *Quercus ilex*, tandis que *Thelaxes dryophila* et *Thelaxes suberi* ont été identifiées sur *Quercus coccifera*.

1.1.1.3. Abondance de l'Aphidifaune examinée dans la région du Nord-Ouest Algérie

La richesse totale des espèces aphidiennes recensées sur l'ensemble des habitats de la région d'étude est de 72 espèces réparties sur 145 espèces végétales appartenant à 44 familles botaniques. Ces plantes sont représentées par 72 espèces cultivées de divers légumes, céréales, légumineuses, arbres fruitiers, plantes ornementales et arbres forestiers, tandis que les 73 restantes sont des espèces adventices associées aux cultures ou qu'elles soient répandues dans les milieux naturels.

Tableau 6 : Abondance des espèces de pucerons recensées selon les cultures dans la région d'étude

Habitat	Cultures maraîchères	Grandes cultures	arboriculture fruitière / viticulture	Horticulture/ arbres ornemental	Essences forestières	Adventices
Espèce aphidienne						
<i>Aphis aurantii</i>				X	X	
<i>Aphis gossypii</i>	X		X	X	X	X

<i>Aphis craccivora</i>	X	X	X	X		X
<i>Aphis fabae</i>	X	X	X	X		X
<i>Aphis nasturtii</i>					X	X
<i>Aphis solanella</i>	X		X	X	X	X
<i>Aphis spiraeicola</i>	X		X	X		X
<i>Aphis ruborum</i>			X			
<i>Aphis verbasci</i>						X
<i>Aphis hederæ</i>				X		
<i>Aphis euphorbiae</i>						X
<i>Aphis frangulae</i>	X					X
<i>Aphis nerii</i>				X		
<i>Aphis pomi</i>			X			
<i>Aphis idaei</i>			X			
<i>Aphis illinoisensis</i>			X			
<i>Aphis craccae</i>						X
<i>Aphis umbrellae</i>						X
<i>Aphis ballotae</i>						X
<i>Aphis rumicis</i>						X
<i>Aphis cytisorum</i>					X	
<i>Brachyunguis tamaricis</i>					X	
<i>Brachyunguis harmalae</i>						X
<i>Rhopalosiphum maidis</i>		X			X	X
<i>Rhopalosiphum sp</i>				X		X
<i>Rhopalosiphum padi</i>		X				X
<i>Protaphis terricola</i>						X
<i>Protaphis sp</i>						X
<i>Schizaphis graminum</i>		X				
<i>Melanaphis donacis</i>					X	
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	X	X				X
<i>Acyrtosiphon gossypii</i>						X
<i>Acyrtosiphon malvae</i>	X					X
<i>Acyrtosiphon lactucae</i>	X					X
<i>Capitophorus elaeagni</i>						X
<i>Myzus persicae</i>			X			X
<i>Cavariella aegopodii</i>						X
<i>Cavariella sp</i>						X
<i>Dysaphis crataegi</i>	X					
<i>Dysaphis apiifolia</i>						X
<i>Dysaphis sp</i>						X
<i>Sitobion avenae</i>						X
<i>Sitobion fragariae</i>						X
<i>Brachycaudus cardui</i>				X		X
<i>Brachycaudus helichrysi</i>			X			
<i>Uroleucon sp</i>						X
<i>Uroleucon picridis</i>						X

<i>Uroleucon sonchi</i>			X			X
<i>Macrosiphoniella sanborni</i>				X	X	X
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	X					X
<i>Metopolophium dirhodum</i>						X
<i>Aulacorthum solani</i>						X
<i>Macrosiphum euphorbiae</i>				X		X
<i>Hyalopterus pruni</i>			X			
<i>Hyadaphis foeniculi</i>						X
<i>Therioaphis trifolii</i>						X
<i>Hoplocallis picta</i>					X	
<i>Pemphigus sp 1</i>					X	
<i>Pemphigus sp 2</i>		X				
<i>Forda formicaria</i>		X				
<i>Forda sp</i>		X				X
<i>Geoica utricularia</i>						X
<i>Sipha maydis</i>		X				X
<i>Chaitophorus sp</i>					X	X
<i>Chaitophorus populeti</i>					X	
<i>Chaitophorus populiabae</i>					X	
<i>Greenidea ficicola</i>			X	X		
<i>Pterochloroides persicae</i>			X			
<i>Cinara tujafilina</i>					X	
<i>Cinara apini</i>					X	
<i>Thelaxes suberi</i>					X	
<i>Thelaxes dryophila</i>					X	
Richesse totale : 72 espèces	11	10	14	13	18	47

La majorité des espèces aphidiennes (47 espèces) ont été repérées sur les adventices. Sur les essences forestières, 18 espèces d'aphide ont été mises en évidence. Tandis que les espèces arboricoles et horticoles ont été colonisées par 14 espèces de pucerons. Enfin 11 espèces aphidiennes ont été recensées sur les cultures maraîchères et 10 espèces sur les grandes cultures. Les différentes valeurs de l'abondance spécifique aphidienne sont résumées dans le tableau 6.

1.1.2. Systématiques de quelques espèces aphidiennes

Cette section, s'appuie sur les observations des caractéristiques morphologiques simples des pucerons, telles que la couleur, la forme et la taille, qui peuvent souvent être observées à l'aide d'une loupe binoculaire. La détermination spécifique, notamment celles des espèces difficiles à identifier, grâce aux montages des différentes parties du corps et à un examen minutieux de leurs diverses particularités microscopiques.

1.1.2.1. Tribu des Aphidini

- *Aphis aurantii*

Les aptères adultes d'*Aphis aurantii* ont un corps rond, d'une couleur noir brillant, ils ont un corps d'une longueur d'environ 2 mm (Figure 37 A). Front légèrement sinué avec des antennes relativement courtes qui sont rayées de noir et de blanc (Figure 37 B). Cauda digitée noire et arrondie à l'apex, les cornicules sont également noires avec collerettes (Figure 37 B, C).

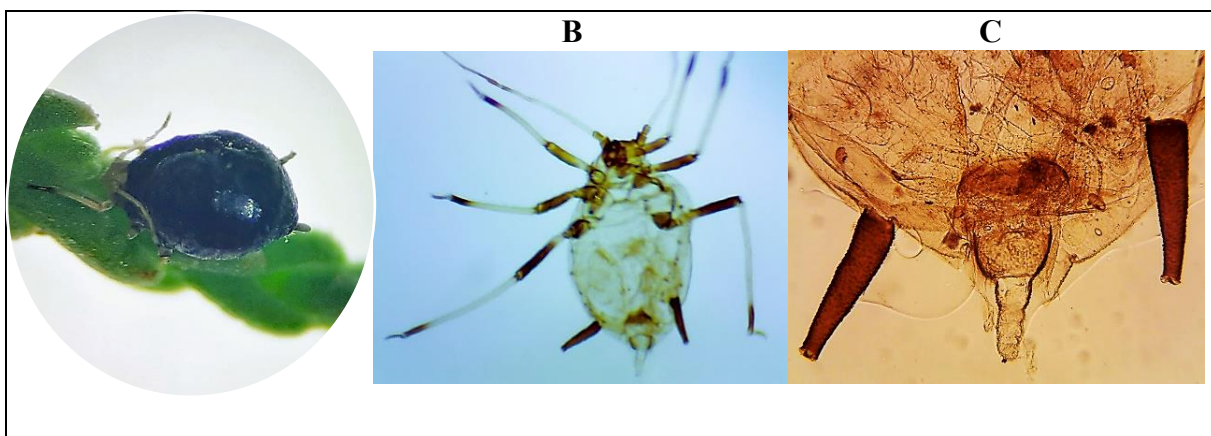


Figure 37 : Systématique de l'espèce *Aphis aurantii* : A- aptère avant le montage (Grx 40), B- aptère après le montage (Grx 50) montre le front, les pattes, les cornicules et la cauda, C-cauda et cornicules (Grx 100) (Photos originales).

- *Aphis cracca*

Les aptères adultes d'*Aphis cracca* mesurent de 1,9 à 2,8 mm. Ils ont un corps recouvert d'une couche épaisse de poudre de cire grise (Figure 38 A). Front légèrement sinué avec tubercules frontaux distincts et un nombre de soies (Figure 38 B, C), les antennes sont rayées de noir et de blanc et qui sont à peu près de la même longueur que le corps, ils contiennent également des petits poils (Figure 38 B, D). Cornicules et cauda sont noires et courtes (Figure 38 E).

- *Aphis craccivora*

Les aptères de l'*Aphis craccivora* sont brun foncé avec une plaque sclérifiée noire très solide et brillante qui s'étend du métanotum au tergite abdominal (Figure 39 A, D). Front plat ou légèrement sinué et les antennes sont bruns à l'extrémité de chaque article et ils ont la moitié de la longueur du corps (Figure 39 C, E). Le tibia et le fémur des pattes des aptères sont pâles avec des extrémités noires (Figure 39 A, C). Cornicules droites et noires, cauda pointue noire

et portant de 4 à 9 soies (Blackman et Eastop, 1994). Les ailés sont noirs et des bandes spinopleurales et des sclérites marginaux circulaires sont présents sur toute la face dorsale de l'abdomen (Figure 39 B).

-Aphis fabae

L'adulte aptère de l'*Aphis fabae* possède un corps trapu de 1,2 à 2,9 mm de long, sa couleur va du noir mat au brun très foncé, avec parfois une teinte verdâtre prononcée, les segments I et VII de l'abdomen ont des tubercules latéraux. Les nymphes sont caractérisées par la présence de trois paires de taches blanches cireuses sur l'abdomen (Figure 40 A, B). Front plat ou légèrement sinué avec tubercules frontaux distincts (Figure 40 D). Les antennes sont courtes pâles avec un fouet sombre (Figure 40 E).

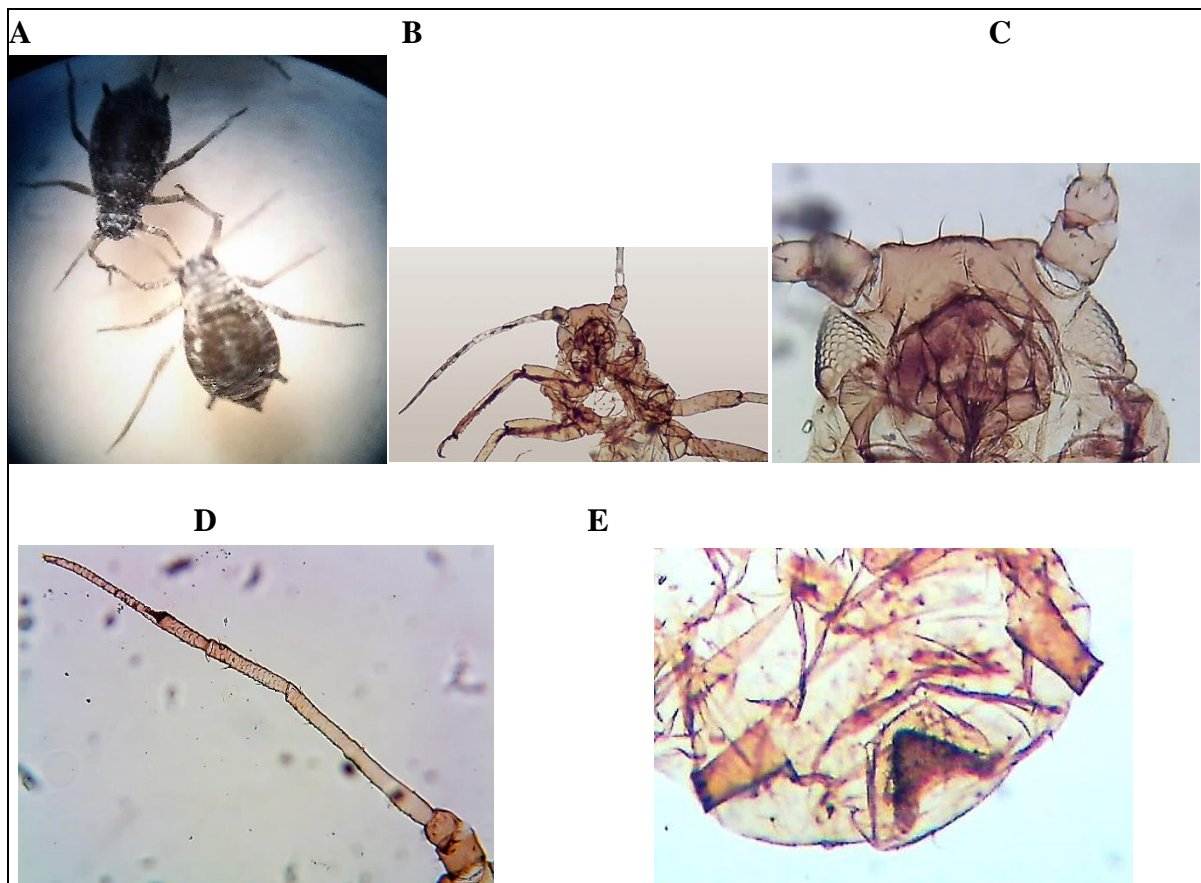


Figure 38 : Systématique de l'espèce *Aphis craccae* : A-aptère avant le montage (Grx 30), B-tête (Grx50), C-front avec soies (Grx 400), D-antenne (Grx 100) E-cauda et cornicules (Grx 100) (Photos originales)

Les cornicules sont droites, noires et avec une longueur moyenne, la cauda digitée noire et portant de nombreux poils (Figure 40 G). Les ailés ressemblent aux aptères avec juste une différence dans la couleur des antennes qui sont foncées et des bandes sclérotiques fragmentées sont présentes sur le dos (Figure 40 C)

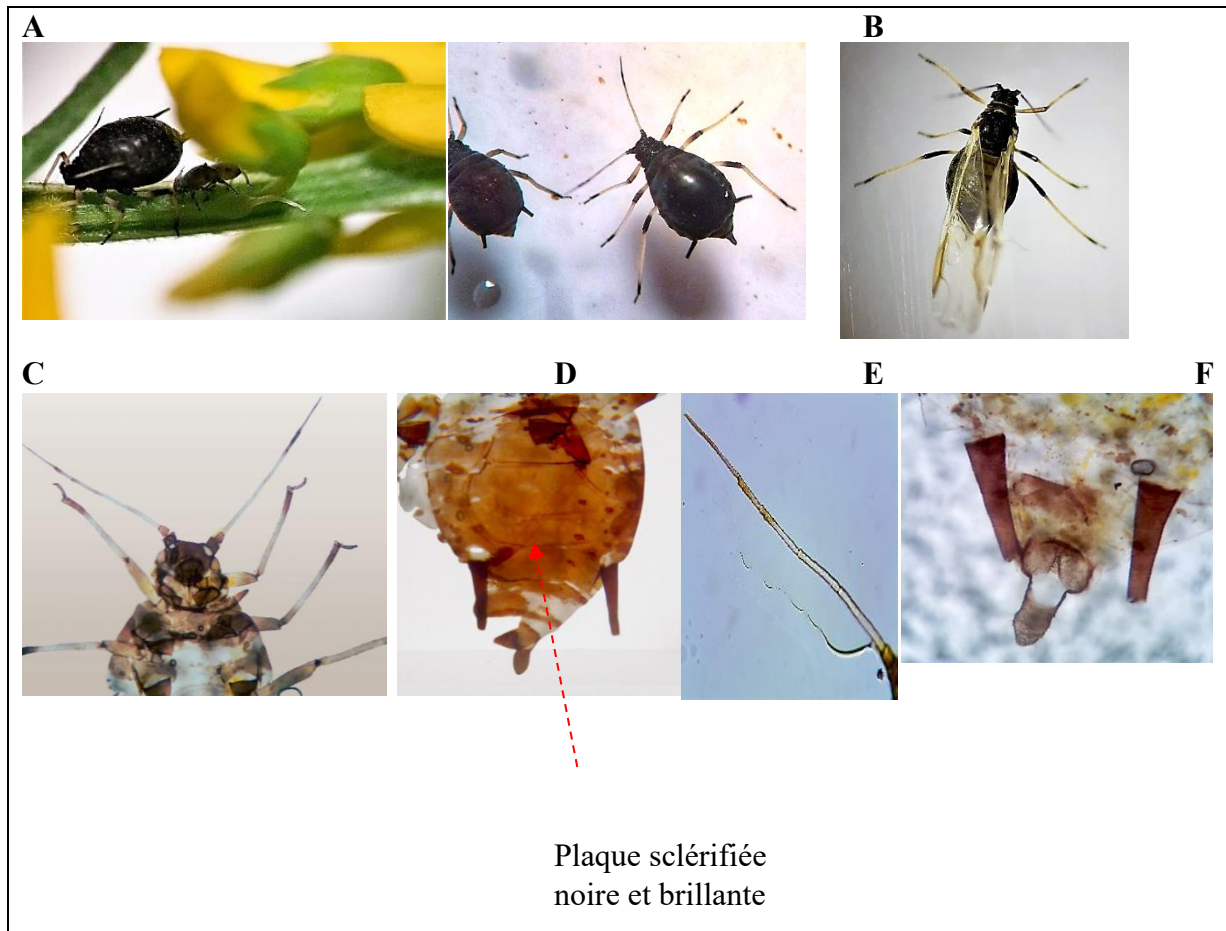


Figure 39 : Systématique de l'espèce *Aphis craccivora* : A-Aptère avant le montage (Grx 40), B-Ailé avant le montage (Grx 40), C-Tête (Front) (Grx 50), D-Plaque sclérifiée noire et brillante dans l'abdomen (Grx 50), E-Antenne (Grx 100) F-Cauda et cornicules (Grx 100) (Photos originales).

-Aphis frangulae

L'adulte ailé est vert à vert foncé (Figure 41 A), avec la présence des sclérites circulaires marginales et des sclérites post-corniculaires dans la face dorsale de l'abdomen. Front plat, les antennes sont longues mais inférieures à la longueur du corps (Figure 41 B), le troisième et le quatrième segment antennaires comprennent de nombreuses rhinaries secondaires (Figure 41 C), Cornicules uniformément pigmentées, allant de sombre à noire (Figure 41 D), alors que la cauda est également sombre mais plus claire que les cornicules, portant de nombreuses soies (Figure 41 E). Cette espèce se caractérise aussi par des pattes rembrunies dans les extrémités. Les adultes aptères portent les mêmes critères des formes ailées avec l'absence des sclérites post-corniculaires (Figure 41 E).

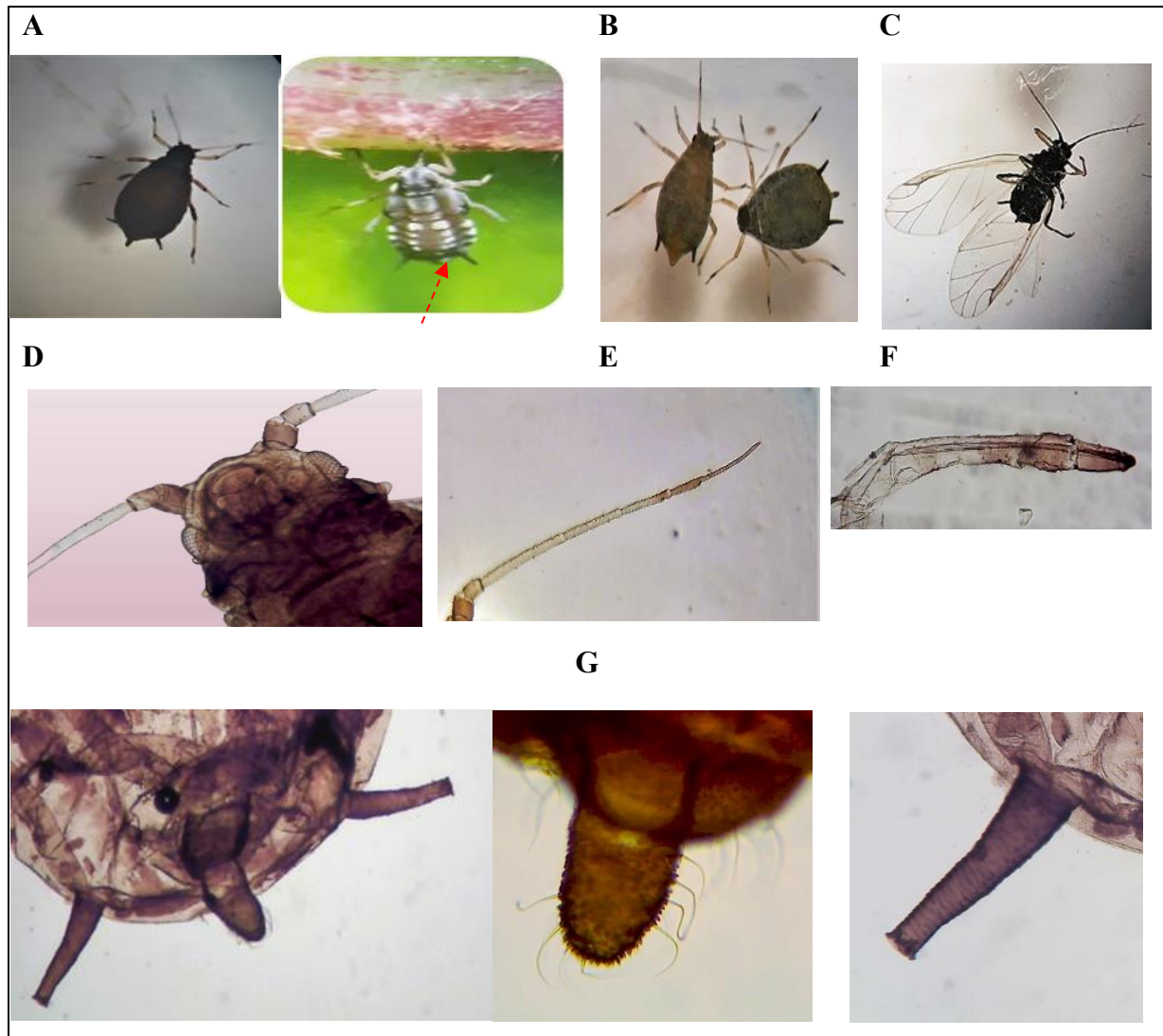


Figure 40 : Systématique de l'espèce *Aphis fabae* :A- à gauche, adulte aptère avant le montage (hôte :*Urtica urens*) (Grx 40), A-à droite, nymphe, B-Adulte aptère avant le montage (hôte :*Calendula arvensis*) (Grx 40), C-Adulte ailé avant le montage (Grx 40) D-Tête (Front) (Grx 100), E-Antenne (Grx 100), F- Rostre, G- Cauda et cornicules (Grx100) (Photos originales).

-Aphis gossypii

Les adultes aptères sont petits, environ 2 mm de long, à corps arrondi, La couleur va du jaunâtre au vert olive, Une même colonie peut avoir des individus de couleur à la fois pâle et sombre (Figure 42 A, B). Front plat ou légèrement sinué, les antennes inférieures à la longueur du corps, pâles avec une extrémité pigmentée. Les pattes se caractérisent par tibia et fémur pâles, mais les extrémités sont rembrunies (Figure 42 C, D). Les Cornicules sont droites, de couleur uniforme, foncé à noir. La cauda digitée comporte six poils et est également pigmentée (Figure 42 E, F).

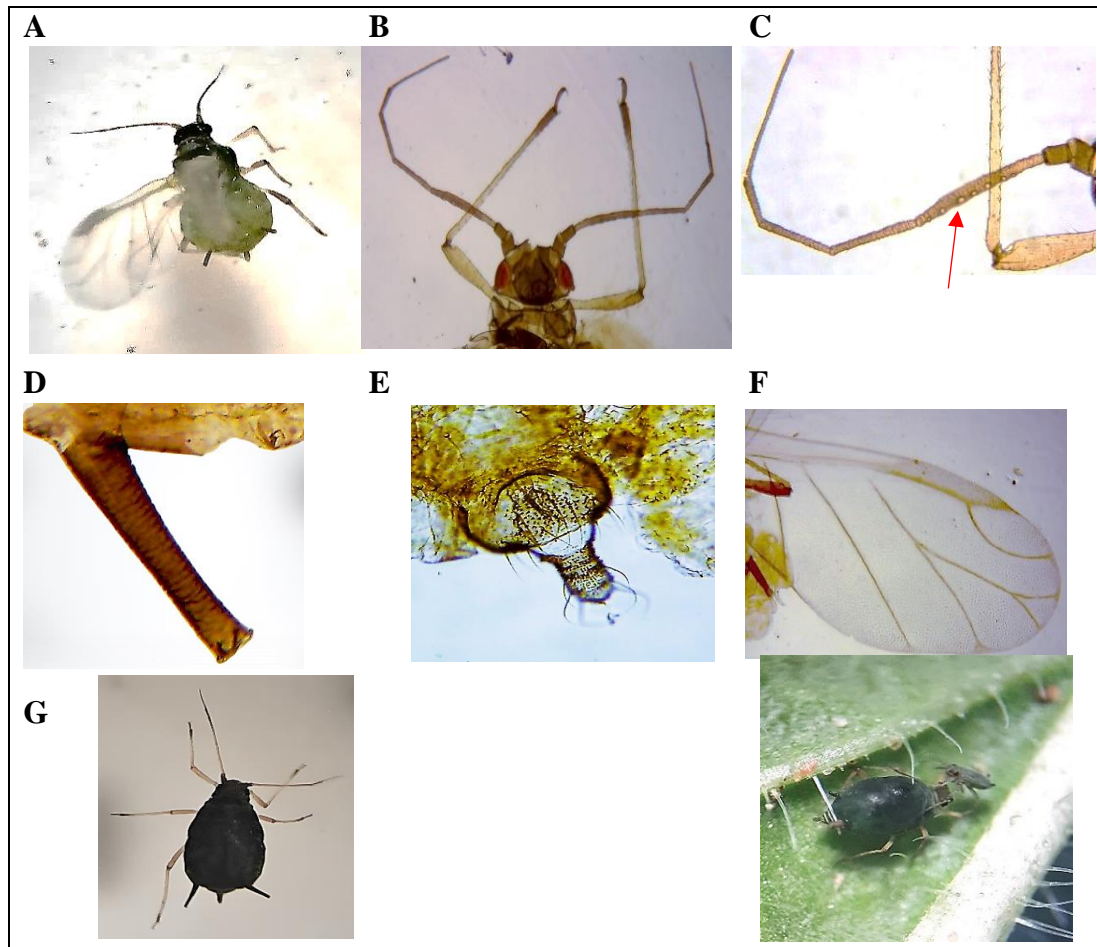


Figure 41 : Systématique de l'espèce *Aphis frangulae* : A-Adulte ailée avant le montage (Grx 30), B-Tête (Front) (Grx 50), C-Antenne (Grx 100), D-cornicules (Grx 400), E-Cauda (Grx 400) F-Aile (Grx 50), G-Adultes aptères (Grx 40) (Photos originales).

- *Aphis hederæ*

Les aptères de l'*Aphis hederæ* mesurent de 1,4 à 2,5 mm, ils sont de couleur brun rougeâtre (Fig. 42 A, B et C). Le front est plat ou légèrement sinué (Figure 43 D). Les antennes inférieures à la longueur du corps, pâles, mais le fouet est rembruni (Figure 43 B, C et E). Les cornicules sont noires, la cauda est triangulaire et poilue. (Figure 43 F).

-*Aphis rumicis*

Les adultes aptères sont trapus, de couleur noire de charbon à brun verdâtre très foncé (Figure 44 A). Front sinué avec tubercule frontal médian distinct (Figure 44 B). Les antennes sont de couleur claire près de leur base, mais s'assombrissent progressivement du milieu du segment III jusqu'au fouet. Cauda est allongée et poilue, de couleur noire. Les cornicules cylindriques, plus larges à la base et noires avec collerettes (Figure 44 C).

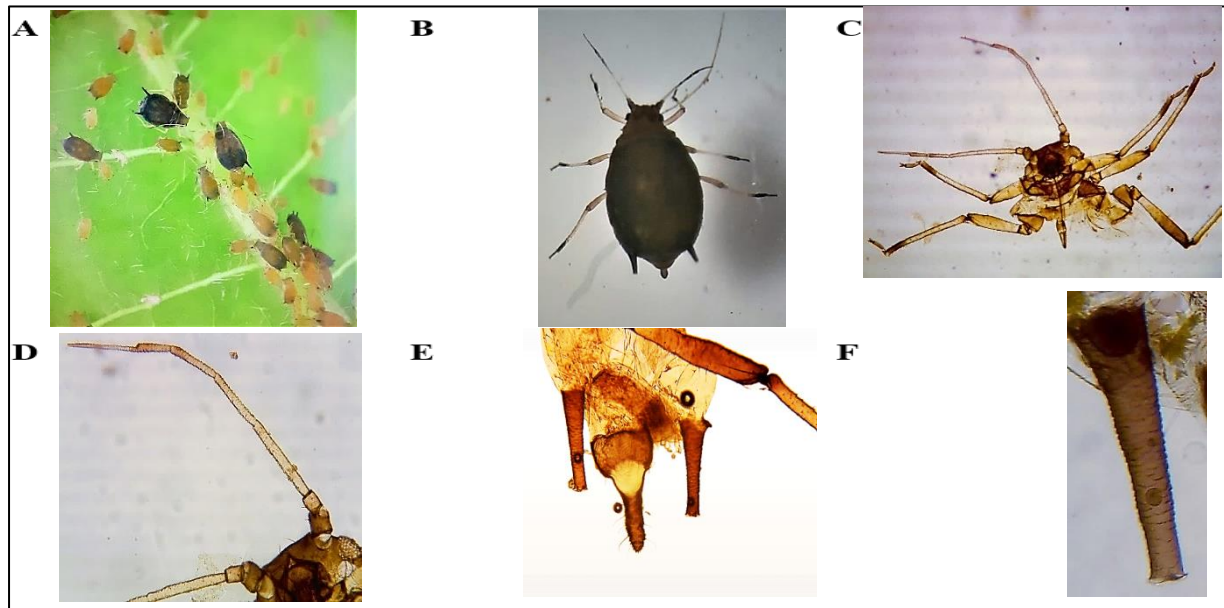


Figure 42 : Systématique de l'espèce *Aphis gossypii* : A, B-Adulte aptères avant le montage (Grx 20), (Grx40), C-Tête et la partie thoracique (Grx50), D-Front et Antennes (Grx 100), E-Cauda et cornicules (Grx 100), F-Cornicules (Grx 400) (Photos originales).

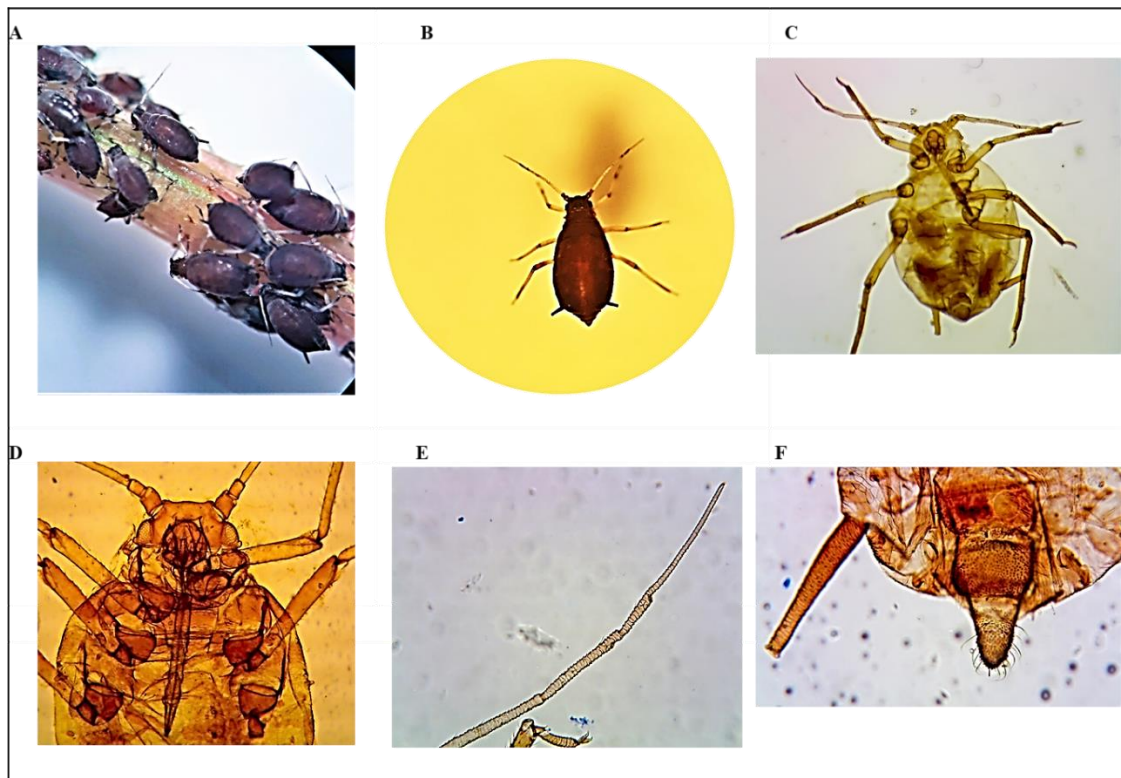


Figure 43 : Systématique de l'espèce *Aphis hederiae* : A, B-Adulte aptères avant le montage (Grx 30), C-Adulte aptères après le montage (Grx 50), D- Tête et la partie thoracique (Grx 100), E-Antennes (Grx 100), F- Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

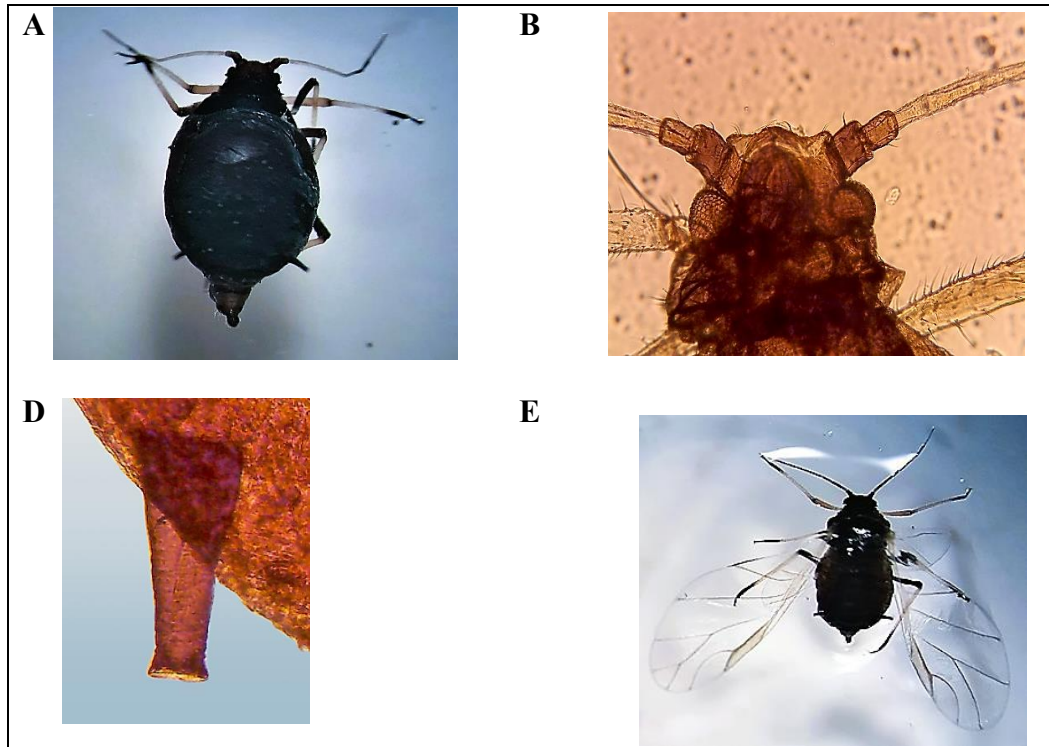


Figure 44 : Systématique de l'espèce *Aphis rumicis* : A- Adulte aptère avant le montage (Grx 50), B- Tête (front) (Grx 100), C- Cornicules (Grx 100), D- Adulte ailé avant le montage (Grx 50) (Photos originales).

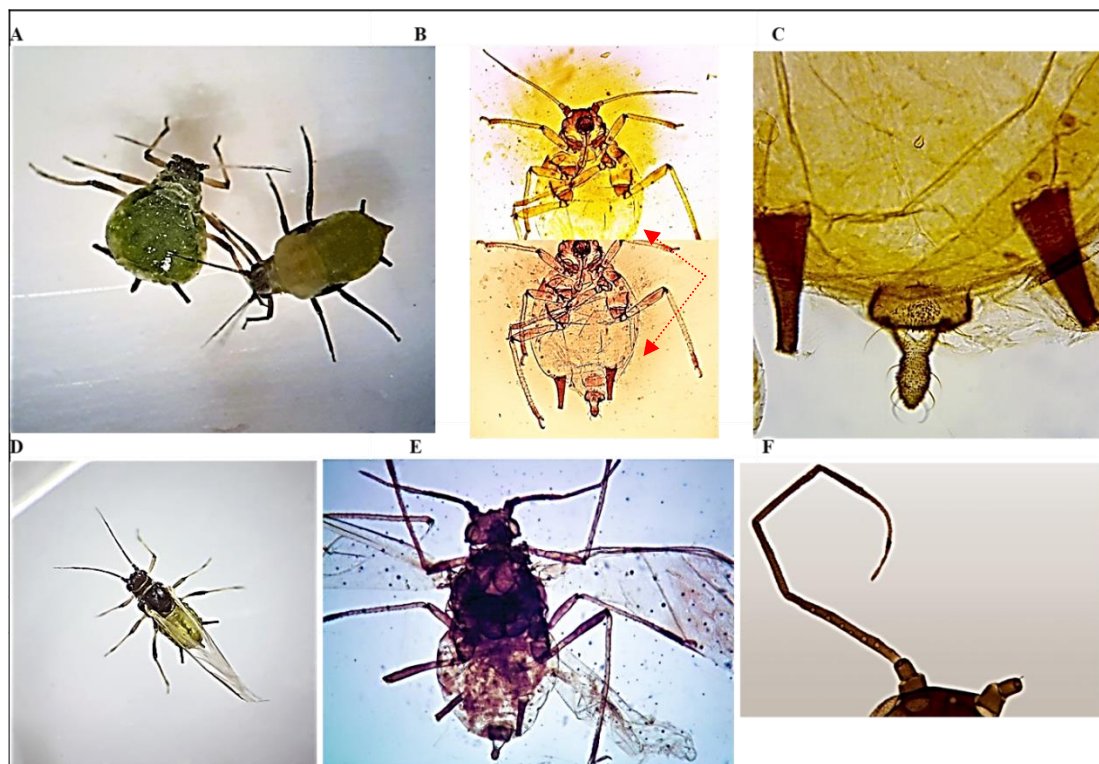


Figure 45 : Systématique de l'espèce *Aphis spiraecola* : A-Adulte aptères avec un nymphe ailé avant le montage (Grx 40), B-Adulte aptères après le montage (sclérites inter-segmentaires sont indiquées par des flèches rouges) (Grx 100), C-Cornicules et cauda (Grx 400), D-Adulte ailé avant le montage (Grx 30), E-Adulte ailé après le montage (Grx 50), F-Antenne d'un adulte ailé (Grx 100) (Photos originales).

-Aphis spiraeicola

L'adulte aptère est de couleur jaune verdâtre brillant à vert pomme (Figure 45 A), l'abdomen a des sclérites inter-segmentaires (Figure 45 B). Front plat ou légèrement sinué (Figure 45 B). Antennes égales à la moitié de la longueur du corps (Figure 45 A, B). Les cornicules sont longues coniques plus larges à la base. La queue est digitée et contristée avec 8 soies, sa couleur est noire (Figure 45 C). Les spécimens ailés ressemblent aux aptères avec des sclérites marginales circulaires sur l'abdomen et des sclérites post-corniculaires (Figure 45 E). De même, le 3^{ème} article antennaire comprend 12 rhinaries secondaires ronds (Figure 45 44 F).

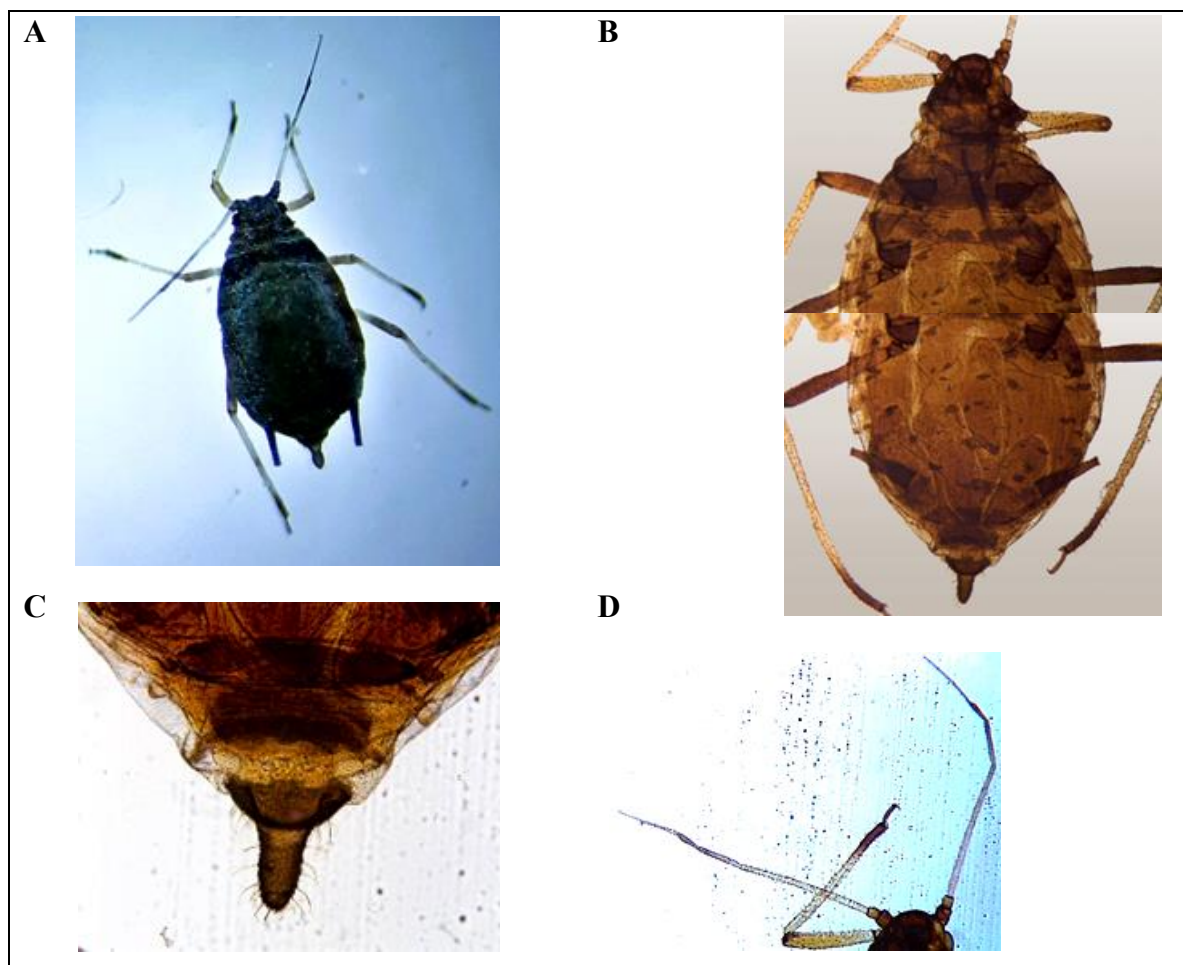


Figure 46 : Systématique de l'espèce *Aphis solanella* A-Adulte aptère avant le montage (Grx 50), B-Adulte aptère après le montage (Grx 100), C-Cauda (Grx 400), D-Antenne (Grx 400) (Photos originales).

-Aphis solanella

L'adulte aptère est noir terne et présente des bandes de cire transversales pleurales blanches (Figure 46 A). Le dos porte des plaques sclérotiques sombres, sur le pronotum, le mésonotum et les tergites abdominaux 7 et 8, ainsi que de petites sclérites marginales sombres. Les segments abdominaux I et VI présentent des tubercules marginaux. Front convexe (Fig. 45

B). Cornicules noires droites et coniques (Figure 46 B), cauda noire, digitiforme et porte de nombreuses soies (Figure 46 C). Les antennes sont égales à la moitié de la longueur du corps, avec une couleur pâle près de leur base, mais s'assombrissent progressivement du milieu du segment III jusqu'à l'extrémité (Figure 46 D).

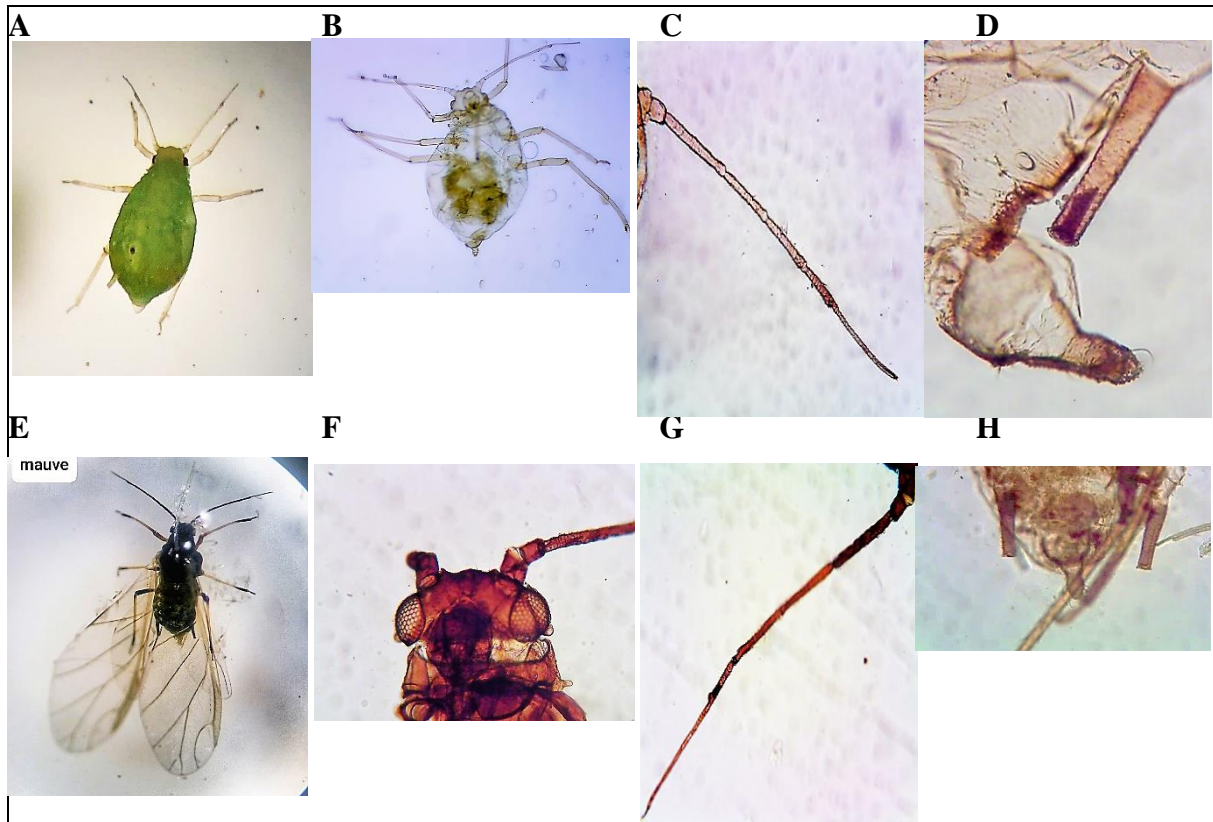


Figure 47 : Systématique de l'espèce *Aphis umbrella* A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Adulte aptère après le montage (Grx 50), C-Antenne (Grx 100), D-cauda (Grx 100), E-Adulte ailé avant le montage (Grx 40), F-Tête d'un adulte ailé (Grx 100), G-Antenne d'un adulte ailé (Grx 100), H-Cornicule et cauda d'un adulte ailé (Grx 100) (Photos originales).

Aphis umbrella

L'aptere d'*Aphis umbrella* est de couleur vert pâle ou vert jaunâtre avec des taches vertes plus foncées (Figure 47 A). La tête est petite avec le front légèrement sinué (Figure 34 B). Antennes inférieures à la longueur du corps de couleur pâle avec l'assombrissement du dernier article antennaire (Figure 47 C). Les cornicules sont droites, de couleur pâle et assombrissante à l'apex, la cauda digitée, pâle et poilue (Figure 47 D). Les adultes ailés sont vert olive, le thorax est plus sclérifié (Figure 47 E). Front légèrement sinué avec tubercule frontal distinct (Figure 47 F). Les antennes sont longues et sombres (Fig. 46 G). Cauda et cornicules sont de couleur sombre, mais ont une forme similaire à celle de l'aptere (Figure 47 H).

-Melanaphis donacis

L'adulte aptère est en forme de poire, de couleur brun foncé, une grande partie du corps est masquée par une épaisse cire blanche (Figure 48 A, B). Antenne pâle mais s'assombrissant progressivement du milieu du segment III jusqu'à l'apex (Figure 48 C). Front sinué avec tubercule frontal distinct (Figure 48 D). Cornicules brun foncé, courts et plus larges à la base. Cauda digitiforme, sombre et poilus (Figure 48 E).

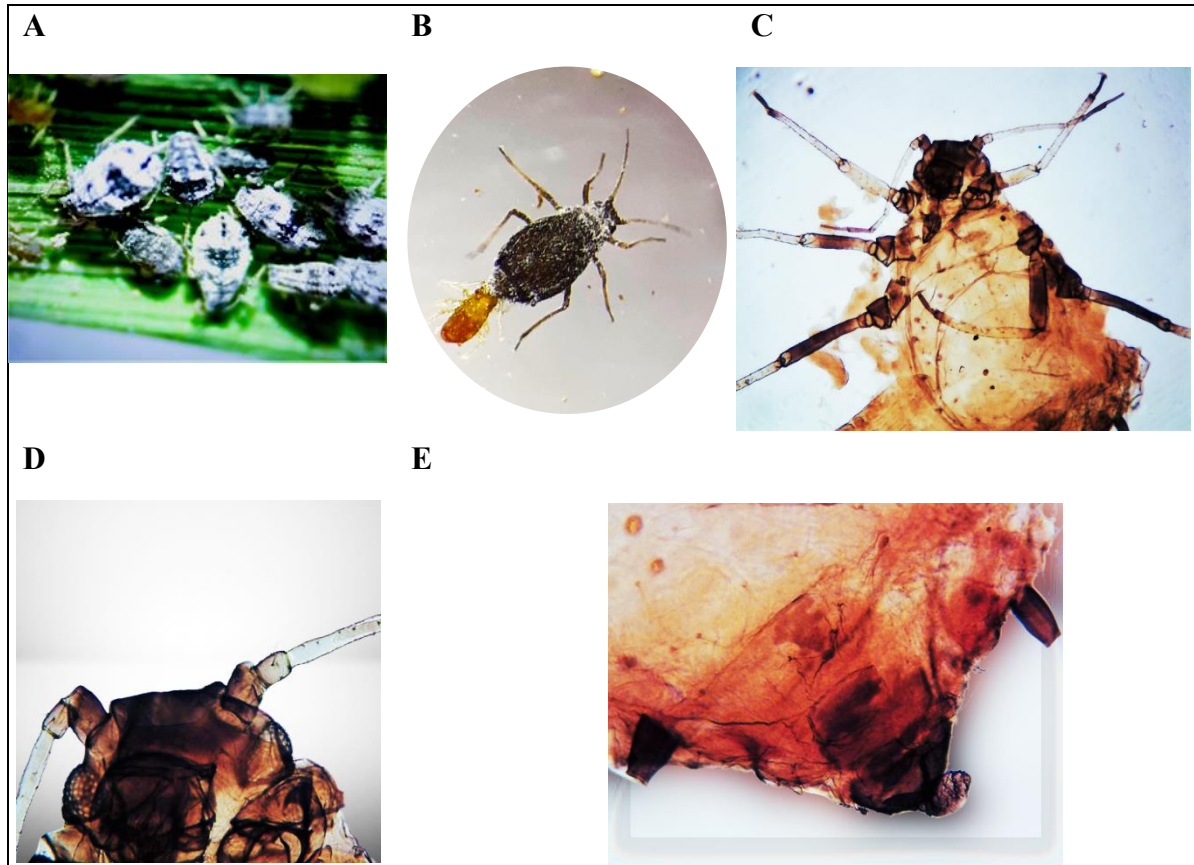


Figure 48 : Systématique de l'espèce *Melanaphis donacis* : A-Population de *M. donacis* sur le phragmite (Grx 30), B-Adulte aptère avec une nymphe avant le montage (Grx 40), C-Adulte aptère après le montage (Grx 100), D- Tête (Grx 400), E-Cornicule et cauda (Grx 400) (Photos originales).

-Rhopalosiphum padi

Les adultes aptères de *R. padi* sont globuleux, de couleur vert foncé avec une teinte olivâtre, avec une grande tache de couleur rouge rouille autour de la base de chaque cornicule. Présence d'un tubercule médian proéminent sur le front. Antennes courtes avec une couleur pâle mais progressivement plus foncée du milieu du segment III à l'apex. Cornicules cylindriques avec des extrémités apicales légèrement renflées et se terminent par une forte collerette précédée d'une nette constriction. Cauda courte, digitiforme et pâle (Figure 49 A).

Les adultes ailés ressemblent à l'aptère (Figure 49 B) avec des tubercules marginaux sur la totalité des segments abdominaux ainsi que des sclérites post-corniculaires et avec la présence de deux bandes arquées en arrière des cornicules, cauda pigmentée (Figure 49 D).

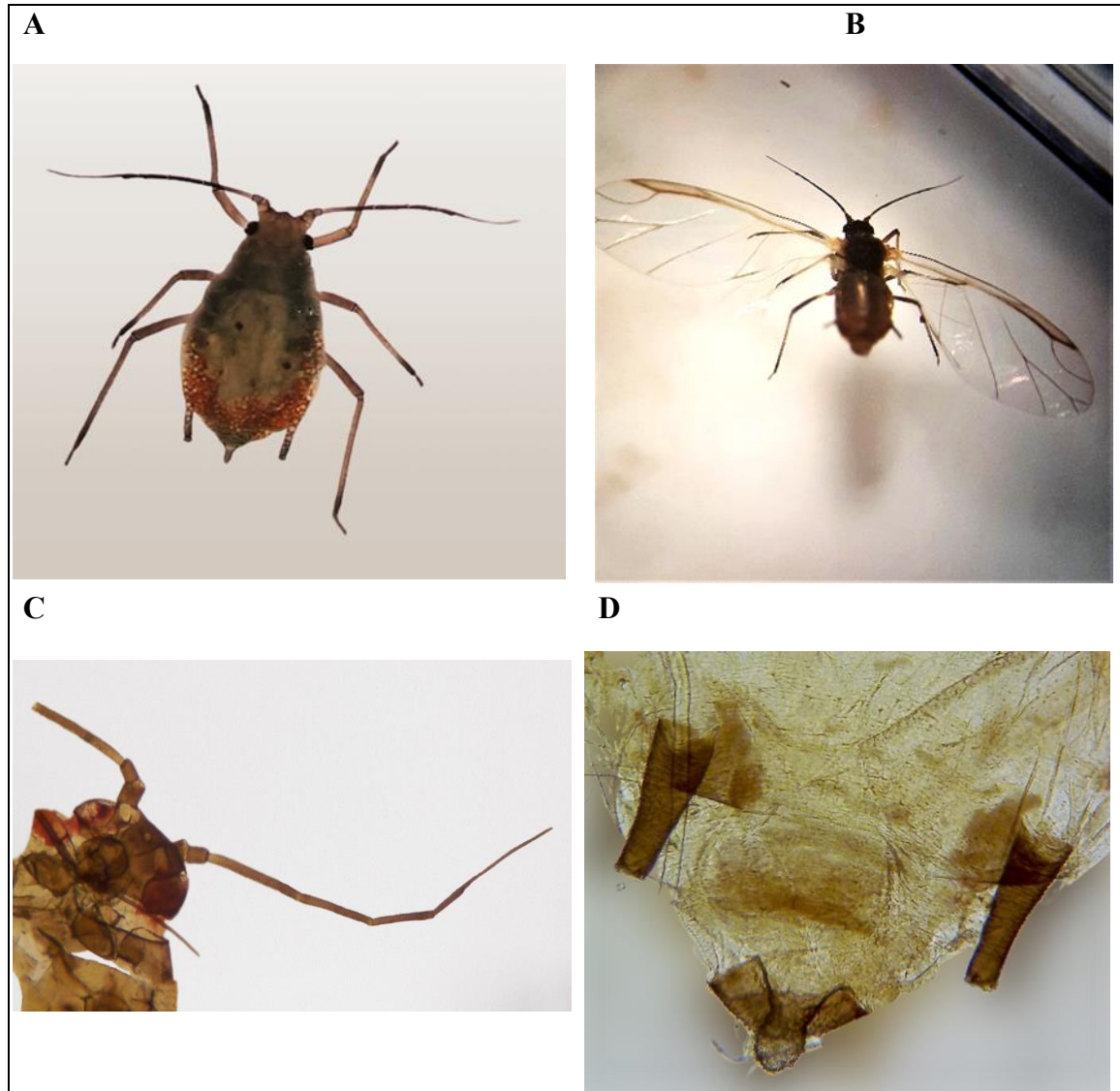


Figure 49 : Systématique de l'espèce *Rhopalosiphum padi* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Adulte ailée avant le montage (Grx 40), C-Tête d'un adulte ailé (Grx 100) D-Cornicules et cauda d'un adulte ailé (Grx 100) (Photos originales).

1.1.2.2. Tribu des Macrosiphini

-Acyrtosiphon gossypii

L'Adulte aptère est de forme allongée ; sa couleur est verte. Front concave avec tubercules antennaires bien développés (Figure 50 A). Les antennes sont longues, pâles, mais les anneaux sombres aux articulations et les derniers articles antennaires sont également

assombris. Les cornicules sont cylindriques, longues et pâles avec collerettes. Cauda linguiforme et porte nombreuses soies (Figure 50 B).

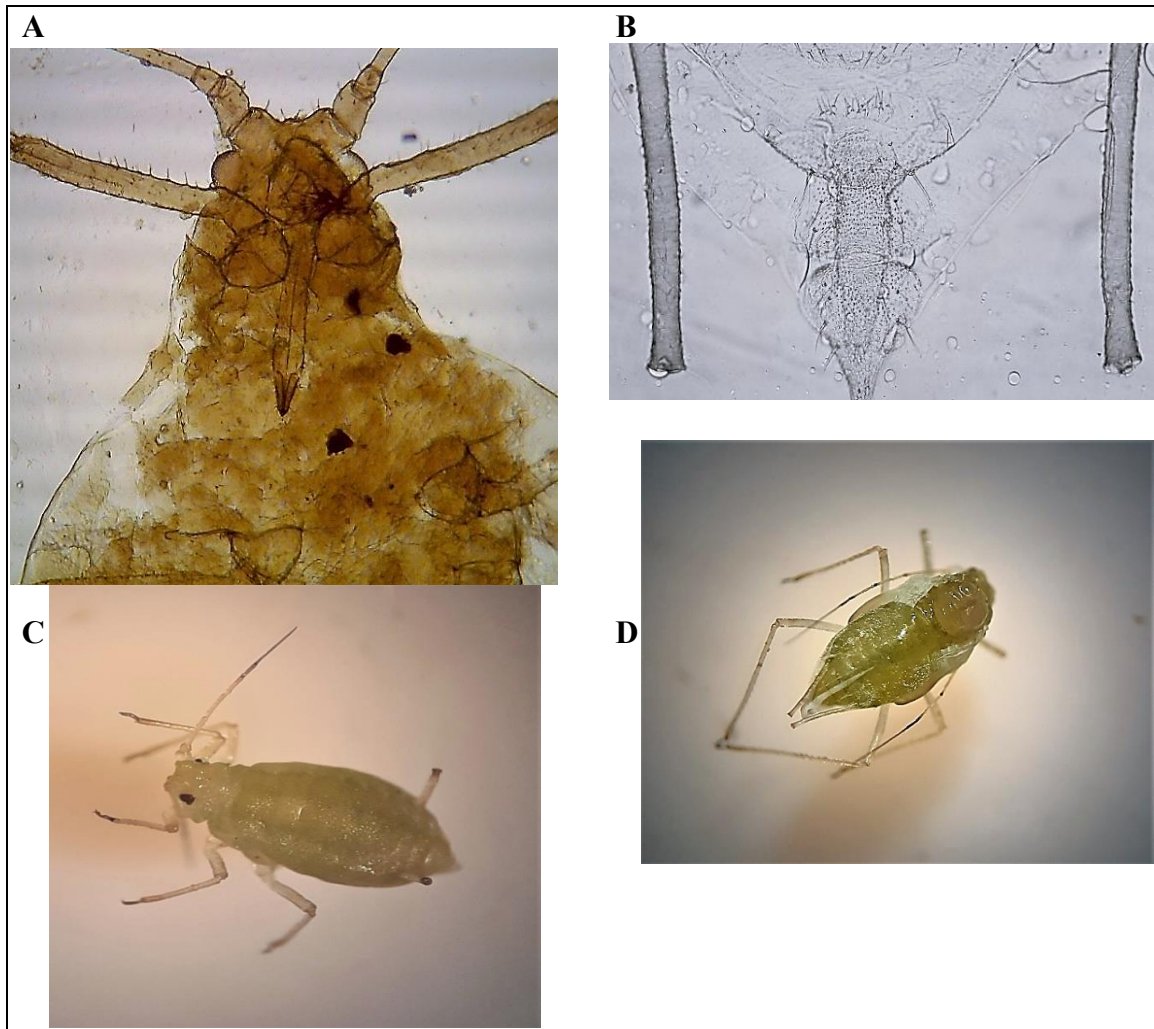


Figure 50 : Systématique de l'espèce *Acyrthosiphon gossypii* : A-Tête et thorax (Grx 100), B-Cauda et cornicule (Grx 100), C-Nympheaptère (Grx 40), D-Nympheailée (Grx 40) (Photos originales).

-Acyrthosiphon pisum

L'adulte aptère est vert ou rose, mesure 2,3 à 4,4 mm de long, à corps allongé (Figure 51 A). Front en forme de U avec une limite divergente (Figure 51 B). Antennes de même longueur ou plus longues que le corps, anneaux noirs aux articulations, extrémités foncées et processus terminalis plus long que la base (Figure 51 C). Les cornicules sont pâles, longues avec collerettes. Cauda pâle, linguiforme et poilus (Figure 51 D).

-Aulacorthum solani

Les adultes aptères sont vert brillant, à corps piriforme brillant (Figure 52 A). Front concave à bords parallèles en forme de U. Les antennes sont longues avec articulations sombres

(Figure 52 B). Les cornicules sont longues, minces et effilées, de couleur pâle avec une collerette sombre. Cauda digitée et pâle (Figure 52 C).

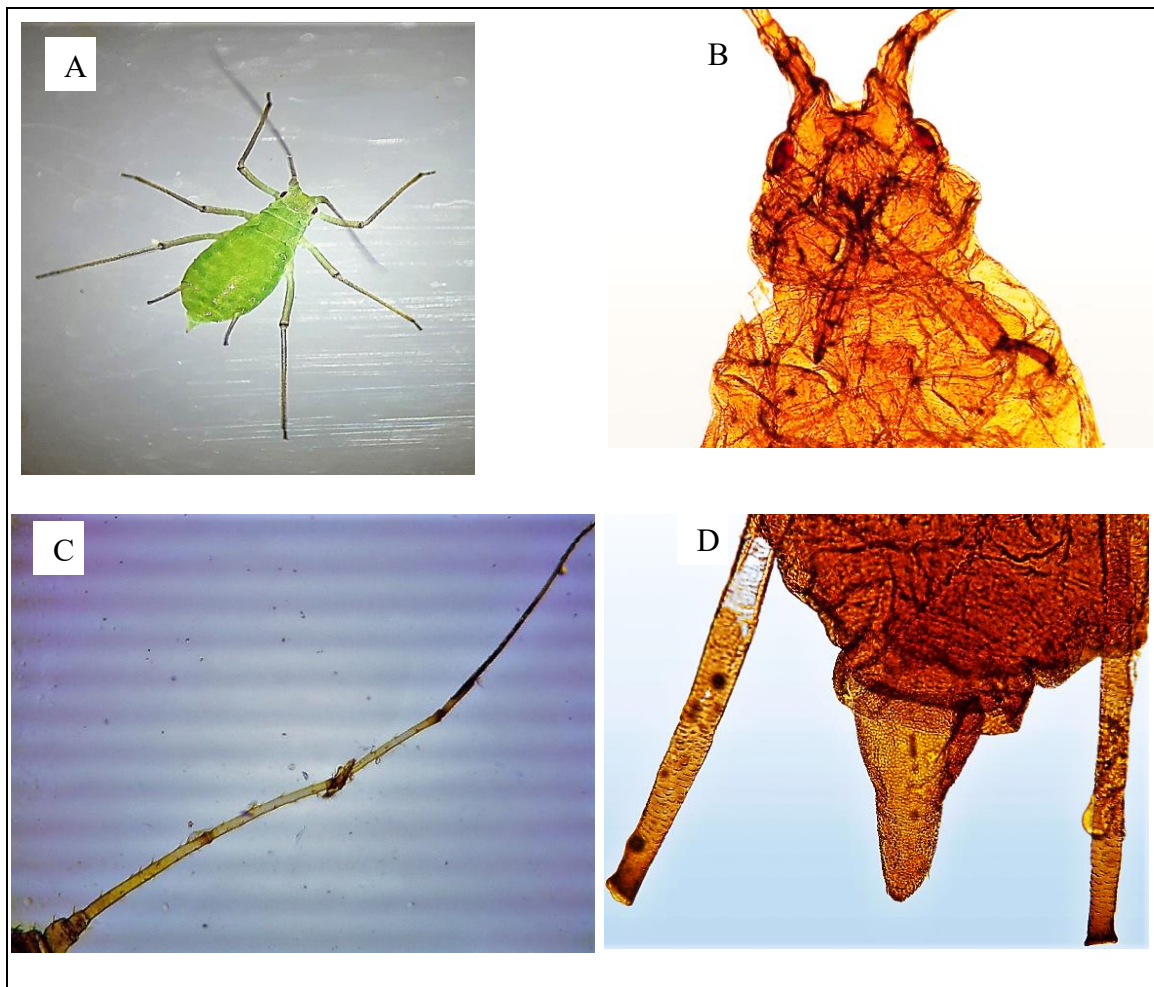


Figure 51 : Systématique de l'espèce *Acyrtosiphon pisum* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Tête (front) (Grx 100), C-Antenne (Grx 100), D-Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

-Capitophorus elaeagni

Les adultes aptères mesurent 1.4-2.5 mm, de couleur vert pâle avec un dos abdominal réticulé (Figure 53 A). Front sinué avec un tubercule médian distinct et incluant longues soies capitonnées (Figure 53 B), qui se trouvent également sur la partie postérieure de l'abdomen (Figure 53 B, D). Les antennes sont pâles, ont la même longueur du corps avec un processus terminalis fin et long (Figure 53 C). Les cornicules sont longues, cylindriques et sont de couleur pâle mais sombre à l'apex. Cauda également de couleur pâle, linguiforme et portant de nombreuses soies (Figure 53 D).

-Dysaphis crataegi

Les adultes aptères sont gris jaunâtre et brun rougeâtre à la base des cornicules, ainsi qu'il y a quelques sclérites sur l'abdomen et trois bandes sombres sur les derniers segments abdominaux (Figure 54 A, B). Front plat ou légèrement sinué et portant courts poils (Figure 54 B, C). Les antennes sont courtes. Cornicules courtes, légèrement coniques, plus épais à la base, de couleur noire. Cauda courte, pigmentée et poilue (Figure 54 D).

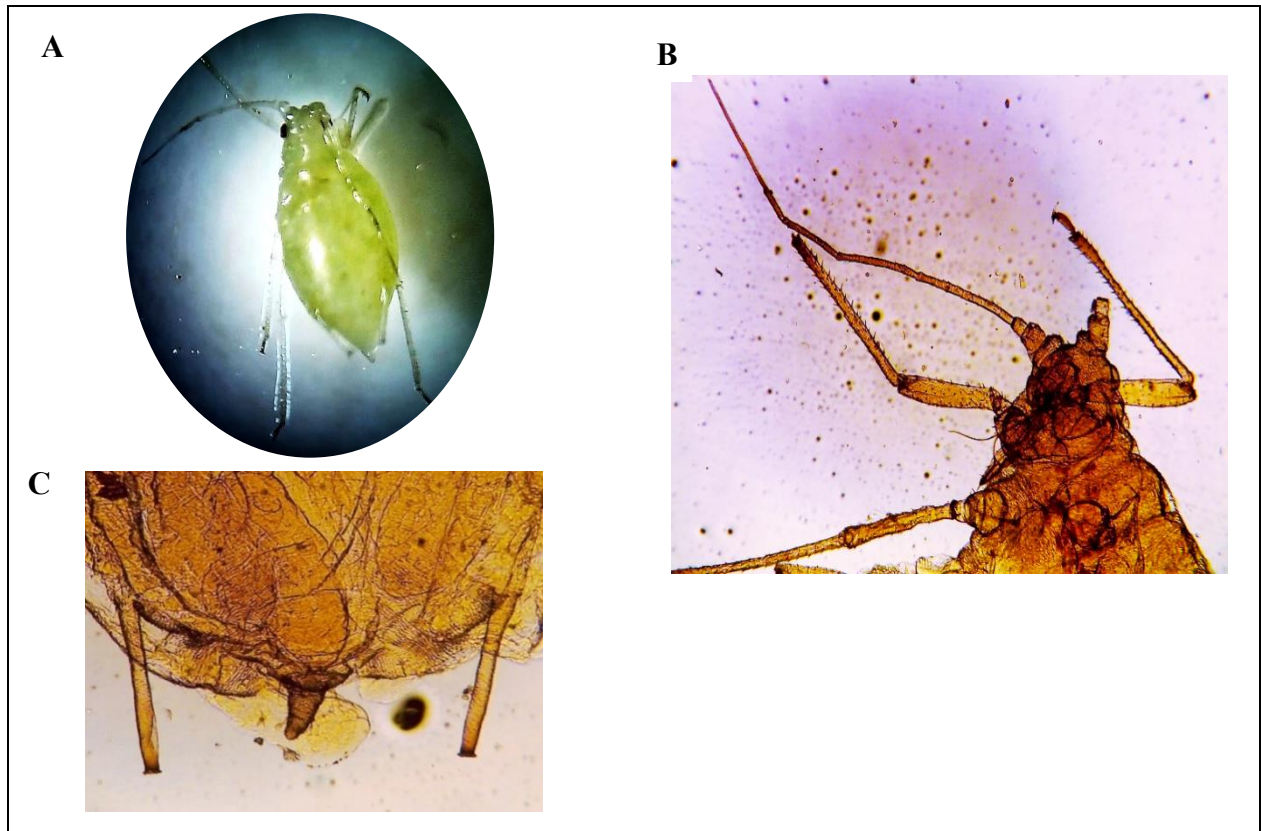


Figure 52 : Systématique de l'espèce *Aulacorthum solani* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Tête (front) (Grx 100), C-Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

-Myzus persicae

L'adulte aptère a une taille moyenne, sa couleur est généralement verte mais, il peut aussi être rouge ou rose (Figure 55 A). Front convergent avec des tubercules frontaux protubérants (Figure 55 B). La longueur des antennes est égale ou légèrement inférieure à celle du corps. Les cornicules sont pâles, droites avec collerette sombre. Cauda pâle, digitée et portant des soies (Figure 55 C). Les ailés ressemblent à l'aptere, avec une plaque pigmentée solide occupant le milieu du dos de l'abdomen des segments 3 à 6, ainsi que des sclérites marginaux (Figure 55 D). Les antennes sont également différentes, alors qu'elles sont uniformément pigmentées et plus courtes que chez la forme aptère.

-Uroleucon sonchi

Les adultes aptères de taille grande et corps allongé, de couleur brun foncé brillant avec présence des sclérites inter-segmentaires et post corniculaires sur la face dorsale de l'abdomen (Figure 56 A, D). Front concave avec bord divergent (Figure 56 B). Antennes longues minces de couleur noire (Figure 56 A, C). Les cornicules plus longues, noires, cylindriques, plus épaisses à la base, réticulée à l'apex avec collerettes. Cauda linguiforme et poilus (Figure 56 D).

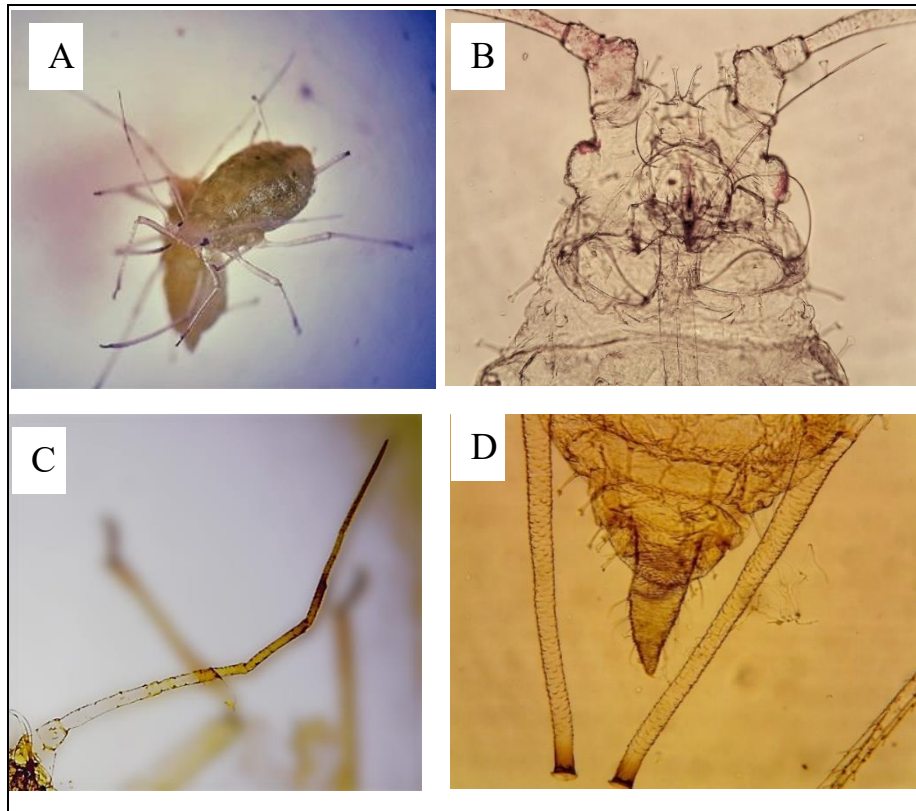


Figure 53 : Systématique de l'espèce *Capitophorus elaeagni*. A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Tête (front) (Grx 100), C-Antenne (Grx 100), D-Cornicules et cauda (Grx 400) (Photos originales).

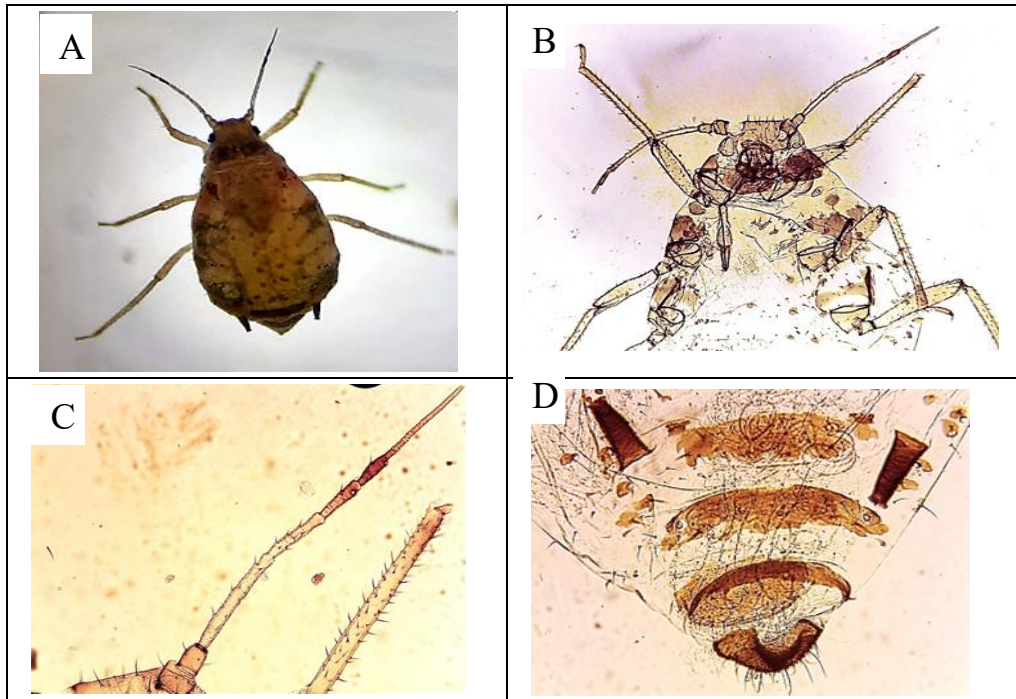


Figure 54 : Systématique de l'espèce *Dysaphis crataegi* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Adulte aptère après le montage (Grx 100), C- Antenne (Grx 100), D-Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

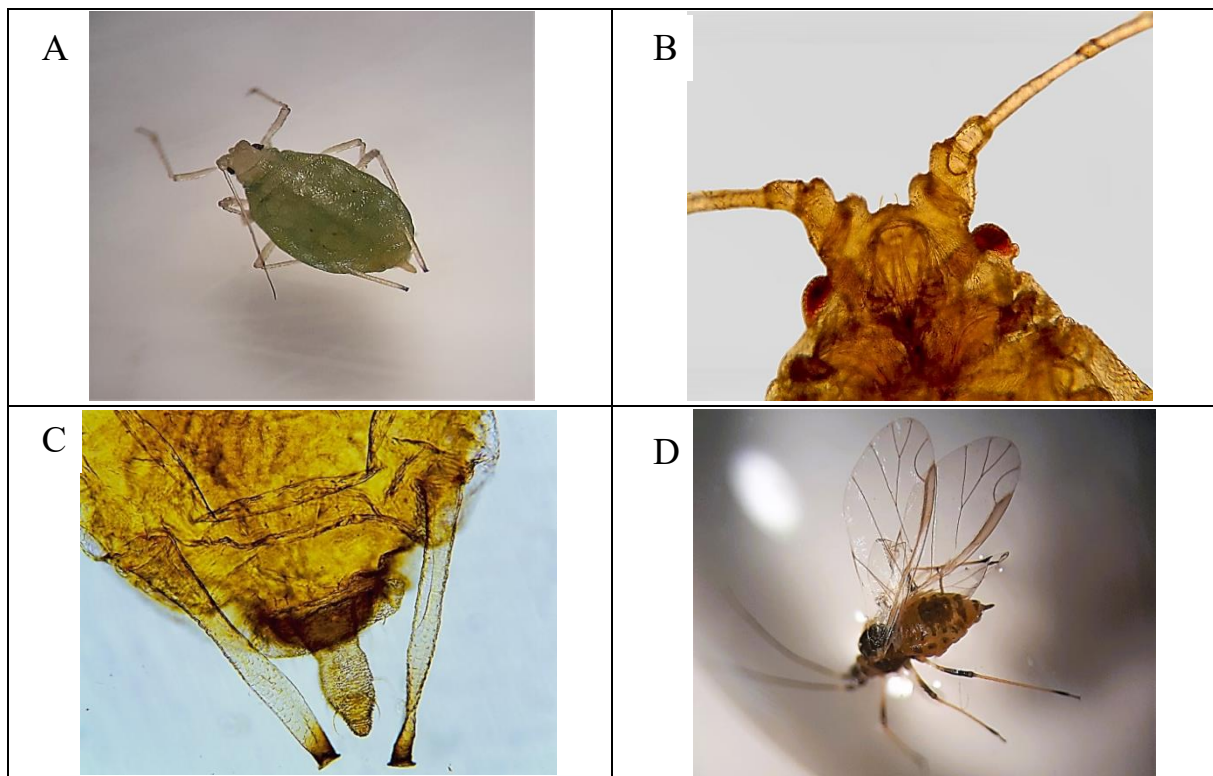


Figure 55 : Systématique de l'espèce *Myzus persicae* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Tête (front) (Grx 100), C-Cornicules et cauda (Grx 100), D-Adulte ailée avant le montage (Grx 40) (Photos originales).

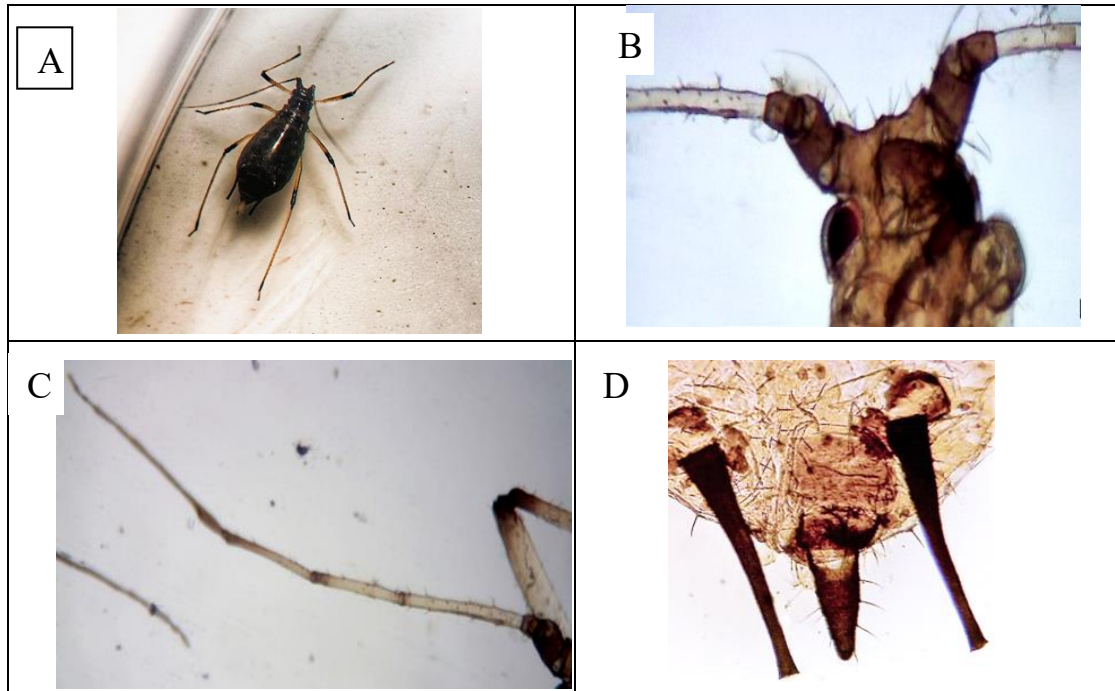


Figure 56 : Systématique de l'espèce *Uroleucon sonchi* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Tête (front) (Grx 100), C-Antennes (Grx 100), D- Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

1.2.2.3. Tribu : Chaitophorini

-*Chaitophorus populialbae*

Les aptères de *C. populialbae* ont un corps court globuleux poilus, de couleur vert pâle à blanchâtre (Figure 57 A). Front est plate ou faiblement sinué pourtant nombreuse soie (Figure 57 B). Les antennes sont pâles avec l'assombrissement du dernier article, ils ont approximativement la même longueur du corps (Figure 57 C). Ces cornicules sont cylindriques, courts et de couleur pâle (Figure 57 D). Cauda en forme de bouton avec un groupe de soies (Figure 57 D)

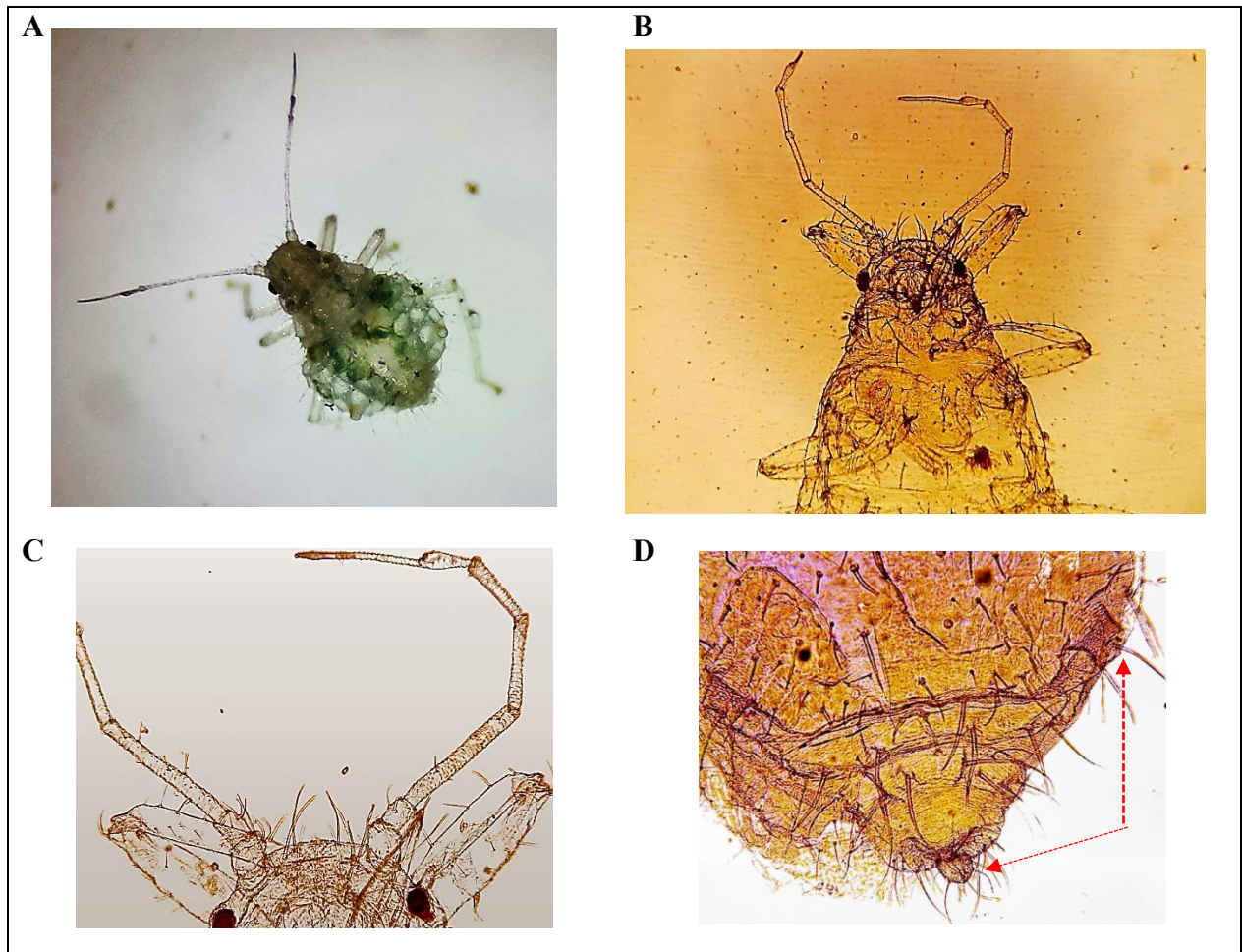


Figure 57 : Systématique de l'espèce – *Chaitophorus populialbae* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 50), B-Adulte aptère après le montage (Grx 100), C-Tête (front) et Antennes (Grx 400), D-Cornicules et Cauda (Grx 400) (Photos originales).

1.1.2.4. Tribu : Fordini

-Geoica utricularia

L'adulte aptère de *G. utricularia* est de forme globuleuse trapue, sa couleur est crème foncé avec tête et prothorax brunâtre (Figure 58 A). Front légèrement sinué (Figure 58 B). Les antennes sont épaisses, courtes, de couleur brun pale (Figure 58 C). La plaque anale, qui est attachée à la cauda, comporte des poils sporadiques et courts (Figure 58 D). Cette espèce se caractérise par l'absence de cornicules.

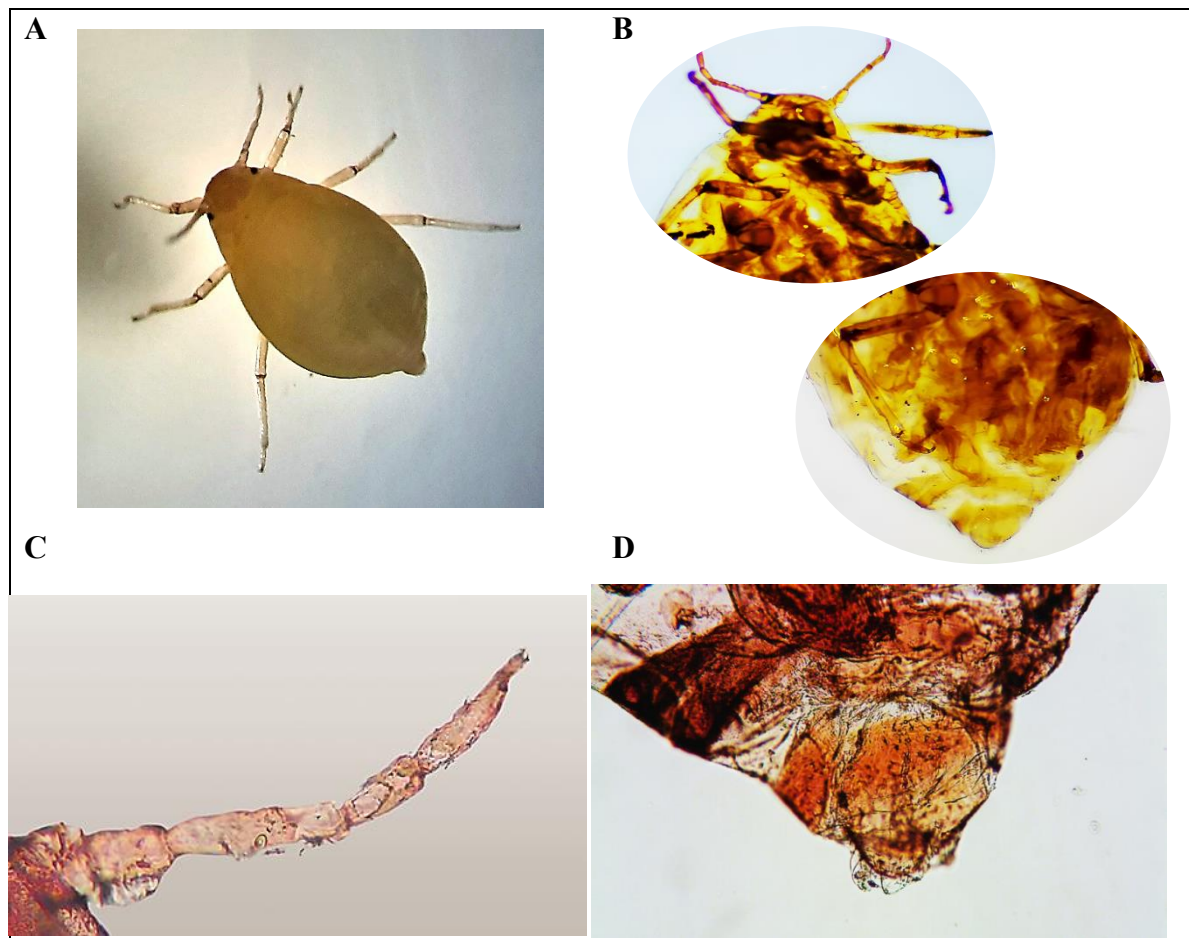


Figure 58 : Systématique de l'espèce – *Geoica utricularia* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 400), B-Adulte aptère après le montage (Grx 100), C-Antennes (Grx 400), D-Cauda (Grx 400) (Photos originales).

1.1.2.5. Tribu : Greenideini

-*Greenidea ficicola*

L'adulte aptère de couleurs brun jaunâtre à vert à brun foncé en forme de poire (Figure 59 A). Les larves sont caractérisées par une ornementation sur la face dorsale (Figure 59 B). Tête et pronotum confondus (Figure 59 A, C), le front est plat avec nombreux poils (Figure 59 C, D). Les antennes sont poilues, longues, de couleur pale avec un fouet brun (Figure 59 D). Cornicules brun foncé, tubiformes longues, poilus et incurvés vers l'extérieur. La cauda a sept soies et est de forme semi-circulaire et pâle avec un petit processus conique médian (Figure 59 E, F).

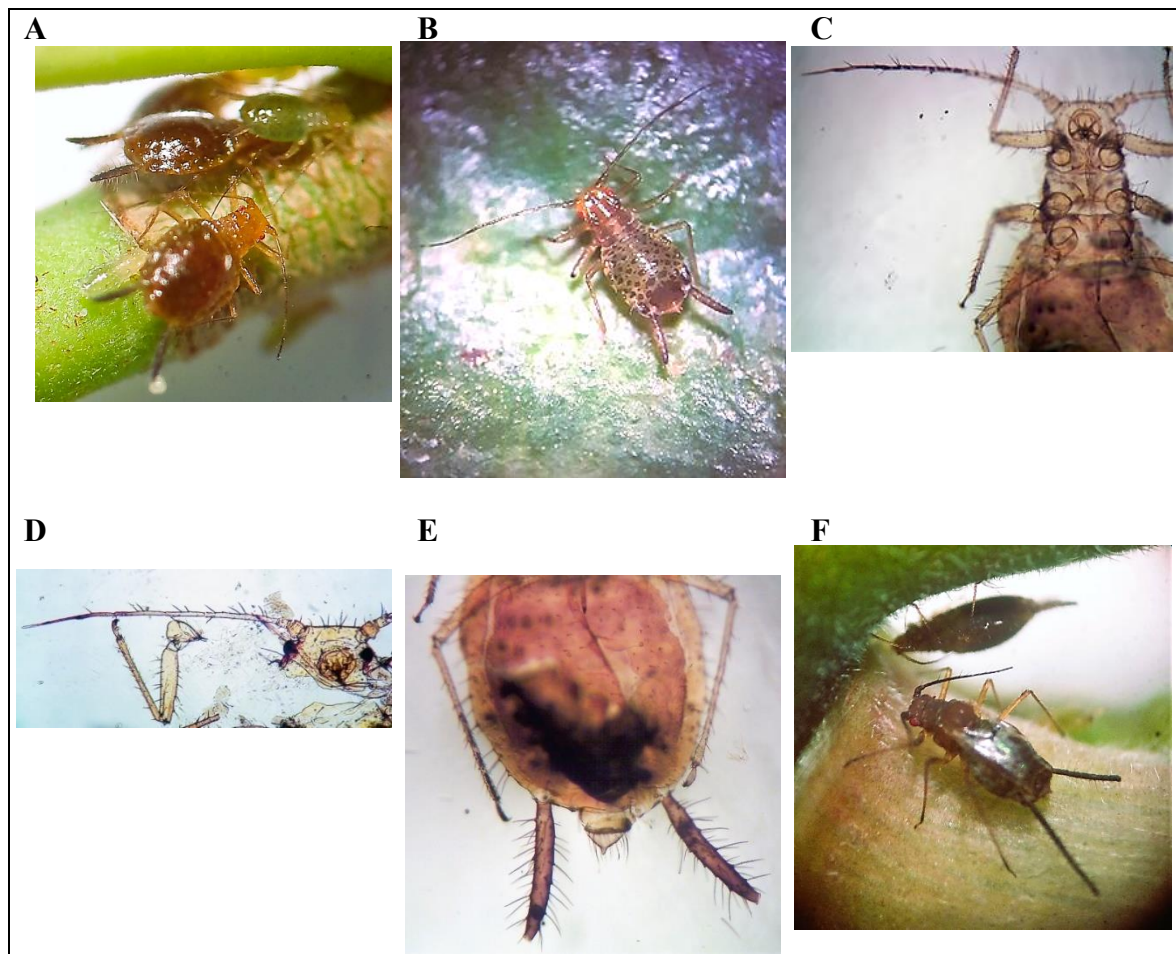


Figure 59 : Systématique de l'espèce *Greenidea ficicola* : A-Adulte aptère avant le montage (Grx 40), B-Nymphe (Grx 40), C-Adulte aptère après le montage (Grx 100), D-Front, Antennes et pattes (Grx 100), E-Cornicules et cauda (Grx 100). F-Adulte aptère avant le montage (Grx 40) (Photos originales).

1.1.2.6. Tribu : Panaphidini

-Hoplocallis picta

L'immature de *H. picta* est de couleur jaune à vert pâle avec un corps ovale et plat ; il a quatre rangées longitudinales de sclérites bruns foncés portant des groupes de poils (Figure 60 A, B, C). Front sinué et poilu (Figure 60 D), les antennes courtes pâles avec assombrissement des bases d'articles (Figure 60 E). Cornicules cylindriques courtes pâles. Cauda en forme de boutons poilus (Figure 60 F). Les adultes ailés sont jaunâtres de forme allongée avec une bande pâle longitudinale médiane sur la tête et le prothorax. Le pronotum présente également des groupes de poils spinaux latéraux, antérieurs et postérieurs. L'abdomen présente des sclérites spinales sombres avec un centre pâle s'étendant de 1^{er} vers 7^{ème} tergite abdominale (Figure 60 G, H). Front avec un tubercule médian distinct. Les antennes courtes pâles avec bases d'articles

sombres et trois rhinaries secondaires arrondis sur le 3^{ème} article antennaire (Figure 60 I). Les cornicules sont courtes et cylindriques pâles (Figure 60 J). Cauda en forme de bouton, pâle, poilu, et entourée d'une plaque anale bilobée portant des soies (Figure 60 J, K).

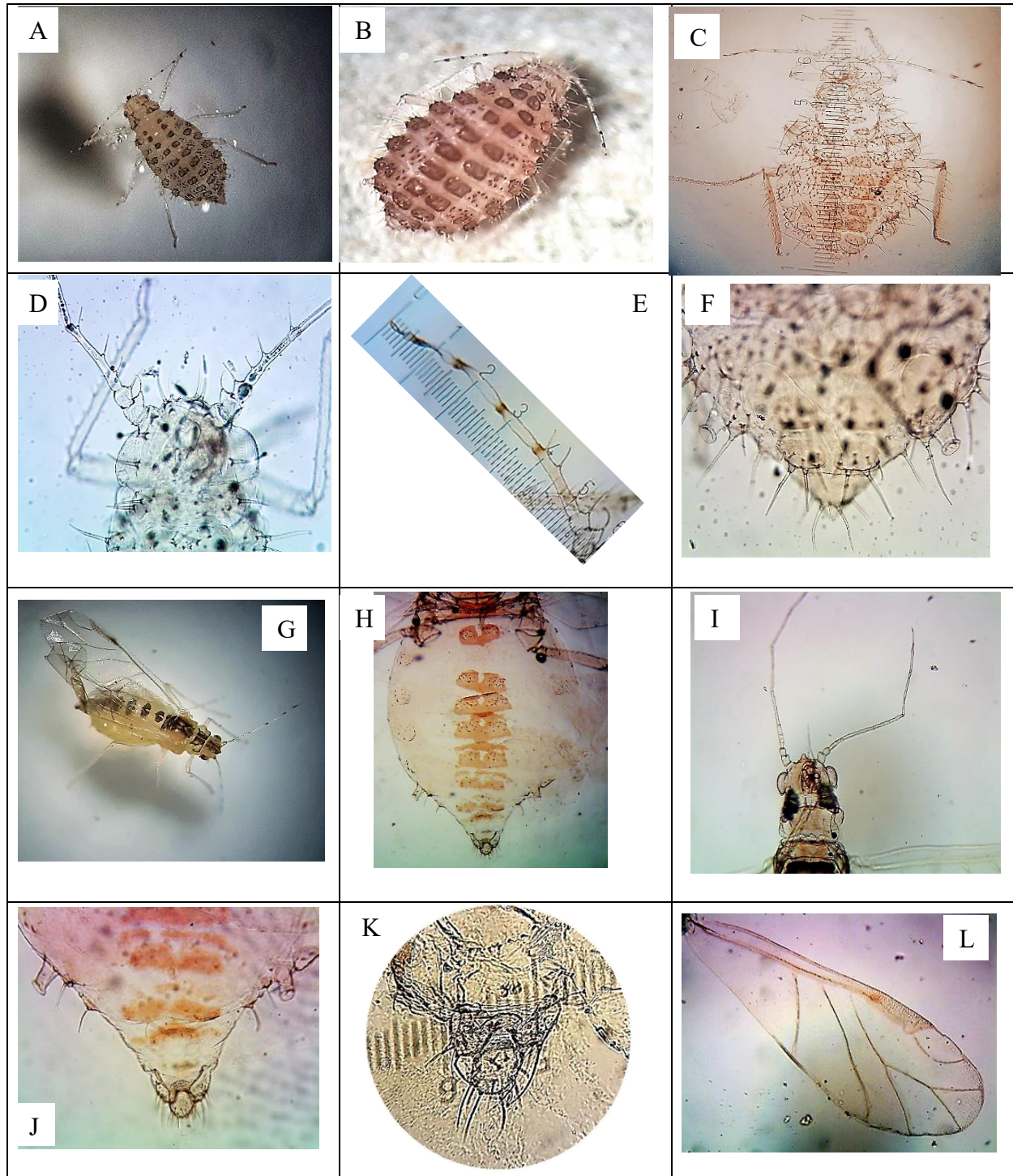


Figure 60 : Systématique de l'espèce *Hoplocallis picta* : A, B-Immature avant le montage (Grx 40), (Grx 50), C-Immature aptère après le montage (Grx 50), D- Front (Grx 100), E-Antennes (Grx 100), F-Cornicules et Cauda (Grx 100). G- Adulte ailée avant le montage (Grx 40), H-Adulte ailée après le montage (Grx 50), I-Tête et antennes (Grx 50), J, k-Cornicule et cauda (Grx 100), (Grx 400), L-Aile (Grx 100) (Photos originales).

1.1.2.7. Tribu : Pemphigini

-*Pemphigus sp 2*

Les aptères adultes sont jaunâtres foncées, de petite taille (Figure 61 A). Front légèrement concave (Figure 61 B). Les pattes et les antennes sont brun pâle, le dernier segment antennaire est constitué uniquement du fouet et d'un rhinarie primaire (Figure 61 B). Sans cornicules et cauda, alors que la plaque anale est à peine visible (Figure 61 C).

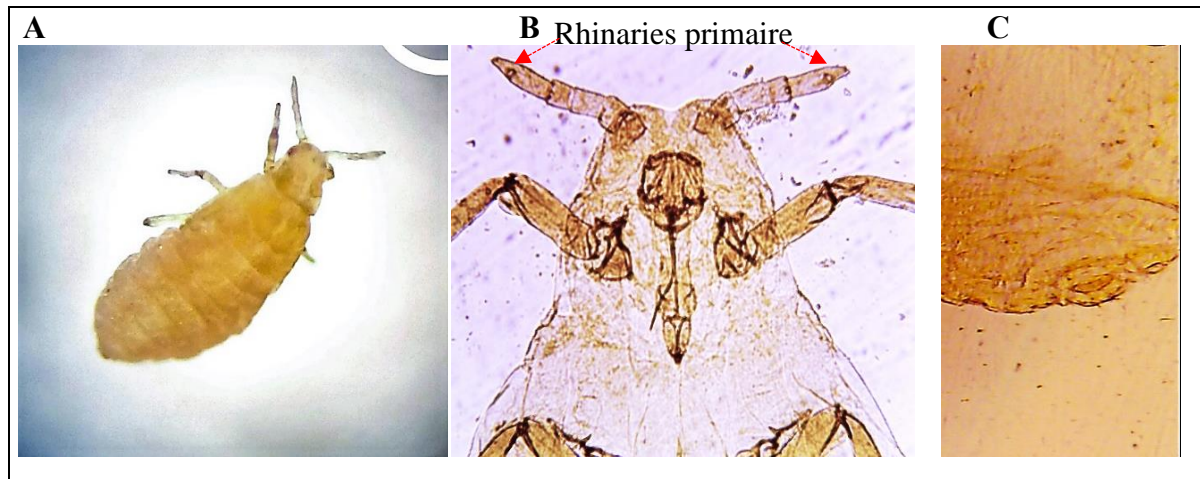


Figure 61 : Systématique de l'espèce - *Pemphigus sp 2* : A-Aptère avant le montage (Grx 50), B-Aptère après le montage (Grx 100), C-Cauda (Grx 100), (Photos originales).

1.1.2.8. Tribu : Thelaxini

-*Thelaxes suberi*

L'adulte aptère a un corps de forme ovale, sa couleur varie du vert clair au brun foncé (Figure 62 A, B), avec rangées de poils spinaux, pleuraux et marginaux sur les tergites (Figure 62 D). Tête et pronotum sont soudés avec front plat ou légèrement sinué et portant des soies (Figure 62 D). Les antennes sont courtes, poilées, de couleur pâle, mais les deux derniers articles sont sombres (Figure 62 D). Les cornicules sont extrêmement courtes, le bouton de la cauda est au moins aussi long que large et portant de nombreuses soies (Figure 62 E). L'espèce *T. dryophila* ressemble à *T. suberi*, avec la présence des poils rugueux en forme d'épines sur les tergites (Figure 62 C).

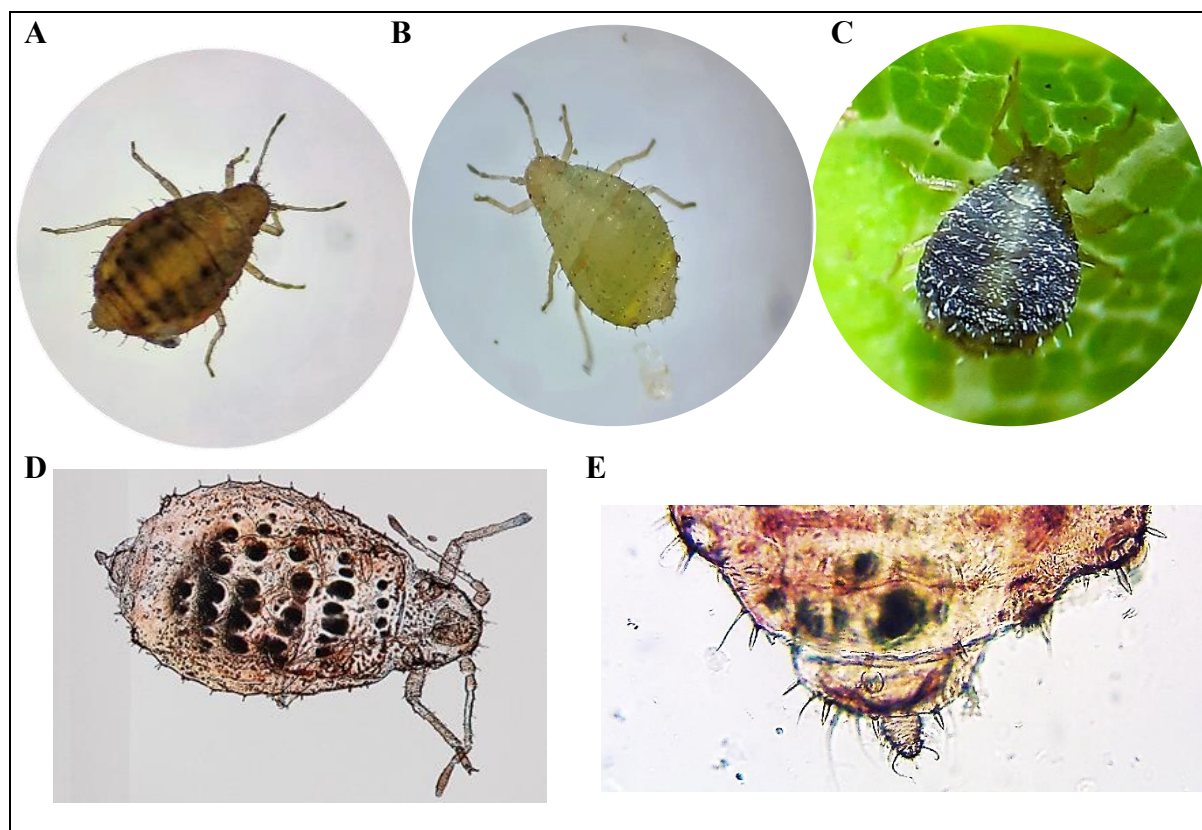


Figure 62 : Systématique du genre *Thelaxes* : A, B-Adulte aptère de *T. suberi* avant le montage (Grx 40), C-Adulte aptère de *Thelaxes dryophila* avant le montage (Grx 40), D-Adulte aptère de *T. suber* après le montage (Grx 50), E- Cornicules et cauda (Grx 100) (Photos originales).

1.2. Les ennemis naturels des pucerons

1.2.1. Inventaire des hyménoptères parasitoïdes

L'étude des parasites des pucerons collectés sur différentes plantes hôtes dans différentes localités dans le nord-ouest Algérien (durant 2019, 2020 et 2021) a permis de recenser dix espèces Hyménoptères parasitoïdes dont sept sont des parasitoïdes primaires de la famille des Braconidae et la sous-famille des Aphidiinae. Ces parasitoïdes se répartissent sur trois genres, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus* et *Aphidius*. Ce dernier est le plus dominant avec quatre espèces, suivi de *Lysiphlebus* (2 espèces) et *Diaeretiella* (une seule espèce).

Concernant le groupe des parasitoïdes secondaires, les résultats divulguent la présence de trois espèces représentant trois familles (Pteromalidae, Encyrtidae et Megaspilidae) et trois genres déférents : *Pachyneuron*, *Surphophagus* et *Dendrocerus*. (Tableau 7) :

Tableau 7 : Espèces de parasites aphidiphages inventoriées sur différents habitats du nord-ouest de l'Algérie.

Ordres	Famille	Sous - famille	Espèces de parasites
Hymenoptera	Parasites primaires		
	Braconidae	Aphidiinae	<i>Aphidius matricariae</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius ervi</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius colemani</i> Viereck, 1912
			<i>Aphidius aquilus</i> Nees, 1818
			<i>Diaeretiella rapae</i> (M'intosh, 1855)
			<i>Lysiphlebus testaceipes</i> Cresson, 1880
			<i>Lysiphlebus fabarum</i> Marshall
	Hyperparasites		
	Pteromalidae	Pteromalinae	<i>Pachyneuron aphidis</i> Bouché, 1834
Encyrtidae	Encyrtinae	<i>Surphophagus aphidivorus</i> Mayr, 1876	
Megaspilidae	Megaspilinae	<i>Dendrocerus</i> sp	

1.2.1.1. Association tritrophiques (Parasitoïdes – Pucerons – Plantes hôtes)

Les résultats acquis (Tableau 8) ont permis de déterminer de nombreuses associations tritrophiques établies par les hyménoptères parasitoïdes, pucerons et leurs plantes hôtes. Ainsi, 78 associations tritrophiques (parasitoïdes-pucerons-plantes hôtes) ont été enregistrées (Tableau, 8 ; 9 ; Figure 63) dont 70.5% sont établies par le genre *Lysiphlebus* soient 55 associations tritrophiques.

Tableau 8 : Différentes interactions tritrophiques (plante-aphide-parasitoïde) enregistrées dans les différents habitats de l'ouest de l'Algérie entre 2019 et 2021.

Espèces Parasitoïdes	Espèce Aphidienne	Espèces végétales
<i>Aphidius aquilus</i>	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Trigonella foenum-graecum</i>
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Fumaria capreolata</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Acyrtosiphon malvae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Pisum sativum</i>
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Lens culinaris</i> <i>Malva sp</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Ficus carica</i>
	<i>Capitophorus sp</i>	<i>Cirsium sp</i>
	<i>Dysaphis apiifolia</i>	<i>Torilis nodosa</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Raphanus raphanistrum</i>
	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Euphorbia sp</i>
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Capitophorus elaeagni</i>	<i>Silybum marianum</i> <i>Prunus armeniaca</i> <i>Prunus domestica</i> <i>Prunus persica</i>
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Hordeum vulgare</i> <i>Phragmites communis</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>
	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Centaurea solstitialis</i> <i>Mespilus germanica</i> <i>Prunus persica</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Kalonchoe sp</i> <i>Lycium shawii</i>
<i>Diaeretiella rapae</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Convolvulus althaeoides</i>
	<i>Acyrtosiphon gossypii</i>	<i>Ficus retusa</i>
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	<i>Aphis aurantii</i>	<i>Chenopodium sp</i> <i>Cicer arietinum</i> <i>Citrullus lanatus</i> <i>Foeniculum officinale</i> <i>Melilotus indicus</i> <i>Robinia pseudacacia</i>
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Retama monosperma</i>
	<i>Aphis cytisorum</i>	<i>Euphorbia sp</i>
	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Fumaria capreolata</i> , <i>Calendula arvensis</i> <i>Pittosporum tobira</i> <i>Vicia faba</i>
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Ceratonia siliqua</i> <i>Eriobotrya japonica</i> <i>Pistacia sp</i> <i>Rubus ulmifolius</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Rubus ulmifolius</i>
	<i>Aphis ruborum</i>	<i>Punica granatum</i> <i>Solanum melongena</i>
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Anacyclus clavatus</i>
	<i>Protaphis terricola</i>	<i>Pyrus communis</i>
	<i>Aphis pomi</i>	<i>Ficus retusa</i>
	<i>Aphis aurantii</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
	<i>Aphis ballotae</i>	

<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Carpobrotus edulis</i> <i>Ceratonia siliqua</i> <i>Cicer arietinum</i> <i>Sophora japonica</i> <i>Robinia pseudacacia</i> <i>Capsella bursa-pastoris</i>
	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Euphorbia sp</i>
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Creratonia siliqua</i> <i>Fumaria capreolata</i> <i>Torilis nodosa</i> <i>Urtica urens</i> <i>Vicia faba</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Amaranthus sp</i> <i>Mentha viridis</i>
	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>
	<i>Aphis nasturtii</i>	<i>Ziziphus lotus</i>
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Chenopodium sp</i> <i>Scandix pecten- veneris</i> <i>Solanum melongena</i>
	<i>Aphis spiraecola</i>	<i>Anagallis arvensis</i> <i>Cestrum nocturnum</i> <i>Cirsium sp</i> <i>Citrus aurantium</i> <i>Citrus limon</i> <i>Punica granatum</i> <i>Silybum marianum</i>
	<i>Aphis umbrella</i>	<i>Malva sylvestris</i>
<i>Brachycaudus helichrysi</i>	<i>Emex spinosa</i> <i>Gazania linearis</i> <i>Prunus persica</i>	

Lysiphlebus testaceipes, semble la mieux adapté et le plus efficace en parasitant 13 espèces aphidiennes récoltées sur 33 espèces de plantes hôtes formant 33 associations tritrophiques (42.30%). Ce parasitoïde a été isolé à partir des momies d'espèces de pucerons : *Aphis illinoisensis* sur *Vitis vinifera*, *Aphis fabae* sur *Creratonia siliqua* et *Vicia faba*, *Aphis spiraecola* sur *Punica granatum* et *Citrus limon*, *Aphis craccivora* sur *Cicer arietinum* et le caroubier *Creratonia siliqua*, *Aphis pomi* sur *Pyrus communis* et *Brachycaudus helichrysi* sur *Prunus persica*.

La seconde espèce, *L. fabarum*, a été obtenue à partir des momies de 10 espèces aphidiennes colonisant 21 espèces végétales formant 22 associations tritrophiques (28.20%). Comme le montrent les résultats du tableau (8), les espèces d'aphides attaquées par ce parasitoïde étaient associées à un nombre presque identique de plantes spontanées et cultivées. La plus importante d'entre elles est l'existence d'*Aphis gossypii* sur l'arbre des nèfles (*Eriobotrya japonica*) et caroubes (*Ceratonia siliqua*), l'existence d'*Aphis craccivora* sur la pastèque (*Citrullus lanatus*), le pois chiche, les arbres des caroubes et *Robinia pseudacacia*. Ainsi que

les espèces *Aphis fabae* et *Aphis solanella*, que l'on trouve respectivement sur la fève, les grenadiers et l'aubergine.

Le genre *Aphidius*, avec ses quatre espèces, occupe la deuxième place en termes de contribution aux interactions trophiques. Le parasitoïde *Aphidius matricariae* formant huit associations tritrophiques soit un taux de (10.25 %) des interactions totales. Les individus de ce parasitoïde ont été isolés à partir de momies de cinq espèces aphidiennes associées à huit espèces de plantes hôtes, notamment le ravageur principal des arbres fruitiers à noyaux, *Hyalopectus pruni* qui infeste les arbres de pêchers (*Prunus persica*), abricotiers (*Prunus armeniaca*) et pruniers (*Prunus domestica*). Ce parasitoïde a été repéré également sur les individus de *Rhopalosiphum maidis* associés à l'orge (*Hordeum vulgare*).

Les attaques d'*Aphidius ervi* ont été notées sur six espèces de pucerons, principalement de la tribu des Macrosiphini, hébergées par sept plantes hôtes et formaient sept associations (8.97%). Parmi les plus importantes, celles qui se sont formées avec *Acyrtosiphon pisum* sur petit pois (*Pisum sativum*), *Aphis gossypii* sur figuier (*Ficus carica*).

Les deux dernières espèces, *Aphidius colemani* et *Aphidius aquilus*, ont montré un niveau de parasitisme plus faible que les parasitoïdes précédents. *A. colemani* a été isolé uniquement à partir de la population d'*Acyrtosiphon malvae* prélevé sur la pomme de terre (*Solanum tuberosum*). Ce complexe représente 1% du nombre total d'interactions tritrophiques. Alors que la deuxième espèce, *A. aquilus* a été trouvée pour la première fois dans l'ouest de l'Algérie en association avec deux espèces aphidiennes (2.56%), *Aphis craccivora* sur fenugrec (*Trigonella foenum-graecum*) et *Aphis fabae* sur l'adventice *Fumaria capreolata*.

Tableau 9 : Importance des interactions tritrophiques formées en fonction des espèces de parasitoïde

Espèces Parasitoïdes	Pucerons hôtes	Plantes hôtes	Associations Tritrophiques
<i>Aphidius aquilus</i>	2	2	2
<i>Aphidius colemani</i>	1	1	1
<i>Aphidius ervi</i>	6	7	7
<i>Aphidius matricariae</i>	5	8	8
<i>Diaeretiella rapae</i>	2	5	5
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	9	21	22
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	13	33	33
Totale	38	77	78

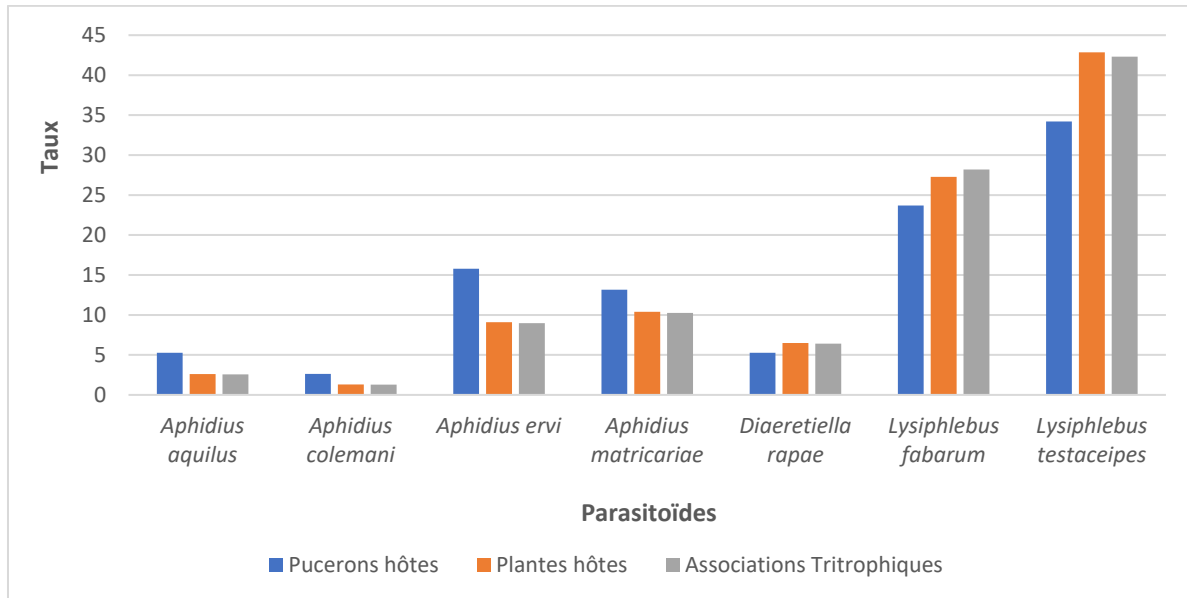


Figure 63 : Importance des espèces de plantes hôtes, des espèces de pucerons parasités et des interactions tritrophiques formées par chaque espèce de parasitoïde.

Le dernier genre, *Diaeretiella*, avec sa seule espèce, *D. rapae*, a pu tisser cinq associations tritrophiques (6. 41%). Cette espèce se comporte comme parasitoïde monophage puisqu'elle n'est associée seulement qu'à deux espèces de pucerons. Le premier, *Myzus persicae*, a été trouvé sur la nêfle commune (*Mespilus germanica*) et le pêcher (*Prunus persica*), mais aussi sur l'adventice *Centaurea solstitialis* dans les champs de petits pois et de céréales. Le second puceron, *Macrosiphum euphorbiae*, échantillonné sur la plante ornementale *Kalanchoe sp* dans les espaces verts de Relizane et sur l'arbuste *Lycium shawii* dans les espaces naturels de Mostaganem.

1.2.1.2. Abondance des espèces de parasitoïdes primaires inventoriées dans les différents habitats étudiés

La zone d'étude, la richesse spécifique totale des parasitoïdes primaires était de sept espèces. Comme indiqué dans le tableau 10, la majorité des hyménoptères (6 espèces) ont été trouvés sur les adventices, un nombre significatif (5 espèces) de parasitoïdes a également été noté sur les grandes cultures et les vergers des arbres fruitiers et viticoles, alors que 3 espèces de parasites ont été enregistrées sur les cultures maraîchères, horticulture, arbres ornementaux et les essences forestières. Les données de ce tableau montrent également que les parasites *Lysiphlebus fabarum* et *Lysiphlebus testaceipes* sont présents dans tous les environnements

avec différentes plantes, contrairement à *Aphidius colemani* qui n'est présent que sur les cultures maraîchères.

Tableau 10 : Abondance des espèces parasitoïdes trouvées dans les différentes zones étudiées.

Habitat	Cultures maraîchères	Grandes cultures	Arboricult.fr uitière / Viticulture	Horticult./ Arbres d'ornement	Essences forestières	Adventices
Espèces hyménoptères						
<i>Aphidius aquilus</i>		X				X
<i>Aphidius colemani</i>	X					
<i>Aphidius ervi</i>		X	X			X
<i>Aphidius matricariae</i>		X	X			X
<i>Diaeretiella rapae</i>			X	X	X	X
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	X	X	X	X	X	X
totale	3	5	5	3	3	6

1.2.2. Systématique des espèces de parasitoïdes primaires

Genre *Aphidius* Nees, 1818

-*Aphidius aquilus*

Les femelles de cette espèce ont des antennes composées de 13 segments (Figure 64 A). De plus, les cellules 5, 2 et 3 de l'aile antérieure sont réunies alors que la cellule 1 est ouverte (Figure 64 B).

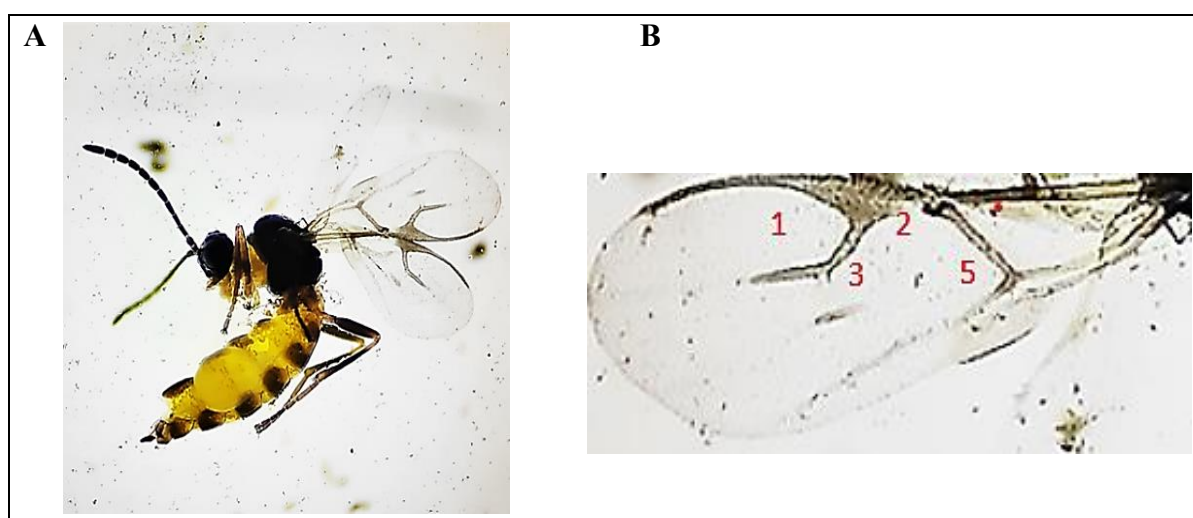


Figure 64 : Systématique de l'espèce *Aphidius aquilus* : A-Adulte (Grx 50), B-Aile antérieure (Grx 50) (Photos originales).

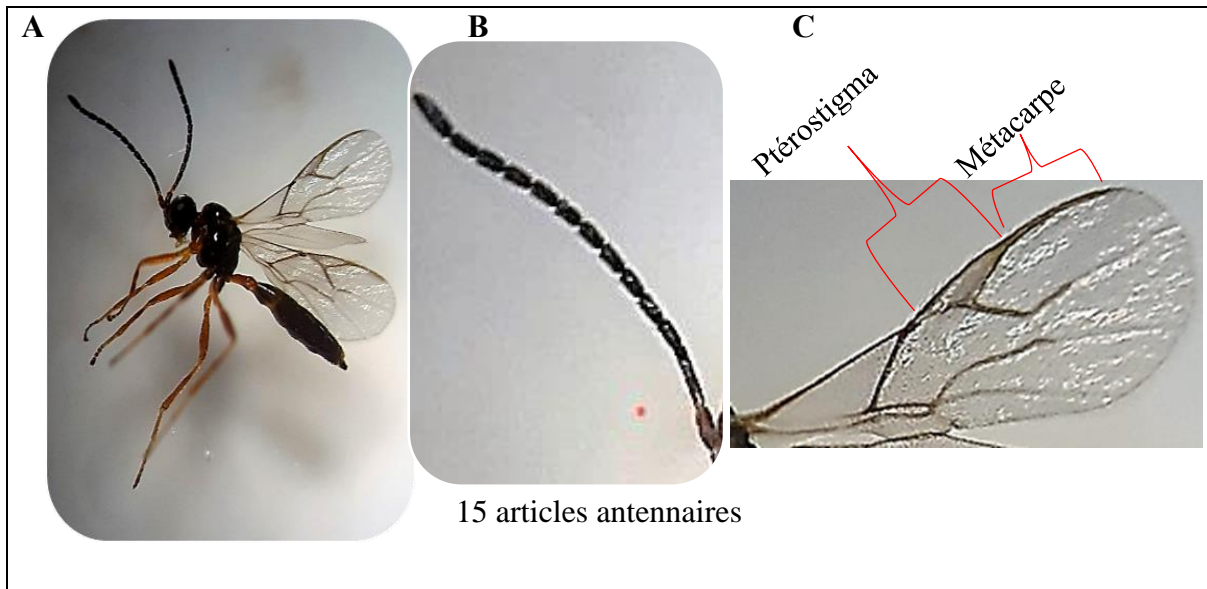


Figure 65 : Systématique de l'espèce *Aphidius colemani* :
a-adulte ♀ (grx50), b-antenne (grx 50), c-aile antérieure (grx 50) (photos originales).

-*Aphidius colemani* Viereck, 1912

Selon Kavallieratos et *al.* (2001), *A. colemani* est caractérisé par 15 articles antennaires chez les femelles (Figure 65 B). Tergum métasomal 1 brun clair à jaune (Figure 65 A). Le ptérostigma est triangulaire, il est de la même longueur que le métacarpe. Chez les ailes antérieures, les cellules 2, 3 et 5 forment une seule grande cellule médiane fermée (Figure 65 C).

-*Aphidius ervi*

Outre la couleur noire brillante qui caractérise l'espèce *Aphidius ervi* (Figure 66 A), Tomanovic et *al.* (2003) se sont appuyés sur les caractéristiques suivantes pour l'identifier : les antennes longues composent de 18 à 20 segments (Figure 66 A, B), la gaine de l'ovipositeur légèrement concave (Figure 66 A) et le pétiole rugueux (Figure 66 C). La nervation des ailes comme la majorité des espèces d'*Aphidius* qui se caractérise par l'intégration de la cellule 5, 3 et 2 dans une grande cellule fermée, alors que la cellule 1 est ouverte avec un ptérostigma plus long que le métacarpe (Figure 66 C).

-*Aphidius matricariae*

Les caractéristiques suivantes permettent de distinguer *A. matricariae* des autres espèces du genre *Aphidius* : Les ailes se caractérisent par un métacarpe plus long que le pterostigma. La gaine de l'ovipositeur de petite taille (Figure 67 A). Les antennes chez les femelles ont de 15 à 16 articles (Figure 67 B) (Barahoei et *al.*, 2012).

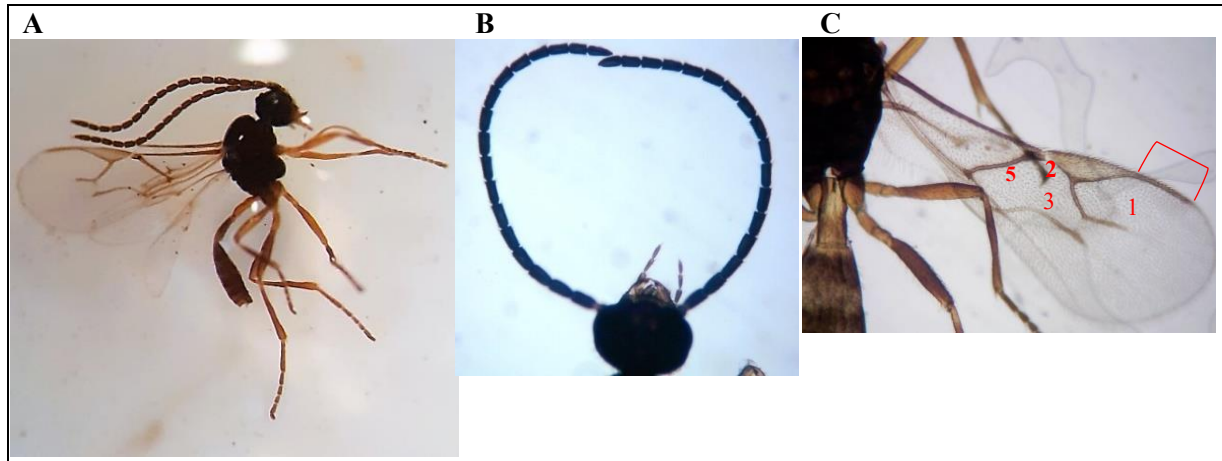


Figure 66 : Systématique de l'espèce *Aphidius ervi* :
 A-Adulte ♀ (Grx40), B-Tête et antennes (Grx 100), C-Aile antérieure et pétiole (Grx 100)
 (Photos originales)

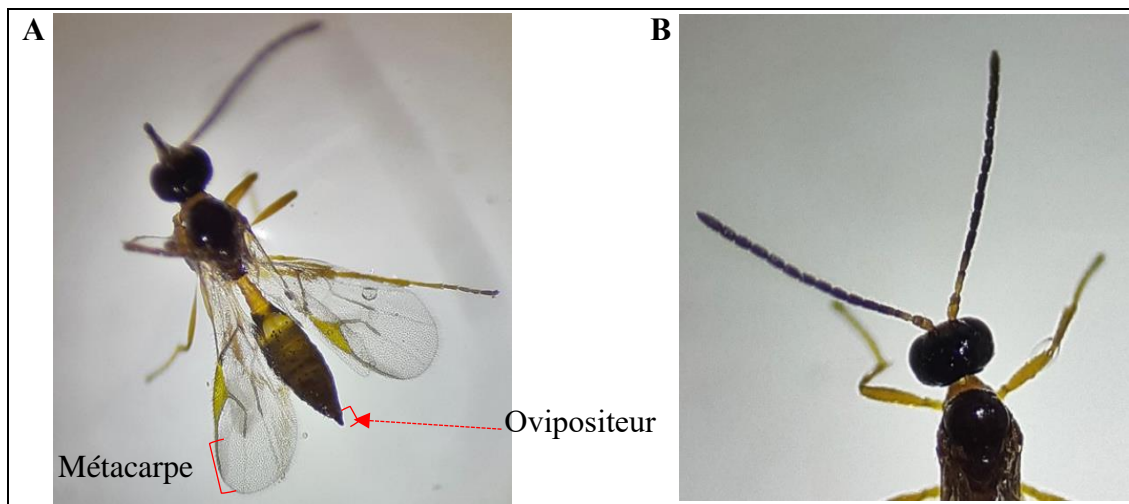


Figure 67 : Systématique de l'espèce *Aphidius matricariae* :
 A-Adulte ♀ (Grx 50), B-Tête et thorax (Grx 50) (Photos originales).

Genre *Diaeretiella*

-Diaeretiella rapae M'intosh, 1855

Les antennes de la femelle comportent 13 ou 14 segments (Figure 68 A, B), concernant les nervations des ailes, seul le secteur radial 3-SR est présent et court, alors que la nervure inter-radiale (r-m) et la nervure récurrente (m-cu) sont absentes (Figure 68 A). L'ovipositeur est incurvé, large et se rétrécit progressivement à l'extrémité (Kavallieratos et *al.*, 2013) ou, comme décrit par Turpeau et *al.*, 2010, ovipositeur à apex carré (Figure 68 B

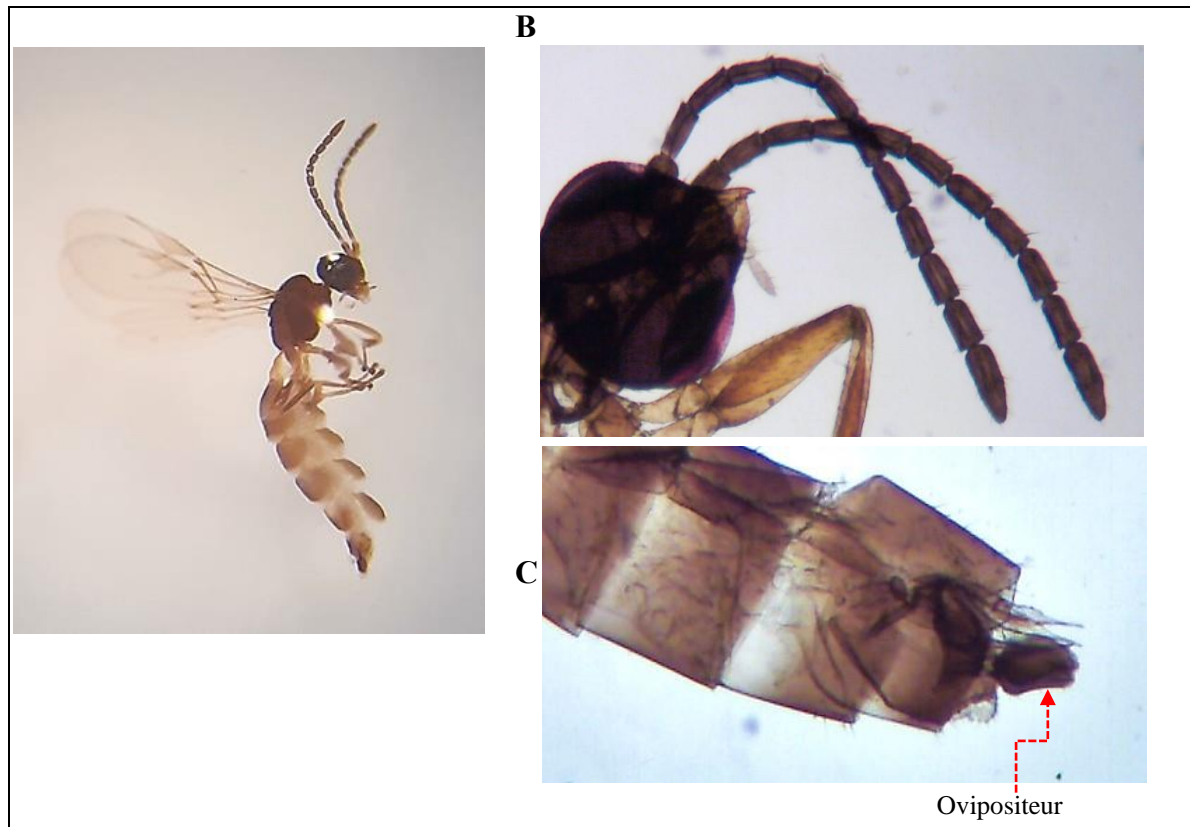


Figure 68 : Systématique de l'espèce *Diaeretiella rapae* :

A-Adulte ♀ (Grx 50), B-Tête avec les antennes (Grx 100), C-Ovipositeur (Grx 100) (Photos originales).

Genre *Lysiphlebus*

-Lysiphlebus fabarum

Selon Rakhsani et *al.* (2013), l'antenne de la femelle comprend 12 ou 13 articles (Figure 69 A, B). Les soies marginales très courtes à l'apex de l'aile antérieure chez la femelle, la longueur du pterostigma est inférieure au métacarpe. Les nervures M et m-cu de l'aile antérieure n'étaient que partiellement développées sous la veine r-m articles (Figure 69 C) (Tomanović et *al.*, 2012). Le pétiole est également court (Figure 69 C).

-Lysiphlebus testaceipes

Selon la clé d'identification d'écrit par Kavallieratos et *al.* (2001 ; 2013), la femelle de *L. testaceipes* est caractérisée par des antennes à 13 segments (Figure 70 A, B). Pterostigma : des ailes antérieures larges et triangulaires avec une longueur supérieure du métacarpe (Figure 70 A, C). La partie dorsale du pétiole est extrêmement convexe et de forme étroitement triangulaire (Figure 70 C, F). Comme le montre la figure 31, le mâle est semblable à la femelle, sauf qu'il a des antennes à 15 segments et que le bout de l'abdomen est arrondi.

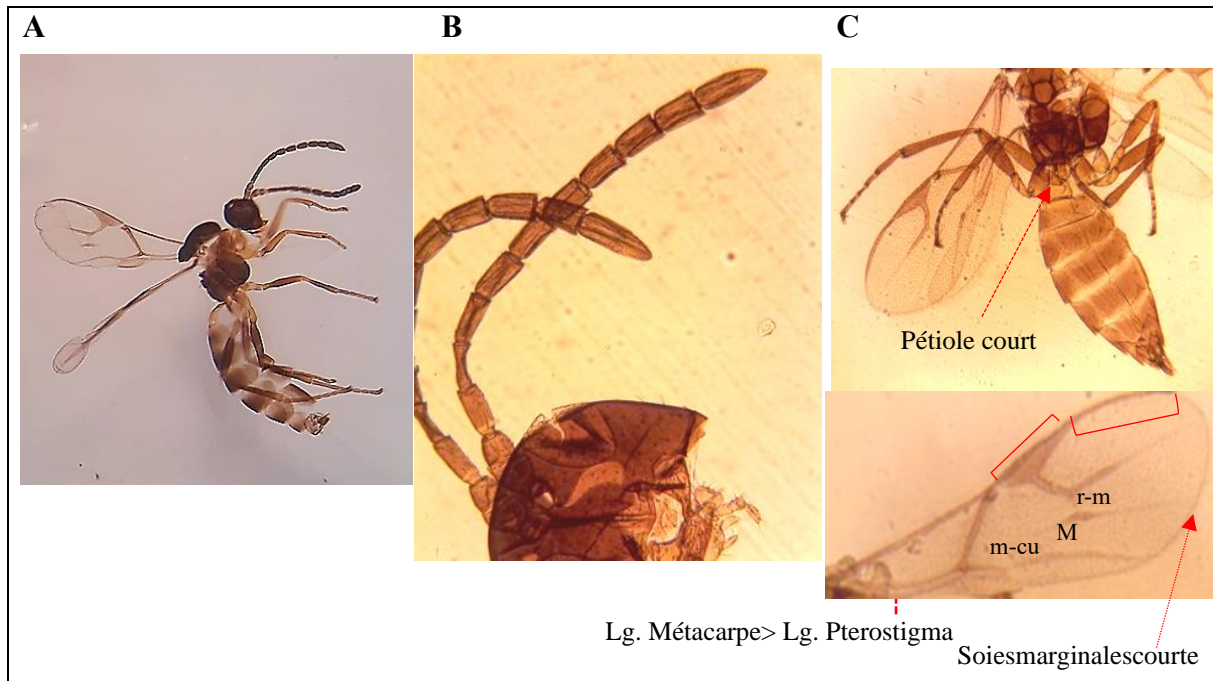


Figure 69 : Systématique de l'espèce *Lysiphlebus fabarum* :
 A-Adulte ♀ (Grx 50), B-Tête et antenne (Grx 100), C-Aile antérieure (Grx 100) (Photos originales)

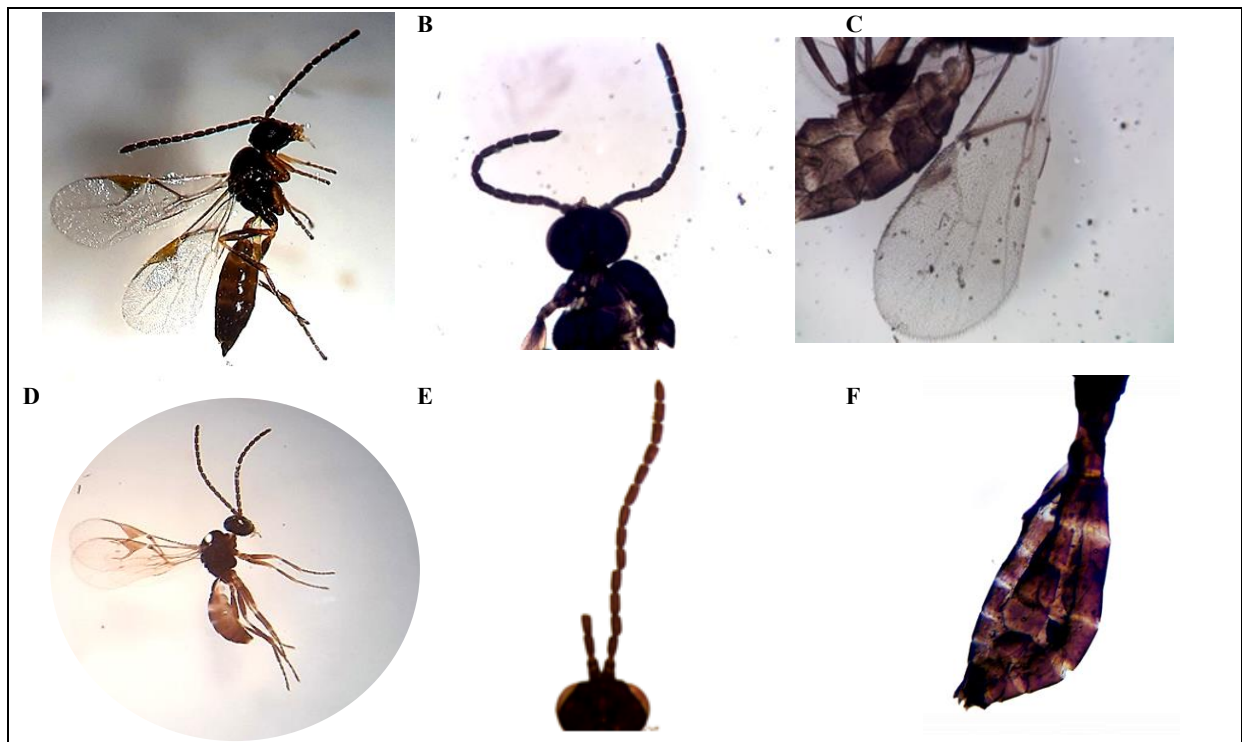


Figure 70 : Systématique de l'espèce *Lysiphlebus testaceipes* :
 A-Adulte ♀ (Grx 50), B-Tête et antennes ♀ (Grx 100), C-Aile antérieure et pétiole ♀ (Grx 100), D-Adulte ♂ (Grx 40), E-Tête et antennes ♂ (Grx 100), F-Abdomen ♂ (Grx 100) (Photos originales).

1.2.3. Systématique des espèces hyperparasitoïdes

-Dendrocerus sp Ratzeburg, 1852

Cette espèce se caractérise par un corps de couleur noire. L'antenne est formée d'un scape très long, pédicelle court et neuf flagellomères asymétriques (Figure 71 A). Le pétiole est plus large que long et le dernier tergite pointu (Figure 71 A). L'aile antérieure avec un ptérostigma large et semi-circulaire avec des poils distincts, la veine stigmatique est longue avec l'absence de la veine post marginale (Figure 71 B) (Wang et *al.*, 2021).

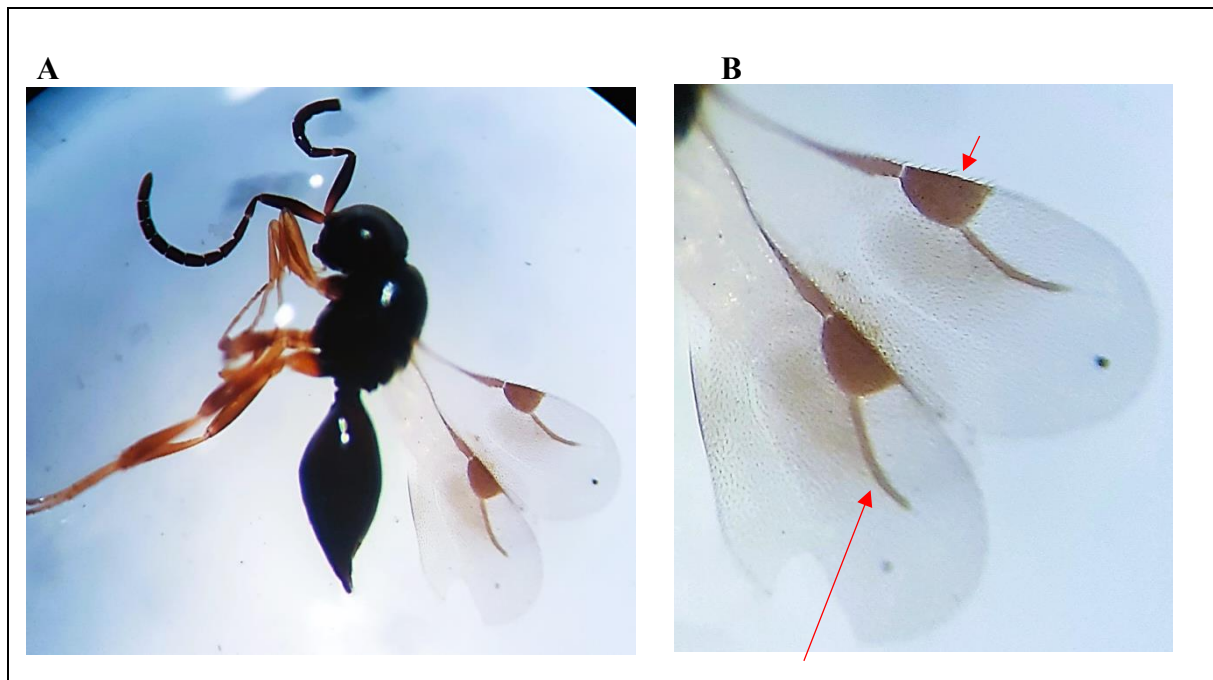


Figure 71 : Systématique de l'espèce *Dendrocerus sp* :
A-Adulte (Grx 50), D- Aille (Grx 50) (Photos originales).

-Pachyneuron aphidis (Bouché, 1834)

D'après Dzhanokmen (2009), la femelle de cette espèce est distinguée par sa couleur noir brillant (Figure 72 A). La veine marginale est souvent plus large que les autres veines (Figure 72 B, C), spéculum ouvert en bas. Le pétiole lisse et plus large que longue (Figure 72 C). L'antenne est formée de trois annelés et cinq flagellomères (Figure 72 D).

-Syrphophagus aphidivorus

Le description de l'espèce *S. aphidivorus* donnée par Zamora-Mejías et Hanson (2017), est comme suit : Les femelles sont avec un corps bronze (Figure 73 A). Les ailes antérieures avec un petit ptérostigma, veine marginale courte et nervation brun foncé, les

axillaires se touchent presque au milieu du mésoscutellum. (Figure 73 A). Les antennes sont géniculées avec un long scape par rapport aux autres segments (funicules) et portant des poils courts (Figure 73 B).

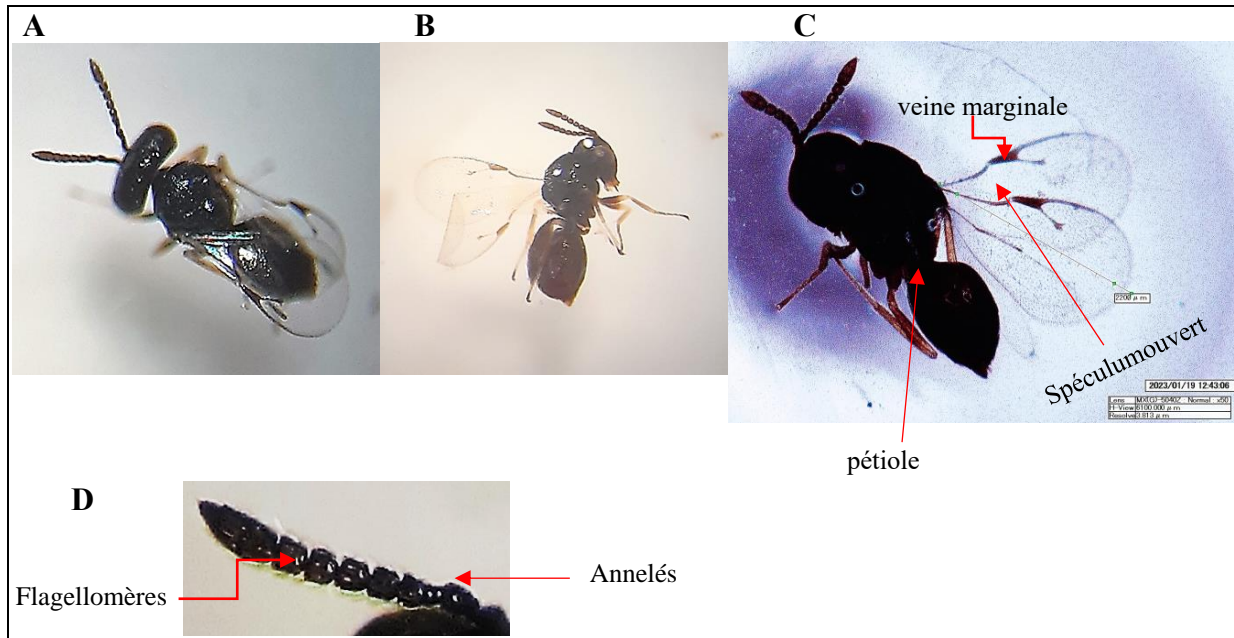


Figure 72 : Systématique de l'espèce *Pachyneuron aphidis*:

A-Adulte ♀ avant la fixation (Grx 40), B, C-Adulte ♀ après la fixation (Grx 40), (Grx 50), D- Antenne (Grx 50) (Photos originales).

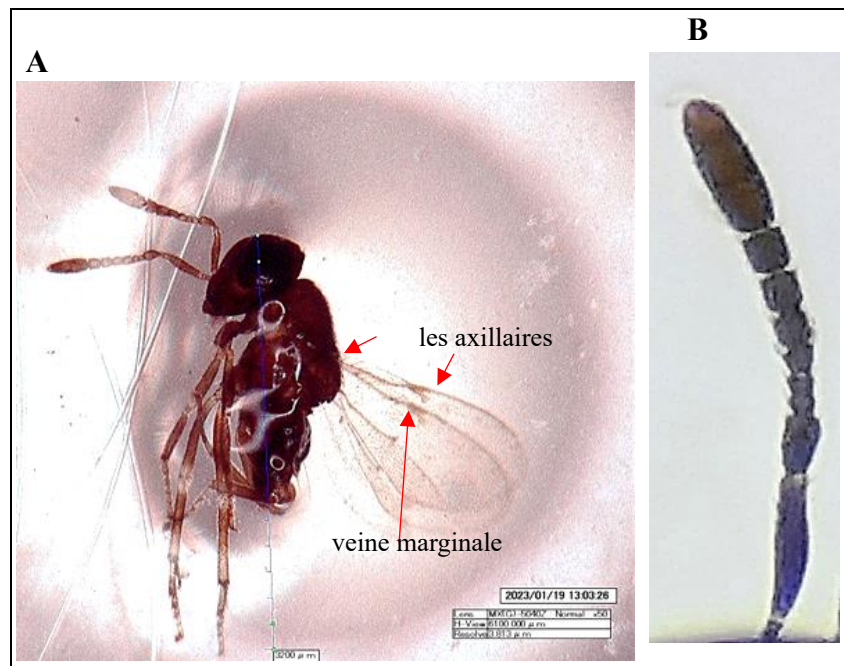


Figure 73 : Systématique de l'espèce *Syrphophagus aphidivorus*:

A-Adulte (Grx 50), B-Antenne (Grx 50) (Photos originales).

1.2.4. Les prédateurs

1.2.4.1. Systématique des espèces prédatrices

Lors de cette étude, nous avons enregistré la présence d'un cortège de prédateurs accompagnants la faune aphidienne sur diverses plantes hôtes dans différentes localités, en particulier dans les écosystèmes agricoles et forestiers de la région de Mascara et de Mostaganem. Les prospections, effectuées dans ces écosystèmes, ont permis d'identifier 15 espèces prédatrices appartenant à cinq familles (Chamaemyiidae, Coccinellidae, Syrphidae, Cecidomyiidae, Chrysopidae). Les Coccinellidae sont les plus dominantes avec neuf espèces (60 %), elles sont suivies par les Syrphidae avec trois espèces (20 %) alors que les Cecidomyiidae, Chamaemyiidae et Chrysopidae ne comprennent qu'une seule espèce, soit 6.66 % du nombre total d'espèces prédatrices. (Tableau, 11 ; Figure 74).

Tableau 11 : Inventaire des prédateurs des pucerons dans les agro-écosystèmes du Nord-Ouest Algérien (entre 2019 et 2021)

Ordres	Famille	Espèces
Diptera	Cecidomyiidae	<i>Aphidoletes aphidimyza</i> (Rondani, 1847)
	Chamaemyiidae	<i>Leucopis</i> sp
	Syrphidae	<i>Episyrphus</i> sp
		<i>Scaeva</i> sp
<i>Eristalinus</i> sp.		
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysoperla carnea</i> (Stephens, 1836)
Coleoptera	Coccinellidae	<i>Chilocorus bipustulatus</i> (Linnaeus, 1758)
		<i>Coccinella algerica</i> (Kovář, 1977)
		<i>Exochomus nigripennis</i> (Erichson, 1843)
		<i>Exochomus quadripustulatus</i> (Linnaeus, 1758)
		<i>Hippodamia variegata</i> (Goeze, 1777)
		<i>Myrrha octodecimguttata</i> (Linnaeus, 1758)
		<i>Oenopia dublieri</i> (Mulsant, 1846)
		<i>Pharoscyrnus</i> sp
		<i>Scymnus</i> sp

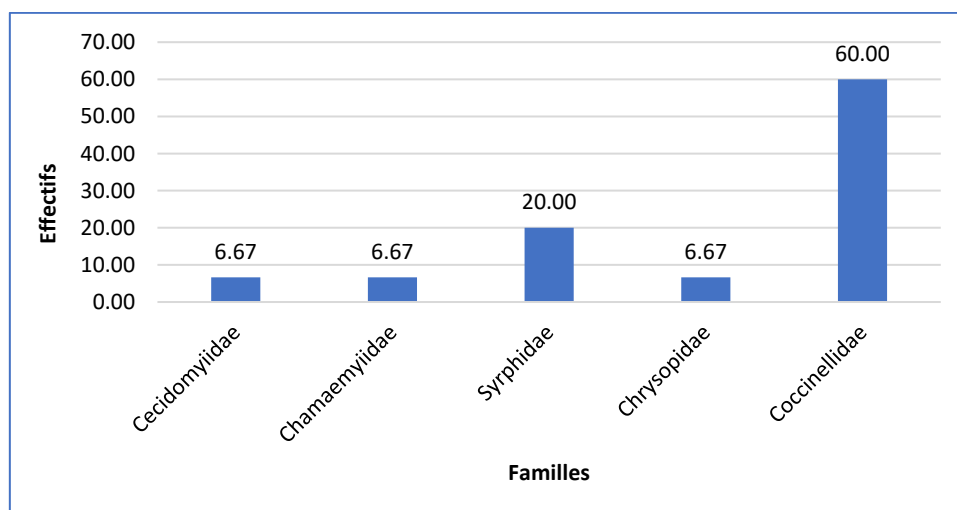


Figure 74 : Répartition des espèces prédatrices recensées dans les différents habitats de l'ouest de l'Algérie en fonction de leurs familles.

1.2.4.2. Les interactions entre prédateurs, pucerons et plantes hôtes

Les résultats obtenus (Tableau 12 et Figure 75) montrent que les milieux agricoles et forestiers de Mascara et de Mostaganem abritent 15 espèces de prédateurs de pucerons.

Ces auxiliaires ont été trouvés en association avec 29 espèces de pucerons sur 44 plantes hôtes. *C. algerica* était le prédateur prédominant et le plus polyphage, qui a été trouvé sur 16 espèces de pucerons 26.67% avec 21 espèces végétales 29.58 % varient entre des plantes cultivées, sauvages et des arbres forestiers.

Episyrphus balteatus (De Geer, 1776) est également un prédateur polyphage. Il a été collecté dans des populations de sept espèces aphidiennes (11,67%) vivant sur sept espèces botaniques (11,27%), principalement sur des arbres fruitiers et forestiers.

Les résultats obtenus montrent aussi que *Chrysoperla carnea*, *Hippodamia variegata*, *Leucopis sp*, *Scaeva sp* et *Exochomus nigripennis* avaient une large gamme de proies aphidiennes variant entre trois à cinq espèces réparties sur un pourcentage de 7.04% à 9.86% de la totalité des plantes hôtes.

Le reste du groupe de prédateurs identifié dans cette étude est composé de prédateurs oligophages. Chaque espèce n'ayant été détectée qu'avec une ou deux espèces de pucerons, soit un taux de 1.67 % à 33.33 % qui ont été collectées sur 2 à 3 espèces de plantes, soit un taux de 2.82 % à 4.23%.

Tableau12 : Importants prédateurs associés aux différentes espèces aphidiennes récoltées sur divers végétaux dans la région de Mascara et Mostaganem.

Prédateur	Aphide	Plant hôte	Mascara	Mostaganem	
<i>Aphidoletes aphidimyza</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	+	+	
		<i>Prunus persica</i>	+	+	
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Withania frutescens</i>	-	+	
<i>Chrysoperla carnea</i>	<i>Aphis frangulae</i>	<i>Citrullus lanatus</i>	+	-	
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Capsicum annuum</i>	+	-	
	<i>Melanaphis donacis</i>	<i>Phragmites communis</i>	+	+	
		<i>Cucurbita pepo</i>	+	-	
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum melongena</i>	+	-	
<i>Chilocorus bipustulatus</i>	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Vitis vinifera</i>	+	-	
	<i>Aphis spiraeola</i>	<i>Citrus limon</i>	+	+	
<i>Coccinella algerica</i>	<i>Uroleucon picridis</i>	<i>Chondrilla juncea</i>	+	-	
		<i>Cydonia oblonga</i>	+	-	
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Prunus persica</i>	+	+	
		<i>Diplotaxussp</i>	-	+	
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Capsicum annuum</i>	+	-	
		<i>Eriobotrya japonica</i>	-	+	
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum melongena</i>	+	-	
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Phragmites ommunis</i>		+	-
			<i>Agrostis stolonifera</i>	+	-
			<i>Hordeum vulgare</i>	+	-
	<i>Sipha maydis</i>	<i>Cynodon dactylon</i>		+	-
			<i>Sorghum bicolor</i>	+	-
			<i>Zea mays</i>	+	-
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Withania frutescens</i>	-	+	
	<i>Chaitophorus populeti</i>	<i>Populus alba</i>	+	-	
	<i>Chaitophorus populialbae</i>	<i>Populus alba</i>	-	+	
	<i>Pemphigus sp</i>	<i>Pistacia lentiscus</i>	-	+	
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Cerantonia siliqua</i>	+	-	
		<i>Vicia faba</i>	+	-	
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	+	+	
<i>Prunus persica</i>		+	+		
<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Hordeum vulgare</i>	+	-		
<i>Aphis craccivora</i>	<i>Citrullus lanatus</i>	+	-		

	<i>Aphis nasturtii</i>	<i>Ziziphus lotus</i>	+	-
<i>Episyrphus sp</i>	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>	+	-
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Sinapis sp</i>	-	+
		<i>Mespilus germanica</i>	+	-
		<i>Prunus persica</i>	+	+
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	+	-
		<i>Prunus persica</i>	+	-
		<i>Prunus domestica</i>	+	-
	<i>Aphis frangulae</i>	<i>Citrullus lanatus</i>	+	-
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum melongena</i>	+	-
	<i>Thelaxes suberi</i>	<i>Quercus coccifera</i>	-	+
<i>Thelaxes dryophila</i>				
<i>Eristalinus sp</i>	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	+	-
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Ficus carica</i>	+	-
<i>Exochomus nigripennis</i>	<i>Aphis spiraecola</i>	<i>Lycium shawii</i>	+	-
		<i>Cucurbita pepo</i>	+	-
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Pistacia sp</i>	+	-
		<i>Capsicum annuum</i>	+	-
		<i>Solanum elongena</i>	+	-
<i>Exochomus quadripustulatus</i>	<i>Aphis aurantii</i>	<i>Ficus retusa</i>	+	-
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Lycium shawii</i>	+	-
	<i>Aphis frangulae</i>	<i>Citrullus lanatus</i>	+	-
<i>Hippodamia variegata</i>	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum elongena</i>	+	-
		<i>Cucurbita pepo</i>	+	-
	<i>Aphis spiraecola</i>	<i>Petroselinum rispum</i>	+	-
		<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>	+
	<i>Aphis illinoisensis</i>	<i>Prunus armeniaca</i>	+	-
		<i>Vitis vinifera</i>	+	-
	<i>Leucopissp</i>	<i>Hyadaphis foeniculi</i>	<i>Daucus carotae</i>	+
<i>Aphis frangulae</i>		<i>Citrullus lanatus</i>	+	-
<i>Aphis craccivora</i>		<i>Citrullus lanatus</i>	+	-
<i>Aphis aurantii</i>		<i>Tamarix sp</i>	+	+
<i>Aphis gossypii</i>		<i>Capsicum annuum</i>	+	-
<i>Myrrha octodecimguttata</i>		<i>Aphis craccivora</i>	<i>Ceratonia siliqua</i>	+
	<i>Sophora japonica</i>		+	-
<i>Oenopia doublieri</i>	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Myoporum laetum</i>	+	-
	<i>Chaitophorus populialbae</i>	<i>Populus alba</i>	-	+
<i>Pharoscyrnus sp</i>	<i>Cinara apini</i>	<i>Pinus halepensis</i>	+	-
	<i>Cinara tujafilina</i>	<i>Juniperus oxycedrus</i>	+	+
<i>Scaeva sp</i>	<i>Aphis hedera</i>	<i>Schefflera arboriola</i>	+	-

	<i>Hoplocallis picta</i>	<i>Quercus ilex</i>	+	-
	<i>Aphis spiraecola</i>	<i>Lonicera implexa</i>	-	+
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Prunus persica</i>	+	+
<i>Scymnus sp</i>	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Ceratonia siliqua</i>	+	-
	<i>Aphis spiraecola</i>	<i>Citrus limon</i>	+	+

(+) : présence, (-) : absence

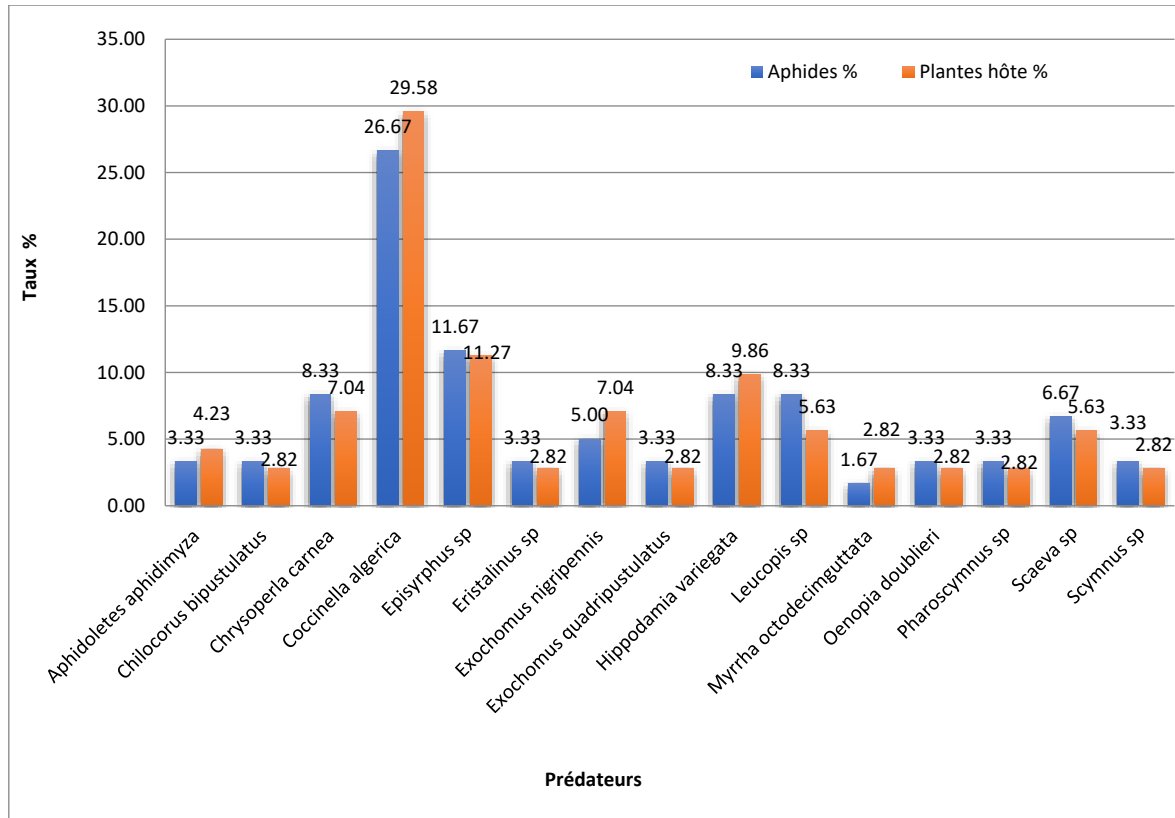


Figure 75 : Répartition des espèces prédatrices selon leurs proies et plantes hôtes.

1.2.4.3. Abondance des espèces de prédateurs inventoriées dans les différents habitats étudiés

Les résultats présentés dans le tableau (13) montrent que le milieu agricole et urbain de la région de Mascara et le milieu forestier de Mostaganem sont les localités où l'on trouve le plus d'espèces prédatrices. Au total, dix (10) espèces de prédateurs ont été recensées sur les essences forestières, 9 espèces au sein des vergers et des vignobles, les espaces verts et l'horticulture. Au niveau des cultures maraîchères 6 espèces uniquement ont été notées. La flore adventice n'abrite que 3 espèces alors qu'en grandes cultures, en particulier dans les champs d'orge, une seule espèce a été trouvée.

Tableau 13 : Abondance des espèces prédatrices trouvées dans la région de Mascara et Mostaganem

Habitat	Cultures maraîchère	Grandes cultures	Arboricult. fruitière / Viticulture	Horticult/ arbres ornemental	Essences forestières	Adventices
<i>Aphidoletes aphidimyza</i>			X		X	
<i>Chilocorus bipustulatus</i>			X			
<i>Chrysoperla carnea</i>	X				X	
<i>Coccinella algerica</i>	X	X	X	X	X	X
<i>Episyrphus sp</i>	X		X		X	X
<i>Eristalinus sp</i>			X			
<i>Exochomus nigripennis</i>	X			X	X	
<i>Exochomus quadripustulatus</i>				X	X	
<i>Hippodamia variegata</i>	X		X			
<i>Leucopis sp</i>	X			X	X	X
<i>Myrrha octodecimguttata</i>			X	X		
<i>Oenopia doublieri</i>				X	X	
<i>Pharoscymnus sp</i>				X	X	
<i>Scaeva sp</i>			X	X	X	
<i>Scymnus sp</i>			X	X		
Totale :15 espèces	6	1	9	9	10	3

2 : Étude Mycologique

2. Étude Mycologique

2.1. Résultats de l'isolement des champignons associés à l'aphidifaune





À partir de 20 échantillons de cadavres de pucerons et d'insectes récoltés sur les différents sites étudiés, cinq espèces fongiques ont été obtenues. Ces champignons appartiennent à trois ordres et quatre familles. Les Trichocomaceae avec deux espèces : *Penicillium* sp et *Aspergillus* sp. Les autres familles : Nectriaceae, Cordycipitaceae et Pleosporaceae représentées chacune par une seule espèce : *Fusarium* sp, *Beauveria bassiana* et *Alternaria* sp, respectivement.




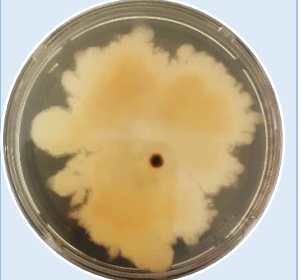


2.1.1. Caractérisation morphologique des champignons

2.1.1.1. Identification macroscopique

L'étude des caractéristiques macroscopiques a été effectuée par l'utilisation de deux milieux nutritifs SDA et PDA. Les caractéristiques spécifiques des colonies étudiées sont leur couleur, leur dispersion, leur forme et leur texture. Les critères macroscopiques des isolats obtenus sont résumés dans le tableau 14.

Tableau 14 : Étude macroscopique des isolats fongiques

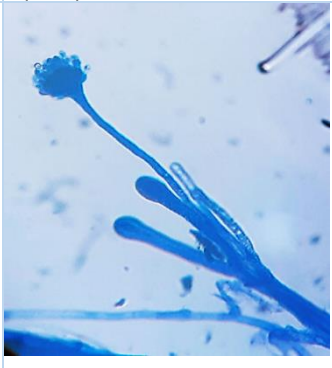

L'isolat fongique	Description	Aspect macroscopique	
		Surface	Revers
<i>Aspergillus</i> sp	-Les colonies sont plates veloutées. -Couleur blanc pâle puis vert et revers jaune pâle.		
<i>Penicillium</i> sp	Colonies sont poudreuses, de couleur blanc bleuté, devient bleu-vert, revers jaune		







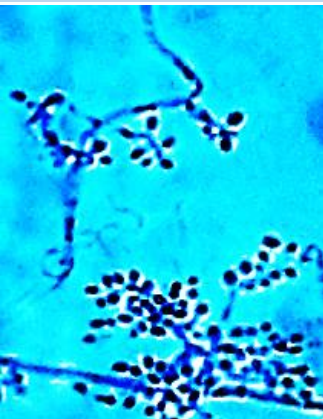
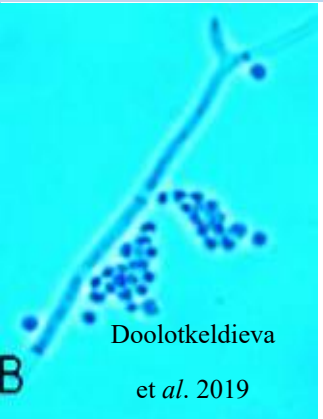
<i>Alternaria sp</i>	Colonies vert sombre avec une texture veloutée.		
<i>Fusarium sp</i>	Les colonies sont cotonneuses, blanches avec un verso jaune pale.		
<i>Beauveria bassiana</i>	Colonies à aspect floconneux et une couleur blanche avec un verso jaunâtre.		

2.1.1.2. Identification microscopique

Les caractéristiques microscopiques utilisées pour identifier les champignons obtenus comprennent le type de mycélium, la présence ou l'absence de septum, la forme des conidies, la disposition des spores sur le mycélium et les fructifications. Ces caractères sont résumés dans le tableau 15.

Tableau15. Étude microscopique des isolats fongiques

Souche fongique	Description	Aspect microscopique	
		Observation original (x40)	Observation références
<i>Aspergillus sp</i>	<ul style="list-style-type: none"> -Les hyphes sont septés. - Présence des conidiophores en forme de vésicule hémisphérique. -Conidies globuleuses 		 <p>Frisvad <i>et al.</i>, 2019</p>

<p><i>Penicillium</i> sp</p>	<p>-Hyphes septés et divisés en segments distincts - Conidiophores en forme de phialides bi-verticilliées longues, lisses et ramifiées. Les conidies unicellulaires En forme globuleuse.</p>		 <p>Lamsal et al., 2013</p>
<p><i>Alternaria</i> sp</p>	<p>-Les hyphes sombres avec des ramifications septales - Conidies en forme ellipsoïdale</p>		 <p>Chen et al., 2018</p>
<p><i>Fusarium</i> sp</p>	<p>- Hyphes hyalines avec des ramifications septales - conidies de forme allongée, de petite taille et disposées en verticilles -les chlamydospores sont absents</p>		
<p><i>Beauveria bassiana</i></p>	<p>-Hyphes transparents ramifiés -Conidies globuleuses à sub-globuleuses</p>		 <p>Doolotkeldieva et al. 2019</p>

2.2. Étude d'isolat sélectionnée (*B. Bassiana*) pour le test d'entomopathogénicité

2.2.1. Identification morphologique de *B. bassiana*

Les colonies de l'isolat de *B. bassiana* se caractérisent par une croissance dispersée et dense, un aspect floconneux et une couleur blanche avec un revers jaunâtre. L'observation microscopique a permis d'observer des conidies globuleuses à sub-globuleuses soutenues par des hyphes ramifiés translucides (Figure 76). Les mêmes critères ont été mentionnés par Humber (1997) dans sa Clé taxonomique.

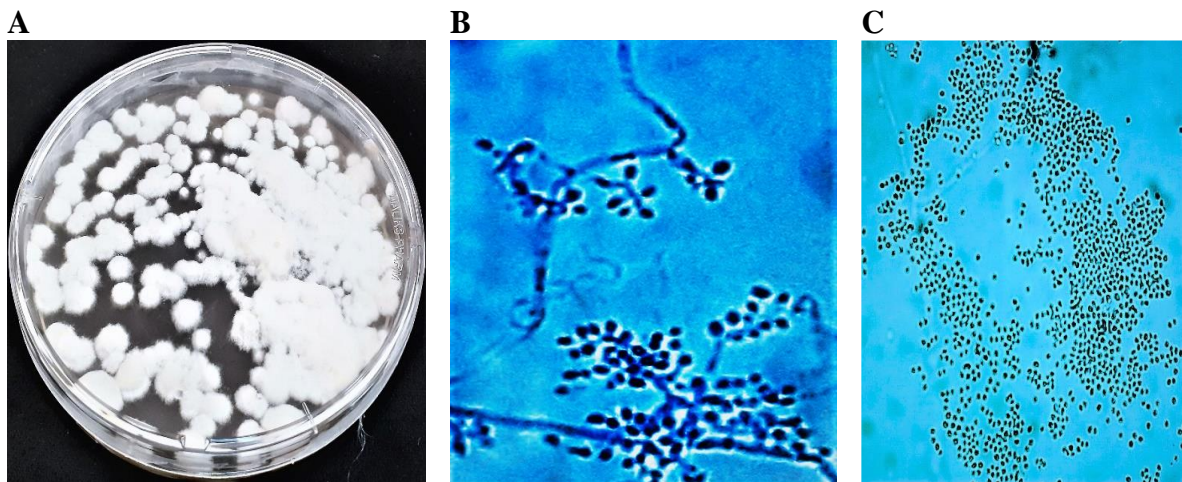


Figure 76 : Caractérisation morphologique de l'isolat de *Beauveria bassiana*.
Morphologie de la colonie de *B. bassiana* ; B) Mycéliums, conidiophores et conidies (Grx 600) ;
C) Conidies (Grx 400) (Photos originales).

2.2.2. Identification moléculaire de l'isolat de *B. bassiana* sur milieu Sabouraud Dextrose Agar (SDA)

L'analyse moléculaire a confirmé les résultats de l'identification morphologique, indiquant que le champignon entomopathogène conservé dans les cadavres de mouches (*Musca sp*) associés à la population d'*A. craccivora* était l'isolat de *B. bassiana*. L'isolat fongique a été caractérisé par le séquençage de l'espace transcrit interne (ITS) de l'ADNr à l'aide des amorces ITS1 et ITS4. Les séquences de cet isolat étaient homologues à 99 % avec d'autres isolats de *B. bassiana* dans GenBank. Les séquences nucléotidiques ont été déposées dans GeneBank sous le numéro d'accès ON715442, <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/ON715442.1/>. Cet isolat de *B. bassiana* a été nommé BBAA et référencé par un disque noir dans l'arbre phylogénétique (Figure 77).



Figure 77 : Arbre phylogénétique basé sur les séquences ITS montrant la position de l'isolat fongique *Beauveria bassiana* BBAA. L'isolat fongique étudié dans cette étude est indiqué par un disque noir. L'arbre a été construit en utilisant la méthode du Neighbor-Joining intégrée dans MEGA 11. Le support bootstrap a été calculé à partir de 1000 répétitions et est indiqué au-dessus des branches.

2.2.3. Évaluation de l'efficacité de *B. bassiana*-BBAA contre *Aphis craccivora* Koch, 1854

L'infection et la mort des individus d'*A. craccivora* a commencé deux jours après le traitement avec les trois concentrations (1×10^8 , 1×10^6 et 1×10^4 conidies/ml) de *B. bassiana* BBAA. Quatre jours plus tard, les cadavres des pucerons étaient recouverts d'un mycélium cotonneux (Figure 78). En revanche, aucune mycose n'a été observée dans le groupe d'*A. craccivora* traité avec de l'eau distillée.

L'analyse statistique a montré que la concentration de la suspension de conidies avait une différence significative sur le taux de mortalité in vitro ($F = 93.53$, $df = 3$, et $P < 0.001$), il en est de même pour le test mené sous abris serre ($F = 28.55$, $df = 3$, et $P < 0,001$) alors qu'aucune différence n'existe entre les techniques (trempages, pulvérisations) et l'interaction ($F = 0.155$, $df = 1$, et $p > 0.05$). En ce qui concerne le temps, une différence significative de mortalité a également été enregistrée dans les essais en boîte de Petri ($F = 98.83$, $df = 1$, $P < 0.001$) et dans la serre ($F = 93.27$, $df = 1$, $P < 0.001$).

2.2.3.1. Efficacité en laboratoire

Comme le montrent les tableaux (16) et (17), après seulement deux jours de traitement, la concentration d'origine de 1×10^8 conidies/ml a tué 52.05 % des pucerons par pulvérisation et 40 % par trempage, tandis que les concentrations de 1×10^6 et 1×10^4 conidies/ml ont tué respectivement 30.03 et 18.02 % des adultes d'*A. craccivora* par pulvérisation alors qu'elles ont

provoqué respectivement une mortalité de 28.03 et 24.02 % de la population aphidienne par trempage.

Tableau 16. Efficacité de l'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA contre les adultes d'*Aphis craccivora* in vitro par trempage

Jours après traitements	Mortalité (%)			
	Concentrations			
	Témoins	1 × 10 ⁴ conidies/ml	1 × 10 ⁶ conidies/ml	1 × 10 ⁸ conidies/ml
1er jour	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c
2ème jour	1.00 ^c	24.02 ^b	28.03 ^b	40.04 ^b
3ème jour	1.40 ^c	40.06 ^b	52.07 ^{ab}	54.07 ^{ab}
4ème jour	1.80 ^c	48.08 ^b	54.10 ^{ab}	66.12 ^a
5ème jour	2.00 ^c	54.10 ^b	62.12 ^a	72.14 ^a
6ème jour	2.40 ^c	56.13 ^b	68.16 ^a	72.17 ^a
7ème jour	2.60 ^c	64.16 ^a	74.19 ^a	74.19 ^a

Les lettres ^{a, b, ab, c} indiquent la signification statistique déterminée par ANOVA suivi du test de Tukey (p < 0,05).

Tableau 17. Efficacité de l'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA contre les adultes d'*Aphis craccivora* in vitro par pulvérisation

Jours après traitements	Mortalité (%)			
	Concentrations			
	Témoins	1 × 10 ⁴ conidies/ml	1 × 10 ⁶ conidies/ml	1 × 10 ⁸ conidies/ml
1er jour	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c
2ème jour	1.00 ^c	18.02 ^b	30.03 ^b	52.05 ^{ab}
3ème jour	1.40 ^c	32.04 ^b	46.06 ^{ab}	66.09 ^a
4ème jour	1.80 ^c	54.09 ^{ab}	62.11 ^a	68.12 ^a
5ème jour	2.00 ^c	58.11 ^{ab}	68.13 ^a	72.14 ^a
6ème jour	2.40 ^c	58.14 ^{ab}	70.16 ^a	74.17 ^a
7ème jour	2.60 ^c	64.16 ^a	70.18 ^a	74.19 ^a

Les lettres ^{a, b, ab, c} indiquent la signification statistique déterminée par ANOVA suivi du test de Tukey (p < 0,05).

Le taux de mortalité le plus élevé enregistré in vitro était de 74 % après le septième jour de traitement avec des concentrations de 1 × 10⁶ et 1 × 10⁸ conidies/ml. Dans le même temps, la concentration la plus faible par les deux techniques a permis d'éradiquer 64,16 % des pucerons. Cependant, le taux de mortalité le plus bas, soit 2,60 %, a été enregistré dans le groupe de témoin

2.2.3.2. Sous abris serre

Au niveau de la serre, la mort des insectes a débuté deux jours après le traitement avec des concentrations de 1×10^6 et 1×10^8 conidies/ml. Après trois jours, la mortalité est apparue dans les populations de pucerons traitées avec la concentration la plus faible de 1×10^4 conidies/ml, et même parmi ceux traités avec de l'eau distillée. Après sept jours (07) d'exposition au traitement (Tableau 18), la concentration d'origine présentait le niveau de toxicité le plus élevé (70,11 %). Elle est suivie par la concentration intermédiaire de 1×10^6 conidies/ml (60,09 %) puis par la concentration la plus faible (56,08 %), tandis que le traitement par l'eau distillée avec le Tween 80 provoquait des taux de mortalité de 15 % de la population d'*A. craccivora*.

Tableau 18. Efficacité de l'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA contre les adultes d'*Aphis craccivora* en serre

Jours après traitements	Mortalité (%)			
	Témoins	Concentrations		
		1×10^4 conidies/ml	1×10^6 conidies/ml	1×10^8 conidies/ml
1er jour	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c
2ème jour	0.00 ^c	0.00 ^c	8.00 ^c	18.00 ^{bc}
3ème jour	6.00 ^c	12.00 ^c	18.01 ^{bc}	30.02 ^b
4ème jour	8.00 ^c	26.02 ^b	28.02 ^b	46.04 ^b
5ème jour	10.00 ^c	32.03 ^b	40.04 ^b	58.06 ^{ab}
6ème jour	12.66 ^c	46.05 ^b	50.06 ^b	62.07 ^a
7ème jour	15.00 ^c	56.08 ^{ab}	60.09 ^{ab}	70.11 ^a

Les lettres ^{a, b, ab, c} indiquent la signification statistique déterminée par ANOVA suivi du test de Tukey ($p < 0,05$).

Les résultats de l'estimation des concentrations létales et des valeurs du temps léthal sont présentés dans le tableau 19 : Les valeurs de CL50 étaient de $2,23 \times 10^2$ conidies/ml dans les essais en boîte de Pétri et de $5,43 \times 10^8$ conidies/ml dans les essais en serre. Les valeurs de la TL50 à la concentration (1×10^8 conidies/ml) étaient de 3,34 jours dans les essais in vitro et de 5,62 jours dans les essais in vivo.

Tableau 19. Les valeurs de LC et LT pour la population d'*Aphis craccivora* traitée avec des conidies de l'isolat BBAA

		<i>In vitro</i>	<i>In vivo</i>
Concentrations LC (À 7 jours)	LC ₁₀	0	3.00 10 ⁻⁴
	LC ₃₀	1.9 10 ⁻³	5.48 10 ³
	LC ₅₀	2.23 10 ²	5.43 10 ⁸
	LC ₉₀	5.40 10 ¹⁴	8.81 10 ²⁰
	LC ₉₉	6.74 10 ²⁴	7.92 10 ³⁰
	Slope.SE	0.017 ± 0	0.024 ± 0
	Chi.	208	103
Temps LT (À 1 × 10⁸ conidies/ml)	P	4.723	3.370
	LT ₂₅	1.96	3.51
	LT ₅₀	3.34	5.62
	LT ₇₅	5.71	8.97
	LT ₉₀	9.25	13.68
	Slope.SE	0.112 ± 0	0.217 ± 0
	Chi.	278	138
P	3.463	1.684	

2.2.5. Postulat de Koch

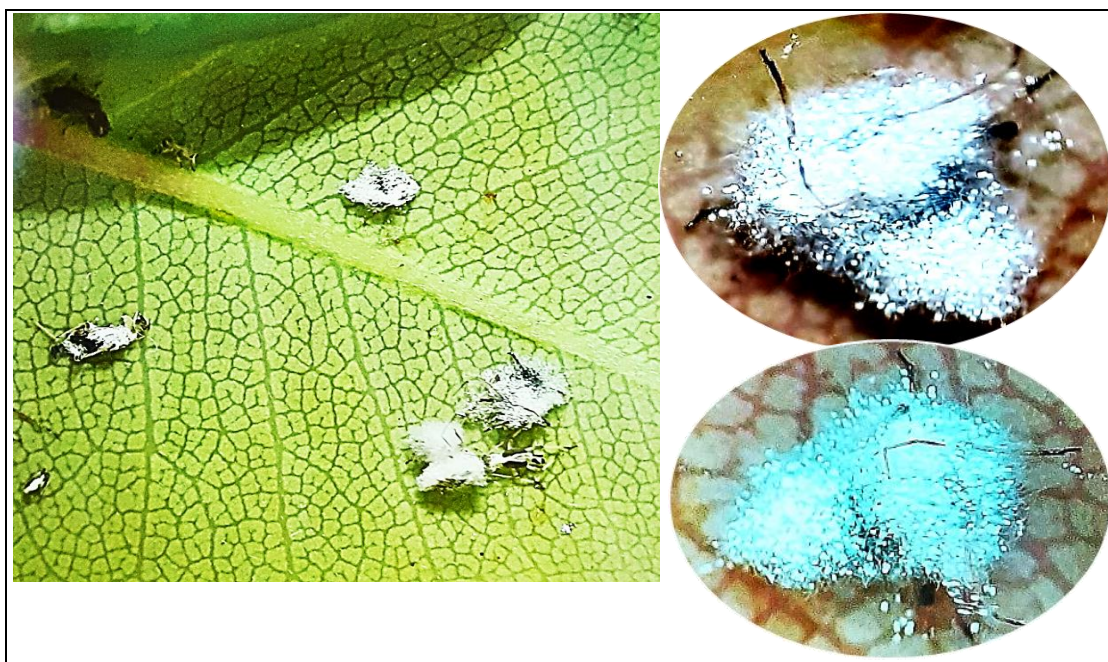


Figure 78 : Cadavres du puceron noir de la luzerne (*Aphis craccivora*), 96 heures après traitement avec l'isolat BBAA de *Beauveria bassiana* (Photos originales).

Les résultats du test du postulat de Koch ont indiqué que la mort et la couverture totale des pucerons par des colonies blanches (Figure 78) étaient dues au traitement avec l'isolat BBAA. Cependant, il n'y a pas eu de croissance de colonies fongiques sur les cadavres de la

série de témoins. Ces résultats confirment la pathogénicité de *Beauveria bassiana* BBAA vis-à-vis le puceron noir de la luzerne.

2.2.4. Caractérisation enzymatique de *Beauveria bassiana* BBAA

L'isolat BBAA a pu se développer sur l'ensemble des milieux gélosés testés dans cette étude. L'évaluation des activités enzymatiques de l'amylase, de la protéase, de la lipase et de la chitinase produites par l'isolat de *B. bassiana* a été réalisée en mesurant le diamètre du halo autour de la colonie fongique (Tableau 20) et le changement de couleur du milieu gélosé.

Tableau20. Indice enzymatique de la production d'enzymes hydrolytiques par l'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA

Activité enzymatique	Substrat	Diamètre des zones d'hydrolyse (cm)
Amylase	Amidon soluble	0.00
Protéase	Caséine du lait	3.66 ± 0.76
Lipase	Lipides de l'huile d'olive	3.1 ± 0.36
Chitinase	Chitine colloïdal	4.33 ± 0.28

Les valeurs sont la moyenne ± l'écart-type de trois répétitions.

2.2.3.1. Production d'amylase

Aucune zone de lyse ni aucun changement de couleur n'ont été observés autour des colonies de l'isolat BBAA sur les plaques de gélose de l'amidon, ce qui montre l'incapacité de l'isolat BBAA à produire de l'amylase pour décomposer l'amidon. (Figure 79)



Figure 79 : Activité amylolytique, l'absence de halo autour des colonies après trois jours d'incubation à 28°C, due à l'absence de production d'amylase, indique que l'amidon n'est pas hydrolysé (Photos originales).

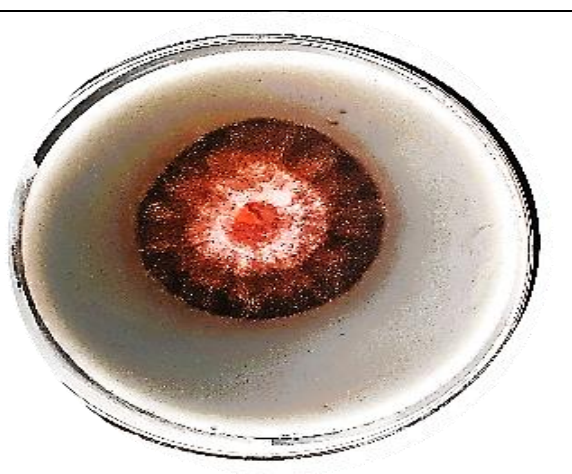


Figure 80 : Production de protéase, l'apparition d'un halo clair autour des colonies de *B. bassiana* révèle une production de protéase (Photos originales).

2.2.3.2. Production de protéase

L'isolat *Beauveria BBAA* présente une production positive de protéase avec un diamètre de zone hydrolysée claire variable (Tableau 20 ; Figure 80) qui est indiquant l'hydrolyse de la caséine de la gélose de lait écrémé.

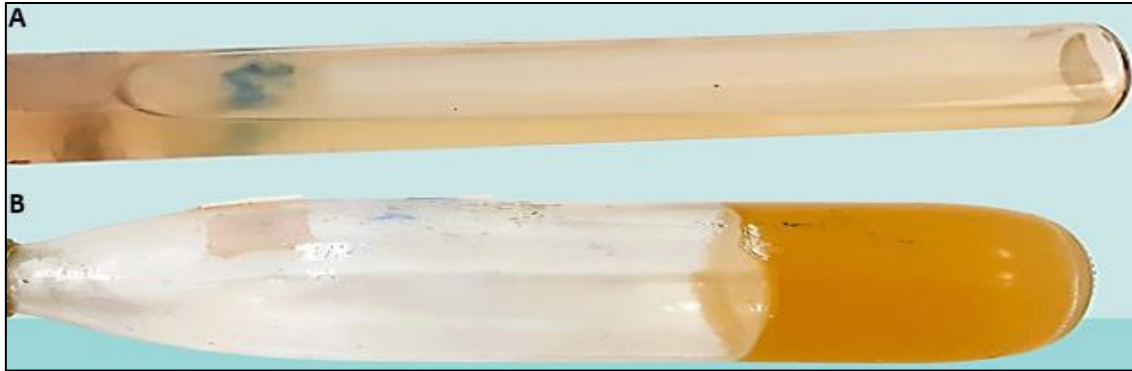


Figure 81 : Activité de la gélatine sur le milieu gélatineux nutritif (Photos originales). (A) Liquéfaction de la gélatine dans des tubes inoculés avec des mycéliums de *B. bassiana* BBAA (contrôle positif) ; (B) Pas de liquéfaction de la gélatine dans des tubes non inoculés (contrôle négatif).

-En ce qui concerne la production de la protéase par la technique d'hydrolyse de la gélatine, après douze jours d'incubation, la gélatine des tubes inoculés avec l'isolat fongique s'est liquéfiée, même après avoir été refroidie à 4 °C pendant 30 minutes. Ce changement indique que la protéase produite par *B. bassiana* a hydrolysé la gélatine du milieu gélosé, alors que les tubes témoins (non inoculés) sont restés solides (Figure 81).

2.2.3.3. Production de lipase

Après trois jours d'incubation, l'isolat de *B. bassiana* BBAA a montré une activité lipolytique par la présence d'un halo autour des colonies (Tableau 20 ; Figure 82) qui indique l'hydrolyse de l'huile d'olive utilisée comme un substrat lipidique dans le milieu gélose.

2.2.3.4. Production de chitinase

En utilisant un milieu de culture contenant la chitine colloïdale comme seule source de carbone, l'isolat BBAA de *Beauveria bassiana* a été capable de produire de la chitinase, ce qui a entraîné la dégradation de la chitine du milieu et se traduit par la formation d'une zone de couleur violet pourpre autour des colonies (Tableau 20 ; Figure 83).

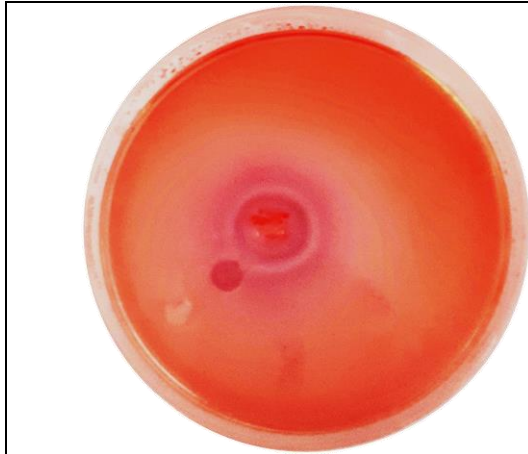


Figure 82 : Activité lipolytique, après trois jours d'incubation, un halo clair entourant les colonies de *Beauveria* BBAA, caractéristique de la production de lipase, s'est formé (Photos originales).

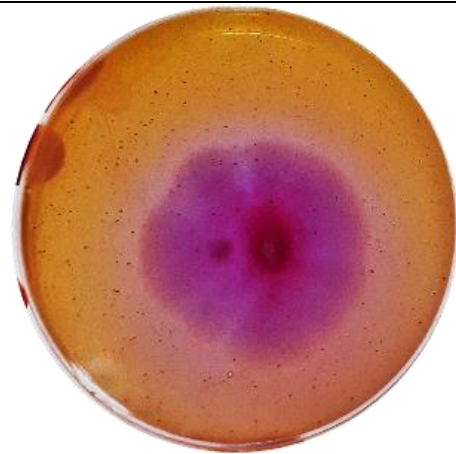


Figure 83 : Production de la chitinase après sept jours d'incubation à 28 °C : formation d'une zone violette autour des colonies de l'isolat BBAA indique la décomposition de la chitine (Photos originales).

EXPERIMENTATION

Chapitre V

Discussion

1. Liste détaillée de l'aphidofaune
 - 1.1. Inventaire des pucerons et la relation bitrophique
 - 1.2. Systématique des pucerons
2. L'inventaire des hyménoptères parasitoïdes et Relations Trophiques ;
 - 2.1. L'inventaire des hyménoptères parasitoïdes
 - 2.2. Relation Tritrophique
 - 2.3. Systématique des parasitoïdes
 - 2.1. L'inventaire des hyménoptères parasitoïdes
3. Inventaire des espèces prédatrices
 - 3.1. Interactions prédateurs, pucerons et plantes hôtes
4. La flore mycologique associée aux Aphides
 - 4.1. Isolement des champignons associés aux Aphides
 - 4.2. Évaluation de l'efficacité de *B. bassiana* contre *A. craccivora*
 - 4.3. Caractérisation enzymatique de *B. bassiana*

Chapitre V- Discussion

Ce chapitre examine les résultats des recherches entomologiques et mycologiques. La première partie des résultats concerne l'inventaire des pucerons et de leurs interactions bi-trophiques avec des plantes provenant de différents habitats dans trois wilayas du nord-ouest de l'Algérie (Mascara, Mostaganem et Relizane). La deuxième partie traite de la diversité des hyménoptères parasitoïdes et de la manière dont elles forment des associations tritrophiques avec les pucerons et leurs plantes hôtes. Ce chapitre analyse également la diversité des prédateurs de pucerons trouvés dans la région. Enfin, le chapitre se termine par une analyse des résultats des études mycologiques et de la lutte biologique contre le puceron *Aphis craccivora* à l'aide d'un nouvel isolat de *Beauveria bassiana*.

1. Etude de l'aphidofaune

1.1. Inventaire des pucerons et relation bi-trophique (puceron-plante hôte),

Les prospections effectuées dans les différents sites du nord-ouest de l'Algérie ont permis de dresser une liste de 72 espèces aphidiennes appartenant à la famille des Aphididae, réparties en 6 sous-familles, 11 tribus et 32 genres. Les tribus Aphidini et Macrosiphini sont les plus dominantes. Toutes les espèces de puceron ont déjà été signalées par de nombreux auteurs en d'Algérie (Laamari et *al.*, 2011, 2013 ; Aroun, 2015 ; Elouissi et Righi, 2016 ; Benhamacha, 2019 ; Sadat, 2021). A propos des genres, *Aphis* est le plus dominant avec 21 espèces associées aux 69 plantes hôtes. Ce genre est également le prédominant dans le monde et comprend diverses espèces ravageuses de diverses cultures (Rakhshani et *al.*, 2013).

Dans notre étude, les espèces *A. craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii* et *A. spiraecola* sont les plus polyphages en formant un grand nombre d'associations avec leurs plantes hôtes. *A. craccivora*, a été associée à 15 familles botaniques variées composées d'espèces spontanées, cultivées, ornementales et forestières. Il a été noté que cette espèce est favorisée par la richesse spécifique de la famille des Fabaceae. Selon Blackman et Eastop (2007), *A. craccivora* a été trouvé étroitement associé à environ 50 espèces de plantes cultivées et non cultivées appartenant à 19 familles de plantes.

Le puceron noir de la fève *A. fabae* était enregistré sur 13 plantes hôtes de 09 familles botaniques. Selon Adabi et *al.* (2010) ce puceron se développe sur une large gamme d'hôtes qui comprend plus de 200 espèces de plantes hôtes. Concernant *A. gossypii* nous l'avons signalé sur 15 espèces végétales et 13 familles botaniques. Dans la même région d'étude, (l'ouest

algérien), le puceron *A. gossypii* a été recordé sur sept familles botaniques et *A. fabae* sur cinq familles botaniques (Elouissi et Righi, 2016). Alors que dans la région côtière du centre-nord de l'Algérie, il est déjà enregistré par Aroun (2015) sur 16 plantes hôtes. Les mêmes observations ont été rapportées à l'échelle internationale. Saraç et al. (2015) ont enregistré *A. gossypii* sur 104 plantes hôtes et *A. fabae* sur 21 plantes hôtes dans la province d'Antalya en Turquie.

Dans cet inventaire, *A. spiraecola* a été enregistré sur 10 plantes hôtes de 06 familles botaniques, essentiellement sur *Citrus limon*, *Citrus aurantium* et *Punica granatum*, ainsi que les deux espèces de la famille des Cucurbitaceae, *Cucumis melo* et *Cucurbita pepo*. Cet insect est polyphage. Ces hôtes primaires sont *Spiraea sp.* et *Citrus sp.* Il a un grand nombre d'hôtes secondaires appartenant à plus de 20 familles botaniques et 65 genres, principalement des Caprifoliaceae, Composées, Rosacées, Rubiacées et Rutacées (Andreev et al., 2009). Peronti et Sousa-Silva (2002) considèrent que ce puceron est polyphage et l'ont classé parmi les ravageurs des cultures les plus dangereux, principalement dans les vergers d'agrumes. Ceci est dû à son rôle dans la transmission de virus pathogènes tels que le *Citrus Tristeza Virus* (CTV) (Gómez-Marco et al., 2016).

A. solanella est une autre espèce importante, recensée dans les différents sites des trois wilayas et nous l'avons trouvée sur 12 espèces de plantes adventices et ornementales et neuf familles botaniques. Elle possède une large gamme d'hôtes, et elle a été enregistrée sur plus de 45 familles de plantes (Favret et Miller 2012).

Macrosiphum euphorbiae (puceron de la pomme de terre) se comporte aussi comme espèces polyphage. Nous l'avons détecté sur cinq familles de plantes dont les plus importantes sont les Cucurbitaceae et les Asteraceae. Selon Blackman et Eastop (2007), ce puceron est considéré comme une espèce plus polyphage et vit sur des centaines d'espèces végétales appartenant à 20 familles taxonomiques à travers le monde. *M. Euphorbiae* est responsable de la transmission de 45 maladies virales (Blackman et Eastop, 2000). Ce puceron a une large gamme d'hôtes, notamment des plantes de la famille des Solanacées. Son abondance et sa propension à développer des ailés la rendent très importante en épidémiologie virale (Sridhar et al., 2020 ; Venkatesh et al., 2023).

L'inventaire des espèces aphidiennes a montré qu'un autre groupe comprend les espèces intermédiaires dont le degré de phytophagie moyenne et d'interaction est inférieur à celui des espèces polyphages susmentionnées. Ces espèces vivent sur différentes espèces végétales de deux à quatre familles botaniques. Parmi les principaux pucerons de ce groupe, *M. persicae* et *B. helichrysi* connues comme ravageurs communs dans les vergers des arbres à noyau, mais nous les avons enregistrés également sur des adventices. Selon Mitina et al. (2021) *M. persicae* peut coloniser plus de 400 espèces de 50 familles botaniques de plantes sauvages ou cultivées. En Algérie, de nombreuses études ont montré que cette espèce est extrêmement polyphage et dominante dans divers milieux (Laamari et al., 2011 ; Aroun, 2015).

Concernant, *B. helichrysi*, est exclusivement liée à trois plantes hôtes de trois familles botaniques, alors que d'autres études l'ont identifiée dans des dizaines de familles végétales. Ghosh et Verma (1988) ; Arora et al. (2009) ont déclaré que *B. helichrysi* est hautement polyphage et que sa gamme d'hôtes comprend environ 175 espèces appartenant à 115 genres et 49 familles botaniques en Inde. Elle a également été identifiée sur plus de 120 espèces végétales en France, dans le sud du Kazakhstan et sur la côte ouest des États-Unis (Piffaretti et al., 2013).

A propos des espèces du genre *Acyrtosiphon*, nos résultats ont montré qu'elles font partie du groupe intermédiaire des pucerons. Elles se sont révélées apparentées à au moins deux familles botaniques. D'après Turpeau et al. (2012) ce genre contient environ 100 espèces et est largement répandu dans le Paléarctique. *A. lactucaea* été collecté sur sa principale hôte, la laitue (*L. Sativa*) et aussi sur l'adventice *Malva sp.* Selon Pavan et al. (2008) ce puceron est l'un des ravageurs les plus envahissants dans la culture de la laitue et on le considère qu'il est un vecteur du virus de la mosaïque de la laitue (LMV) et du virus de la marbrure de la laitue (LeMoV). Cependant, parmi les rares citation de cette espèce en Algérie est celle de Hemidi et Laamari (2020) qui l'ont trouvé sur une Asteraceae spontanée (*Lactuca serriola*) dans les habitats oasiens des Zibans.

Le puceron *A. pisum* a été échantillonné dans des champs de légumineuses, essentiellement sur sa plante hôte préférée : le petit pois et leurs mauvaises herbes associées du genre *Melilotus*, mais il a été trouvé également sur la tomate *S. lycopersicum*. Outre ce ravageur, l'espèce *A. malvae* a également été observée sur la famille des Solanaceae, notamment sur la pomme de terre (*S. Tuberosum*). En revanche, peu d'études, comme celles de Boukhris et al. (2007); Hlaoui et al.(2017) en Tunisie, Mondal et al. (2016) aux États-Unis ont enregistré les espèces *A. malvae* et *A. pisum* sur la famille des Solanaceae, précisément sur pomme de terre.

Ces pucerons ont été signalés comme vecteurs du virus de la pomme de terre Y (Pelletier et *al.*, 2012; Boukhris et *al.*, 2007). Quoique, la majorité des auteurs s'accordent à dire qu'*A. pisum* est une espèce monœcique que l'on ne voit que sur des plantes de la famille des Fabaceae (Wieczorek et *al.*, 2019 ; Peccoud et *al.*, 2010).

Les oligophages collectés dans le cadre de cette étude et qui se nourrissent d'une gamme d'hôtes spécifiques appartenant à une seule famille botanique renferment 17 espèces soit 24% de l'aphidifaune recensée. Ce complexe forme des associations bitrophiques spécifiques, dont les plus importantes, sont les pucerons colonisant les Rosacées. Ainsi *Hyalopterus pruni* et *Pterochloroides persicae* ont été trouvées sur différents arbres du genre *Prunus*. Outre les dégâts directs, les espèces susmentionnées sont également responsables de la forte infestation par la fumagine, qui se manifeste par des colonies denses et une forte sécrétion de miellat (Blackman et Eastop, 1994; Mdellel et Kamel, 2015). *Hyalopterus pruni* a également été signalé comme vecteur de virus, en particulier (Plum pox virus), (Elibuyuk, 2006).

En ce qui concerne les Rosaceae à pépins, le poirier et le cognassier ont été colonisés par *A. pomi*. Cette espèce monœciques a donc des interactions spécifiques avec la famille des Rosaceae. Blackman et Eastop (2000) ; Holman (2009) la considère comme un ravageur important dans le monde notamment sur les cultures horticoles. Elle est déjà signalé comme espèce oligophage par de nombreux auteurs tel que Rakauskas et *al.* (2015). Cette famille renferme également la plante ornementale *Rubus ulmifolius*, qui est aussi sujette d'attaque d'*A. ruborum*. Ce dernier a été récemment signalé en Algérie par Amar et *al.* (2021).

Les espèces du genre *Rhopalosiphum*, *Sitobion*, *Schizaphis* et *Sipha* ont été trouvées associées uniquement aux Poaceae cultivées et spontanées (adventices), ce qui indique que ces pucerons font partie du groupe oligophage et forment des interactions spécifiques avec leurs plantes hôtes. D'après Sigsgaard (2002), Aslam et *al.* (2005) et Parry (2013) les pucerons les plus répandus dans les champs de céréales ont été identifiés comme étant *S. Avenae*, *S. graminum* et *R. maidis*, et l'on pense qu'ils réduisent considérablement la production. En outre, *R. padi* et *S. avenae* comptent parmi les principaux ravageurs des céréales en Europe et sont les principaux vecteurs des virus de la jaunisse nanisante des céréales (CYDV) (Luteoviridae : Polerovirus) et de la jaunisse nanisante de l'orge (BYDV) (Luteoviridae : Luteovirus) (Blackman et Eastop, 2000 ; 2008 ; Finlay et Luck, 2011 ; Mc Namara et *al.*, 2020).

Le puceron brun du maïs *S. maydis*, espèce cosmopolite, est largement répandu dans la région méditerranéenne, en Afrique du Nord, au Moyen-Orient de l'Europe, en Asie centrale, en Inde et au Pakistan. Ce puceron infeste plus de 30 genres de plantes de la famille Poaceae (Mifsud et al., 2011 ; Skvarla et al., 2017). *Brachycaudus cardui*, et *Hyperomyzus lactucae* espèces ont tendance vers de nombreuses Asteraceae cultivées et spontanées comme le montrent nos résultats. Cependant leurs présences sur d'autres familles botaniques est possible. Ainsi Hullé (1998) les a enregistrées sur des Boraginaceae comme hôte secondaire.

Dans cette étude, le puceron *G. ficicola* a été trouvé sur le *F. retusa* dans la majorité des milieux urbains prospectés, mais nous l'avons observé également pour la première fois sur le figuier (*Ficus carica*) dans la région de Mascara. Ce puceron a été signalé pour la première fois en Algérie par Laamari et al. (2013) sur *F. retusa*.

L'analyse des résultats de ce travail montre la préférence de *Dysaphis apiifolia*, *D. crataegi*, pour les adventices de la famille des Apiaceae. Toutefois, *D. crataegi* a également été trouvé sur la carotte. Des observations similaires ont été rapportées par Mifsud et al. (2011) à Malte ; Skvarla et al. (2017) dans le nord du Mexique et par Kavallieratos et al. (2004) dans le sud-est de l'Europe. Nos observations corroborent avec celles signalées par d'Eloussi et Righi (2016), Laamari et al. (2011), (2012) ; Hamidi et Lamari (2020), Sadat et al. (2019), et Chehma et Laamari (2014).

Le groupe des monophages qui renferment des aphides spécialistes ayant colonisé une seule espèce hôte, représente 47.22% (34 espèces) de l'aphidifaune inventoriée. Nos résultats ont révélé plusieurs associations spécifiques. Ainsi *Chaitophorus populeti* et *Chaitophorus populialbae* ont été signalé sur et la totalité des peupliers blancs (*P. nigra*) prospectés. Ces espèces sont les principaux ravageurs de différentes espèces de *Populus* et sont la cause du dépérissement des arbres entiers (Poljaković et al., 2011 ; Güçlü et al., 2015). En Algérie, le genre *Chaitophorus* est représenté par *C. populeti*, *C. populialbae*, *Chaitophorus sp* et *C. leucomelas* qui sont identifiés sur les arbres de l'espèce *P. nigra* et *P. alba* par Aroun (2015) ; Benhamacha (2019) ; Sadat (2021) dans divers environnements de la région littorale de la wilaya d'Alger et la Mitidja, et par Laamari et al. (2013) dans la région de Guelma.

Dans la présente étude, les espèces de la famille Thelaxinae (*T. suberi* et *T. dryophila*) et l'espèce *H. picta* se comportent aussi comme espèces monophage qui forment des associations spécifiques avec seulement trois espèces d'arbres forestiers de la famille des Fagaceae, (*Quercus sp*, *Q. Ilex* et *Q. Coccifera*). La même association bitrophique a également été recordée en

Espagne (Pujade et *al.*, 2012). En Algérie, ces espèces aphidiennes ont été trouvées exclusivement associées à *Q. suber* (Bouchaour, 2013 ; Benhamacha, 2019).

Les résultats relatifs à la partie réalisée dans les forêts de Mascara et Mostaganem montrent des associations bitrophiques spécifiques représentées par les pucerons des arbres et arbustes forestiers. Parmi les plus importantes, l'interaction entre les conifères et les espèces aphidiennes de la famille Lachninae, particulièrement *Cinara tujafilina* et *C. apini*. Selon Blackman et Eastop (1994) ; Favret et Voegtlin (2004), le genre *Cinara* est spécifique aux conifères tels que les arbres des familles Pinaceae et Cupressaceae.

En Algérie, les mêmes observations ont été enregistrées par Benhamacha (2019) dans les milieux naturels et cultivés de la région d'Alger. Alors que, Elouissi et Righi (2016) ont trouvé seulement l'espèce *C. tujafilina* sur *Biota orientalis* dans le milieu urbain de la même région d'étude.

La diversité d'espèces de pucerons que nous avons obtenue (72 espèces) est relativement élevée en comparaison aux 47 espèces recensées par Lamari et *al.* (2011) dans l'Est Algérien. Cependant, l'inventaire établi par Aroun (2015) en Algérie a permis de dénombrer 74 espèces grâce à des prospections dans différents biotopes, mais aussi en utilisant différents pièges. L'aphidifaune de notre région d'étude est très diversifiée. Ceci est en relation étroite avec la richesse de la flore d'une manière générale et surtout la végétation spontanée qui offre refuge aux différents insectes (bioagresseurs et auxiliaires).

Selon Blackman et Eastop (2006) les associations puceron-plante hôte ne se font pas au hasard. Ces bioagresseurs peuvent avoir une ou plusieurs espèces de plantes hôtes qui ne sont pas forcément typiques. Certaines familles botaniques comprennent une surreprésentation d'associations plante-puceron : ainsi chez les Asteraceae plus de 600 espèces de pucerons en association a été noté, pour les Apiaceae (presque 600), les Rosaceae (environ 300) et les Coniferae (approximativement 350).

1.2. Discussion sur la systématique des pucerons

Les pucerons sont parmi les insectes les plus courants de l'ordre des hémiptères, puisque près de 5 000 espèces de pucerons ont été identifiées dans le monde à ce jour (McGrath, 2018). La plupart des espèces aphidiennes peuvent être identifiées sur la base de leurs caractéristiques morphologiques des adultes ailés et aptères (Blackman et Eastop, 2017). Ces critères comprennent principalement, la forme du front et des tubercules frontaux, la forme et la

longueur des antennes et aussi leurs articles, le nombre des sensorias antennaires ou l'absence de ce dernier, la forme, la longueur et la couleur des siphons, la forme du cauda et le nombre de leurs soies, l'ornementation de l'abdomen et la nervation des ailes chez les individus ailés. La plupart des espèces de pucerons identifiées dans la présente étude sont des Aphidinae et comprennent principalement les tribus Aphidini et Macrosiphini.

Selon Von Dohlen et *al.* (2006), la sous-famille Aphidinae est la lignée majeure la plus diversifiée de pucerons. Ce groupe domine actuellement la faune tempérée de l'hémisphère nord. La première tribu Aphidini est divisée en deux sous-tribus, Aphidina et Rhopalosiphina, morphologiquement similaires sauf quelques caractéristiques différentes telles que la position des tubercules marginaux sur les segments abdominaux I et VII par rapport à une ligne formée par les ouvertures spiraculaires. Ainsi qu'un fouet plus long que la partie basale du segment antennaire chez la Rhopalosiphina (Kim et Lee, 2008 ; Lagos et *al.*, 2014).

La sous-tribu Aphidina compte 21 genres, dont le plus important est *Aphis*, ce dernier est le plus riche en espèces qui ont convergé des formes morphologiques distinctes, ce qui leur donne une apparence générale similaire. Les caractéristiques communes de ce genre comprennent un front plat ou légèrement sinué, cornicules droites, cauda digitiforme et la présence de tubercules marginaux sur le prothorax et sur les segments abdominaux.

La deuxième sous-tribu, Rhopalosiphina, compte 11 genres, dont le plus important est *Rhopalosiphum*, qui se caractérise par une courte cauda et une constriction à l'extrémité de la cornicule.

D'après Heie (1993), les Macrosiphini se distinguent par la faible distance entre les pores stigmatiques et la réduction des tubercules marginaux sur les segments abdominaux I et VII, avec la présence des tubercules frontaux latéraux proéminents chez la plupart des genres de cette tribu.

2. l'inventaire des hyménoptères parasitoïdes et Relations enregistrées dans la région d'étude.

2.1. L'inventaire des hyménoptères parasitoïdes

Les pucerons font partie de réseaux trophiques complexes et vivent au contact de nombreux organismes en plus de leur plante hôte. Ils sont la proie de nombreux prédateurs (Coccinellidae, Syrphidae, Chrysopidae, Thomisidae...). Ils sont aussi la cible de champignons

entomopathogènes, principalement de l'ordre des Entomophthorales et des Hypocreales. En plus d'être de simples proies, les pucerons ont établi des relations complexes avec certains organismes, comme l'association parasitique puceron-guêpe parasitoïde.

Dix espèces d'hyménoptères parasitoïdes ont été récoltées à partir de pucerons échantillonnés dans les différents écosystèmes du nord-ouest d'Algérie. Sept d'entre eux sont des parasitoïdes primaires et appartiennent à la famille des Braconidae et la sous-famille des Aphidiinae. D'après Murat Aslan et *al.* (2004), plus de 400 espèces d'Aphidiinae ont été identifiées dans le monde entier. Selon Hemidi et Laamari (2020), 37 espèces de parasitoïdes primaires de pucerons ont été trouvées en Algérie jusqu'à présent. Les trois autres espèces sont des parasitoïdes secondaires appartenant à trois familles Pteromalidae, Encyrtidae et Megaspilidae.

Les hyperparasitoïdes cités dans le présent travail ont déjà été rapportés dans différentes régions d'Algérie, principalement par Ghelamallah et *al.* (2020), dans les écosystèmes cultivés de la même région d'étude, par Benhamacha (2019) et Aroun (2015) dans les milieux cultivés et naturels du nord algérien ; par Chehma et Laamari (2014) dans la région de Ghardaïa.

2.2. Relation Tritrophique : plante hôte – puceron – hyménoptère parasitoïde primaire.

Le complexe parasitoïdes primaires, aphides et plantes hôtes a formé 78 associations tritrophiques dans les différents habitats du nord-ouest de l'Algérie. Les genres *Lysiphlebus* et *Aphidius* étaient les plus abondants et représentant la majorité des interactions tritrophiques.

Le premier genre est représenté par deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes* qui se trouvent dans tous les habitats prospectés et préfèrent parasiter les espèces aphidiennes du genre *Aphis*. Ces observations sont en accord avec les recherches effectuées dans divers écosystèmes à travers l'Algérie : Laamari et *al.* (2011) dans l'environnement naturel et cultivé de la région de l'Est Algérien ; Hemidi et Laamari (2020) dans le nord-est du Sahara algérien ; Elouissi et Righi (2016) dans les zones urbaines de Mascara.

Dans les interactions tritrophiques étudiées en Tunisie, *L. fabarum* et *L. testaceipes* ont également été largement observés. Ces associations incluent celles formées avec les pucerons du genre *Aphis*, les espèces *M. persicae* et *M. euphorbiae* dans les vergers d'agrumes et les cultures maraîchères dans le nord-est de la Tunisie (Sellami et *al.*, 2013). Le genre *Aphis* a également

été noté comme l'hôte le plus fréquent pour *L. fabarum* et *L. testaceipes* dans le sud-est de l'Europe (Kavallieratos et al., 2013) et en Iran (Rakhshani et al., 2013).

Le genre *Aphidius* avec ces quatre espèces de parasitoïdes a contribué à un nombre important d'interactions tritrophiques. La première espèce *A. ervi* forme sept associations et semble avoir une préférence vis-à-vis les pucerons de la tribu des Macrosiphini. Nous l'avons également isolée à partir de certaines momies des pucerons de la tribu des Aphidini. Ces associations ont été observées en particulier dans les grandes cultures, les vergers d'arboriculture fruitière et leurs adventices. Il existe de nombreuses similitudes entre les relations tritrophiques trouvées dans cette étude et celles trouvées dans d'autres endroits.

Parmi les plus importantes celles enregistrées par Laamari et al. (2011) dans les milieux naturels et cultivés de l'Est Algérien et par Hemidi et Laamari (2020) dans les écosystèmes oasiens de Zibans. Ainsi que les études dans d'autres pays tels que la Norvège (Westrum et al., 2010) et les pays du bassin Méditerranéen. En revanche, dans les différentes cultures de la région de Mitidja, Sadat et al. (2019) n'ont isolé *A. ervi* qu'à partir d'aphides de la tribu des Aphidini.

La deuxième espèce, *A. matricariae*, a formé huit associations tritrophiques avec les plantes cultivées et les adventices. Cette micro guêpe a été principalement remarquée comme le parasitoïde le plus abondant dans les différents écosystèmes du bassin méditerranéen, tels que les milieux cultivés et naturels de l'Algérie (Laamari et al., 2011 ; Sadat et al., 2019), dans plusieurs régions de la côte Est tunisienne (Zouari et al., 2018) et dans les vergers de pêchers du nord-est de l'Espagne (Aparicio et al., 2019).

Les deux espèces *A. aquilus* et *A. colemani* présentent moins de parasitisme que les espèces précédentes. La première a été isolée des momies d'*A. craccivora* et d'*Aphis fabae*, de sorte que ces complexes ont formé deux associations tritrophiques avec leurs plantes hôtes (*Trigonella foenum-graecum* et *Fumaria capreolata*).

A. aquilus n'a été mentionné en Algérie que deux fois, une fois par Mohammedi-Boubekka (2015) et plus récemment par Sadat et al. (2019), tous deux dans la plaine de la Mitija. En Serbie et au Monténégro, *A. aquilus* a été identifié comme un parasitoïde monophage qui attaquait uniquement *Callaphis flava* qui était trouvé sur les arbres du genre *Betula* (Tomanovic et al., 2003). En outre, ce parasitoïde a formé une association tritrophique

spécifique avec le puceron *Euceraphis punctipennis* sur des arbres de bouleau dans le sud de l'Europe (Kavallieratos et al., 2004) et en Turquie (Güçlü et al., 2015).

En ce qui concerne la présence d'*A. colemani*, dans un champ d'une culture maraîchère, cette espèce a formé une seule association trophique avec le puceron *A. malvae* et la plante hôte pomme de terre. Dans la région de la Mitidja orientale et le Sahel Algérois, Benhamacha (2019) n'a trouvé que 2 associations tritrophiques dans une station d'arboriculture formée par *A. colemani*.

Cependant, d'autres chercheurs ont trouvé des résultats différents des nôtres, où ils ont mentionné *A. colemani* comme une espèce polyphage et parmi les parasitoïdes qui représente un nombre significatif d'associations tritrophiques, dont les plus importantes étaient recordées par Elouissi et Righi (2016) dans les espaces verts de la même région de la présente étude, par Rakhshani et al. (2019) dans divers écosystèmes du Moyen-Orient et en Afrique du Nord et dans le sud-est de l'Europe par Kavallieratos et al. (2013) sur les plantes ornementales herbacées et arbustives.

L'espèce *D. rapae* est un autre parasitoïde primaire présent dans cette région, et il a contribué à la formation de cinq associations tri-trophiques avec *M. persicae* et *M. euphorbiae* dans les vergers des arbres fruitiers, les milieux forestiers et les adventices associés au protéagineux dans la région de Mascara et de Mostaganem et avec une plante ornementale (*Kalonchoe sp*) dans la région de Relizane.

Conformément à Kavallieratos et al. (2005), cette espèce est considérée comme un parasitoïde polyphage cosmopolite. Elle a été trouvée sur divers écosystèmes en Algérie, Laamari et al. (2011) ont enregistré 14 associations tritrophiques formées par ce parasitoïde avec huit espèces aphidiennes et leurs plantes hôtes dans des environnements naturels et cultivés de l'est de l'Algérie. Aroun (2015) a également enregistré *D. rapae* dans une large gamme d'hôtes sur des plantes cultivées et spontanées dans le nord de l'Algérie. En Tunisie, *D. rapae* a été isolé à partir des momies de quatre espèces aphidiennes de différents genres échantillonnés sur des cultures maraîchères, fourragères et arbres fruitiers (Zouari et al., 2018).

La plupart des espèces de parasitoïdes identifiées a comme hôte des pucerons ravageurs des cultures et des arbres fruitiers. Ces ennemis naturels peuvent donc potentiellement jouer un rôle important dans la régulation des populations d'aphides, ce qui encourage à déployer des pratiques agricoles visant à favoriser leur conservation au sein des

milieux cultivés. Il s'agit du principe de la lutte biologique par conservation (Debach, 1991). Selon Tena *et al.* (2015), le semis de bandes fleuries en bordure de parcelles pourrait fournir aux parasitoïdes une ressource alimentaire sucrée et des hôtes alternatifs qui peuvent potentiellement favoriser leur maintien à proximité des parcelles cultivées (Bianchi *et al.*, 2006). Pour ces mêmes raisons Zhou *et al.* (2013) ont montré que l'association de cultures peut s'avérer efficace pour favoriser la présence de parasitoïdes.

Cette étude a permis d'identifier dix espèces d'Hyménoptères parasitoïdes dont sept sont parasitoïdes primaire de pucerons ce qui représente environ 27% de la faune hyménoptérique parasitoïde identifiée en Algérie. Ces parasitoïdes ont été collectées à partir des momies de 39 espèces de pucerons installées sur 78 espèces végétales. L'étude a révélé également que 78 associations tritrophiques (parasitoïde-puceron-plante) ont pu être établies.

L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* s'est montrée la plus présente. Ce parasitoïde a formé 33 associations tritrophiques avec 13 espèces de pucerons trouvées sur 33 espèces végétales. La plupart des pucerons parasités par ce parasitoïde sont habituellement nuisibles aux plantes cultivées, ce qui nous incite à utiliser cet auxiliaire dans des programmes de lutte biologique contre ces phytophages. *Lysiphlebus fabarum* qui a parasité 10 espèces aphidiennes colonisant 21 espèces végétales formant 22 associations tritrophiques (28.20%). Compte tenu de la vaste diversité végétale et climatique, de notre région d'étude, il est certain que d'autres recherches élargies à un plus grand nombre d'espèces végétales, permettront d'enrichir davantage cette liste.

2.3. Systématique des parasitoïdes

Les espèces de parasitoïdes primaires identifiées dans cette étude appartiennent à la sous-famille des Aphidiinae (Hymenoptera : Braconidae). Les caractéristiques morphologiques les plus importantes pour classer les espèces de cette sous-famille sont le nombre et la longueur des segments antennaires, la sétation de la gaine de l'ovipositeur, la nervation des ailes, la forme et la longueur du ptérostigma et la zone antérolatérale du pétiole.

Dans la présente étude, le genre *Aphidius* était le plus dominant, avec quatre espèces. Ce genre est le parasitoïde de pucerons le plus diversifié au monde, ce qui rend la détermination de ces espèces extrêmement difficile et nécessitant une variation moléculaire (Mitrovski *et al.*, 2021).

Concernant le genre *Lysiphlebus*, Il existe plus de trente espèces dans le monde. Ce genre est un groupe difficile sur le plan taxonomique et physiologique en raison du nombre limité de caractéristiques morphologiques diagnostiques dans la taxonomie, ainsi que la présence de lignées asexuées et sexuées sympatriques chez de nombreuses espèces (Tomanović et al., 2018).

Les espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes* peuvent être séparées en fonction de la forme des soies et de leur disposition sur les ailes ainsi que la longueur du pterostigma et métacarpe. Selon Rakhsani et al. (2013), les soies marginales très courtes à l'apex de l'aile antérieure chez la femelle de *L. fabarum*, la longueur du pterostigma est inférieure au métacarpe. Cependant, chez la femelle de *L. testaceipes*, le pterostigma est large et triangulaire avec une longueur supérieure du métacarpe (Kavallieratos et al., 2001 ; 2013).

3. Inventaire des espèces prédatrices

12 espèces prédatrices appartenant à cinq familles (Chamaemyiidae, Coccinellidae, Syrphidae, Cecidomyiidae et Chrysopidae) ont été identifiées dans divers écosystèmes de la région de Mascara et Mostaganem. La famille des Coccinellidae est en tête de la liste avec sept espèces. Selon Sahraoui (2017), 48 espèces de la famille des Coccinellidae ont été recensées en Algérie, dont 25 sont aphidiphages et considérées comme des agents de lutte biologique.

La famille des Syrphidae occupe le deuxième rang avec trois espèces. Les larves de cette famille sont d'importants prédateurs qui réduisent les populations de pucerons dans plusieurs habitats (Dunn et al., 2020). Dans la région de Biskra, Bakroune et al. (2020) ont enregistré les mêmes familles des prédateurs sur les pucerons dans l'écosystème céréalier. Certaines de ces familles ont également été enregistrées par Ait-Amar et al. (2022), en cultures sous serre à Tizi-Ouzou et par Aroun (2015), dans les milieux cultivés et forestiers de la région de la Mitidja. En Tunisie, ces familles avec leurs espèces sont également recensées par Monia et al. (2013) dans les vergers des arbres fruitiers.

3.1. Les interactions prédateurs, pucerons et plantes hôtes

Dans la présente étude, *C. algerica* est l'espèce de la famille des Coccinellidae la plus dominante, ayant été trouvée sur 16 espèces de pucerons avec 21 espèces de plantes en milieu agricole et forestier. La même observation a été rapportée dans la région de Tizi-Ouzou par Ait-Amar et al. (2022) sur de nombreuses espèces de pucerons au sein des cultures sous serres, et par Gacem et Mezerdi (2022), au niveau des vergers de pêchers dans la région de Lakhdaria à

Bouira. Selon Kamel et *al.* (2010), *C. algerica* est la prédatrice la plus vorace des pucerons en Tunisie, où elle consomme environ 20 espèces de pucerons qui colonisent les cultures maraîchères, les arbres fruitiers et les plantes spontanées.

Dans cette étude, les espèces *H. variegata*, *E. nigripennis* font partie des coccinelles polyphages qui ont été identifiées principalement sur des pucerons du genre *Aphis* collectés dans les champs de légumes, les vergers arboricoles, les vignobles et les arbustes forestiers. *H. variegata* est également citée comme l'espèce la plus active et la plus polyphage en Algérie (Bakroune et *al.*, 2020). En ce qui concerne la coccinelle, *E. nigripennis* a été mentionnée comme une espèce coccidiphage, bien qu'elle ne vive qu'aux dépens des cochenilles (Saharaoui et Hemptinne, 2009).

L'autre groupe d'espèces de coccinelles, telles que *C. bipustulatus*, *M. octodecimguttata*, *Scymnus sp.*, *O. doublieri* et *E. quadripustulatus* se sont montrées comme oligophages, chacune de ces espèces avait une association spécifique avec une seule ou deux espèces de puceron et elles n'étaient également trouvées que dans un ou deux habitats. Selon Saharaoui et *al.* (2014) et Lakhal et *al.* (2018), toutes les espèces de coccinelles mentionnées ci-dessus ont été déclarées en Algérie auparavant comme des espèces aphidiphages. En (2017), Saharaoui a montré que *E. quadripustulatus* est une espèce coccidiphage, ce qui contredit nos résultats pour cette espèce.

E. balteatus s'est avérée être l'espèce la plus importante de l'ordre des Diptères et de la famille des Syrphidés dans notre étude, parce qu'elle est un prédateur de sept espèces aphidiennes dispersées dans de nombreux habitats. En Algérie, *E. balteatus* a également été signalé comme l'espèce de syrpe la plus efficace dans de nombreuses recherches telles que celles menées par Ait-Amar et *al.* (2022) dans la région de Tizi Ouzou et par Djellab et *al.* (2019) dans les forêts de pins d'Alep de la région de Tebessa. Ce prédateur est considéré comme un agent de lutte biologique dans les vergers de pommiers, essentiellement contre *A. pomi* et *Dysaphis plantaginea* (Dib et *al.*, 2010 ; Wojciechowicz-Żytkoet Wilk, 2023).

L'espèce *Scaeva sp* occupe le deuxième rang dans la famille des Syrphidae pour le nombre de ses proies et la diversité des habitats dans lesquels il a été trouvé, tandis que l'espèce *Eristalinus* était moins prédatrice et se limitait à deux espèces de pucerons dans les vergers d'arbres fruitiers. Deux espèces aphidiphages de genre *Scaeva* ont été mentionnées en Algérie, *Scaeva pyrastris* a été trouvé dans des forêts de pins d'Alep par Djellab et *al.* (2019) à Tebessa ;

Chapitre V. Discussion

Scaeva dignota a été enregistré par Mebarkia et al. (2021) dans des habitats semi-arides dans le nord-est de l'Algérie.

Les familles Cecidomyiidae et Chamaemyiidae ne comprennent qu'une seule espèce, *A. aphidimyza* et *Leucopis* sp, respectivement. Les larves d'*A. aphidimyza* ont été trouvées avec la population de *H. pruni* sur les feuilles d'abricotiers et de pêchers et avec *M. euphorbiae* sur les feuilles et les boutons floraux de l'arbuste *Withania frutescens*. Monia et al. (2013) ont rapporté les mêmes observations dans les vergers traditionnels d'abricots, de pêches et d'amandes en Tunisie et par Saleh et al. (2013) dans un verger de pêchers en Égypte. Tandis qu'en Algérie, *A. aphidimyza* a été signalé à plusieurs reprises en association avec des pucerons trouvés dans des vergers d'agrumes (Mohammedi-Boubekka, 2015 ; Mostefaoui et al., 2019).

L'espèce *Leucopis* sp était une prédatrice importante des espèces du genre *Aphis* dans les champs des cultures maraichères, les forêts et le milieu urbain. Ce prédateur paralyse sa proie avant de dévorer tout le contenu du corps (Fréchette et al., 2008).

La dernière espèce, *C. carnea*, est le seul représentant de l'ordre des Neuroptères et de la famille des Chrysopidae. Les larves de cette espèce ont été trouvées dans l'écosystème forestier et les milieux agricoles, essentiellement les cultures maraichères. *C. carnea*, est souvent signalée dans les zones agricoles. Selon Ait-Amar et al. (2020), *C. carnea* est également la seule espèce de la famille des Chrysopidae qui se trouve sur les pucerons des cultures sous serre. Mostefaoui et al. (2019) ont rapporté la même observation dans des vergers d'agrumes de la région de la Mitidja, ainsi que par Lakhel (2020) dans différentes cultures dans la région d'Alger et Blida. La ponte chez ce prédateur est favorisée par le miellat (Riddick, 2020).

Ces relations tissées entre les Syrphidae et les différentes espèces de pucerons ont fait l'objet de certains travaux de recherches. Budenberg et Powell (1992) avancent que les femelles d'*Episyrphus balteatus* sont stimulées par le miellat sécrété par *Sitobion avenae* plutôt que par le végétal et les pucerons, en discernant les composés volatils du miellat, elles se posent et pondent. Ces mêmes auteurs affirment que le miellat exercerait également un effet attractif sur les larves de syrphé.

Sutherland et al. (2001) ont montré que les femelles d'*E. balteatus* associées aux colonies d'*Acyrtosiphon pisum*, utilisent également plus fréquemment leur proboscis et leur ovipositeur lorsque la concentration de miellat augmente sur le végétal : celui-ci agit donc comme kairomone de contact. Alors que Bargen et al. (1998) affirment que sur le végétal, le miellat

seul et ses sémiochimiques induisent fortement l'oviposition auprès des populations d'*Acyrtosiphon pisum*.

La présence de ces ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes) est favorisée surtout par l'excrétion du miellat. Ben Saad et Bishop (1976) ont montré l'effet attractif d'un miellat artificiel sur de nombreux aphidiphages.

Les parasitoïde *Aphidius ervi*, *Aphidius nigripes* localise ces hôtes en exploitant le miellat est exploité le miellat : il s'agit donc d'une kairomone (Du et al., 1997 ; Leroy et al., 2009). Ainsi l'action kairomonale sur les larves et les adultes de divers auxiliaires a été démontré par de nombreux travaux. Ainsi il a été montré que le premier stade larvaire d'*Episyrphus balteatus* s'oriente vers ses proies après avoir étiré ses papilles pour percevoir à la fois les composés volatils issus des pucerons (phéromones d'alarme ou sexuelles), mais aussi ceux libérés par le miellat (Bargen et al., 1998). Cet effet a été aussi démontré sur les larves de *Coccinella septempunctata* (Ide et al., 2007) de *Chrysoperla carnea* (Hogervorst et al., 2007) et d'*Aphidoletes aphidimyza* (Wilbert, 1974), lorsque ces ennemis naturels recherchent leurs proies.

Selon Hogervorst et al. (2007) les stades larvaires de *C. carnea* exploitent pareillement le miellat comme une source nourrissante d'hydrates de carbone. D'autre part le miellat est considéré comme la source principale des excitations olfactifs induisant l'oviposition de nombreuses espèces de syrphes (*E. balteatus*, *M. corollae*, etc) (Scholz et al., 2000).

Les composés volatils provenant du miellat stimulent les adultes de *C. carnea* à voler vers une source de nourriture. Le tryptophane serait la source présumée de cette kairomone volatile, mais le rôle attractif serait dû à un produit de décomposition de cet acide aminé : l'indole acétaldéhyde, (Leroy et al., 2009).

4. La flore mycologique associée aux Aphides

4.1. Isolement des champignons associés à l'aphidofaune

L'obtention d'isolats virulents contre les insectes nuisibles est l'objectif principal de l'isolement des champignons à partir d'échantillons de cadavres d'insectes. Dans cette étude, cinq espèces de champignons, regroupées en quatre familles, ont été identifiées à partir d'échantillons de cadavres de pucerons et des insectes qui les environnaient dans le nord-ouest de l'Algérie.

Les deux espèces les plus courantes sont *Penicillium sp* et *Aspergillus sp* de la famille des Trichocomaceae. *Fusarium sp*, *Beauveria bassiana* et *Alternaria sp* sont les seules espèces des familles Nectriaceae, Cordycipitaceae et Pleosporaceae, respectivement. Dans de nombreux travaux, ces espèces ont également été isolées à partir de cadavres de pucerons et d'insectes. Guesmi-Jouini et al. (2010) ont identifié quatre espèces de *Fusarium* sur des cadavres de pucerons de l'artichaut en Tunisie.

Dans une étude menée par Jandricic et al. (2014) en Amérique du Nord sur les champignons entomopathogènes, la moitié des isolats de *Beauveria* identifiés provenaient de pucerons, que ce soit par isolement ou ré-isolement. Selon Abdel Galil et al. (2019), une large gamme d'espèces des genres *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium* et *Alternaria* ont été isolées des cadavres des pucerons et autres ravageurs collectés en différents endroits de la région de Minia, Égypte.

D'autres chercheurs s'appuient sur l'isolement des champignons entomopathogènes du sol. Abdelaziz et Senoussi (2019), ont signalé que le *Penicillium*, *Aspergillus*, et *Fusarium* étaient les principaux genres isolés de sol agricole dans la région de Constantine. Au Maroc, les isolats des genres *Fusarium* et *Beauveria* étaient les plus fréquents dans le sol des forêts d'arganiers du Souss (Hallouti et al., 2020).

4.2. Évaluation de l'efficacité de *B. bassiana*-BBAA contre *A. craccivora* Koch, 1854

Le champignon *Beauveria* a été sélectionné pour le test d'entomopathogénicité contre les pucerons en raison de ses caractéristiques, notamment son efficacité, son développement rapide et sa facilité de production, qui ont été rapportées dans de nombreuses enquêtes. De plus, aucune recherche n'a été publiée sur les effets négatifs que ce champignon pourrait avoir sur l'homme ou les plantes. D'autre part, l'espèce aphidienne *A. craccivora* a été sélectionnée pour ce test parce qu'elle est la plus dominante dans l'étude de l'aphidifaune et qu'elle est disponible sur de multiples hôtes dans différents habitats.

Dans le test d'entomopathogénicité, la concentration de 1×10^8 conidies/ml de *B. bassiana* BBAA a été adoptée comme concentration mère, car elle est la plus couramment utilisée par les chercheurs. In vitro, cette concentration a provoqué un taux de mortalité de 40 % des individus d'*A. craccivora* dans les deux jours suivant le traitement et un taux de 74 % dans les sept jours suivant le traitement par trempage. La même concentration a tué un taux de 52 % de la population aphidienne dans les deux jours suivant le traitement et un taux de 72.14 % dans les sept jours suivant le traitement par la technique de la pulvérisation. Le deuxième jour de

Chapitre V. Discussion

traitement en serre, la concentration de 1×10^8 conidies/ml a provoqué un taux de mortalité de 18 et de 70 % après sept jours de post-traitement. Même les concentrations diluées de 1×10^4 et 1×10^6 conidies/ml ont éliminé un grand nombre de pucerons in vitro par les deux techniques et par la pulvérisation dans la serre.

En revanche, la valeur du LT50 en serre était de 5.62 jours, alors qu'elle était de 3.34 jours in vitro. Ces résultats ont démontré le développement rapide et le potentiel insecticide de l'isolat *B. bassiana* BBAA contre les adultes d'*A. craccivora*. Les résultats de la présente étude étaient cohérents avec ceux de Shrestha et al. (2015), qui ont testé trois concentrations 1×10^4 , 1×10^6 et 1×10^8 conidies/ml contre différents stades du puceron de la laitue *Nasonovia ribisnigri*. Le taux de mortalité résultant de ces concentrations variait entre 10 % et 94 % après neuf jours d'inoculation ; la concentration la plus élevée (1×10^8 conidies/ml) était la plus efficace, et le stade adulte était le plus sensible à l'infection.

Dans une autre étude, Selvaraj et Kaushik (2014) ont déclaré que la concentration (1×10^{10} conidies/ml) de la suspension sporale de *B. bassiana* a tué 85,04 % d'*A. craccivora* sur le fenugrec sous serre, tandis que 55,21 % du taux de mortalité a été induit par la concentration la plus faible (1×10^4 conidies/ml) dans le septième jour suivant le traitement. Le même chercheur a indiqué que les valeurs de la CL50 étaient de $1,2 \times 10^8$ conidies/ml et que les valeurs de la TL50 étaient de 97 heures pour une concentration de 1×10^8 conidies/ml et de 157 heures pour une concentration de 1×10^4 conidies/ml.

L'étude menée en laboratoire par Ali et al. (2018) sur la lutte biologique contre le puceron des épis des céréales *S. avenae*, a montré que le traitement avec une concentration de 1×10^6 conidies/ml de la suspension de spores de *B. bassiana* a provoqué 39 % de mortalité et une réduction de 15 % de la fertilité dans les 96 heures suivant l'inoculation.

Parmi les espèces entomopathogènes, *B. bassiana* est considérée comme la plus efficace contre les pucerons. Jandricic et al. (2014) ont comparé l'efficacité de 44 isolats fongiques et de quatre produits commerciaux de *Beauveria*, *Metarhizium* et *Isaria* contre les larves et les adultes de *M. persicae* et d'*A. gossypii*. Six jours après l'application, les isolats de *Beauveria* étaient les plus efficaces, en particulier *B. bassiana* 5493 qui a tué 61,6 % de *M. persicae* et 55,6 % de *A. gossypii*, tandis que les isolats les plus virulents 738 de *M. anisopliae* ont causé 48 % de mortalité chez *A. gossypii*.

Cependant, les isolats d'*Isaria javanica* étaient moins efficaces ; 30 % de mortalité seulement chez *A. gossypii* et 23% de mortalité seulement chez *M. persicae* ont été enregistrés comme résultat immédiat du traitement par *I. javanica* 2749. La même étude a montré que la mortalité des larves de pucerons était inférieure d'environ 35 % à celle des adultes. Toutes les études mentionnées ci-dessus confirment que la mortalité des insectes contrôlée par les champignons entomopathogènes est associée à la virulence de l'isolat, à la concentration de la suspension sporale, au temps écoulé après l'inoculation et au stade de vie des pucerons.

4.3. Caractérisation enzymatique de *B. bassiana* BBAA

La cuticule des insectes est composée de nombreuses protéines, de chitine et de lipides, qui agissent comme une barrière défensive contre les facteurs environnementaux externes, les prédateurs et les microbes, ainsi que contre la résistance aux insecticides chimiques (Balabanidou et al., 2018). Malgré le rôle de la cuticule des insectes dans la défense contre les microbes, le champignon *B. bassiana* a la capacité de produire de nombreuses enzymes extracellulaires, dont la chitinase, la protéase et la lipase, qui conduisent à l'hydrolyse des composants de cette barrière défensive. Cela permet au mycélium de *B. bassiana* de pénétrer et de se développer dans l'hémolymphe et les tissus de l'hôte (Ramzi et Zibae, 2014).

La présente étude a révélé que les tests d'activité enzymatique de *B. bassiana* BBAA avaient un effet sur la décomposition des substrats utilisés dans les milieux agar en raison de la production d'enzymes hydrolytiques, notamment la protéase, la chitinase et la lipase, et que cet isolat était donc capable d'hydrolyser les composants de la cuticule du puceron. Ainsi, le champignon a pu pénétrer dans la cuticule et se développer dans l'entier du corps d'*A. craccivora*. Dans ce contexte, de nombreuses recherches ont démontré comment les activités enzymatiques des champignons entomopathogènes contribuent à leur pathogénicité contre les insectes.

Selon Cheong et al. (2020), en raison de leur production accrue de chitinase, *B. bassiana* Bb0062 et BbK4B3 étaient plus virulents contre les adultes de *M. persicae* que les autres isolats. De même, Khan et al. (2012) ont comparé la production enzymatique de différents isolats de *B. bassiana* et *Verticillium lecanii* ainsi que leurs effets sur *M. persicae*. Ils ont observé que les isolats qui ont enregistré l'activité maximale de chitinase, protéase et lipase sont les mêmes isolats qui provoquaient le taux de mortalité cumulée le plus élevé.

En ce qui concerne l'activité amylolytique dans l'étude actuelle, il apparaît clairement que l'amidon dans le milieu gélosé n'a pas été décomposé, ce qui indique que l'enzyme amylase n'a

Chapitre V. Discussion

pas été produite par l'isolat testé BBAA. Doolotkeldieva et *al.* (2019) ont également testé plusieurs isolats de *B. bassiana* sur des milieux contenant des polysaccharides d'amidon, dont certains n'ont révélé aucune production d'amylase. Par ailleurs, Kaur et Padmaja (2009) ont étudié la relation entre les activités enzymatiques de *B. bassiana* et leur pathogénicité contre la noctuelle de la tomate *Helicoverpa armigera*. Ils ont constaté que la production d'amylase ne jouait aucun rôle dans l'infection à *H. armigera*, contrairement aux activités de chitinase et de protéase.

CONCLUSION GENERALE

Conclusions et Perspectives

En se basant sur la biodiversité des plantes en Algérie (4000 espèces et sous espèces) selon Righi (2002) et dans le reste des pays d’Afrique du nord, on peut supposer que le nombre d'espèces de pucerons dépasse largement les 300 records aujourd'hui connus dans le Maghreb. Ce nombre est encore très loin des 550 espèces déjà identifiées dans la région Méditerranée (Leclant, 1978) et parmi les 436 espèces recensées de Sicile (Barbagallo et *al.*, 2009). Le Nord-Ouest Algérien renferme de multiples écosystèmes. De tels habitats servent désormais de refuge pour de nombreuses espèces végétales et animales. En particulier, les habitats naturels et agrosystèmes traditionnels (moins perturbés) qui pourraient fournir de la nourriture, des abris et des sites d'hivernage pour de nombreux ennemis des espèces nuisibles, y compris les parasitoïdes des pucerons. Dans ce contexte, ils pourraient être très importants comme réservoir pour les parasitoïdes Aphidiinae et d'autres insectes impliqués (prédateurs) dans la lutte biologique. De plus, ces habitats sont souvent envahis par des plantes sauvages envahissantes et cette situation contribue à la mise en place de nouvelles associations pucerons/parasitoïdes, avec divers impacts possibles sur les écosystèmes et les réseaux trophiques existants.

Les pucerons constituent le plus grand groupe d’insectes vecteurs de virus végétaux et revêtent une importance mondiale en tant que groupe de ravageurs des cultures le plus important. Environ 4700 espèces décrites duquel environ 1000 espèces sont nuisible aux cultures dans le monde. Non seulement ils affectent la croissance des plantes hôtes en suçant leur sève, mais ils transmettent également de nombreuses maladies virales aux plantes ce qui justifie le développement des stratégies de gestion de leurs populations. Bien que les pucerons soient ravageurs des cultures, ils sont extrêmement hôtes importants pour un certain nombre de parasitoïdes, prédateurs et pour de nombreux autres insectes.

L'étude menée au cours des années 2019, 2020 et 2021 dans différents écosystèmes du nord-ouest algérien a révélé une grande diversité de pucerons associés aux diverses plantes (cultivées et spontanées), de parasitoïdes hyménoptères et de prédateurs. Elle a également dévoilé la complexité des champignons associés aux cadavres d'insectes, y compris un isolat ayant un potentiel entomopathogène contre les populations de pucerons.

L'aphidofaune enregistrée à travers cette étude comprenait 72 espèces appartenant toute aux Aphididae. Ces espèces représentent 6 sous-familles (Aphidinae, Calaphidinae, Chaitophorinae, Greenideinae, Lachininae, Thelaxinae), 11 tribus et 32 genres. Cette

Conclusion générale

aphidifaune est dominée par la sous-famille des Aphidinae (avec 55 espèces soit (78%) des espèces identifiées), en particulier la tribu des Aphidini et dans une moindre celle des Macrosiphini sont quantitativement les plus dominantes du peuplement aphidien (respectivement 42 % et 34 % du nombre total d'espèces). Le genre *Aphis* s'est avéré le plus dominant avec 21 espèces soit un taux de 38.18% d'Aphidinae répertoriées.

Le nombre d'espèces que nous avons recensées est presque le même à celui enregistré dans d'autre région de l'Algérie par d'autres travaux. Ainsi, nous pensons qu'avec des recherches plus approfondies, l'aphidifaune de notre région d'étude sera considérablement augmenté.

D'un point de vue systématique, l'aphidifaune de notre région ne présente pas de caractéristiques particulières et elle est constituée d'espèces déjà connues dans d'autres régions de l'Algérie et du Maghreb, y compris celles du bassin méditerranéen. Cependant une exception faite pour le puceron *Greenidea ficicola* (Greenideinae) qui a été signalée pour la première fois sur le figuier (*Ficus carica*) dans la région de Mascara. En conclusion, l'enquête triennale a enrichi nos connaissances sur l'aphidifaune de la région nord-ouest Algérien. Toutefois, l'enquête devrait être poursuivie, notamment dans les zones non étudiées.

Les résultats dévoilent aussi la présence de 06 espèces polyphages (*A. craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *A. solanella*, *A. spiraeicola* et *Macrosiphum euphorbiae*) sur de nombreuses plantes hôtes cultivées, spontanées. Le groupe des intermédiaires, avec ces 15 espèces, a été enregistré sur des hôtes herbacées et arbustifs, cultivées et sauvages. La grande majorité des pucerons inventoriés (70,83) sont : Les espèces spécialistes (34 espèces) et les oligophages (17 espèces), ont établies une relation assez étroite avec une faible gamme de plantes hôtes de la même famille botanique. Ces Aphides ont développé une spécialisation extrêmement étroite, témoignant d'une coévolution insecte-plante.

Nos résultats ont fait ressortir un total de 203 relations bitrophiques, établies entre les pucerons et leurs plantes hôtes. Les 72 espèces d'aphides ont pu exploiter 145 espèces végétales différentes appartenant à 43 familles botaniques. Les Astéraceae (31 espèces végétales) sont les plus colonisées par les pucerons (13.57 %). Généralement sont des plantes spontanées répandues dans les zones agricoles, naturelles et urbaines.

Les prospections réalisées sur les parasitoïdes des pucerons ont permis de dresser une liste de 10 espèces dont sept sont des parasitoïdes primaires : *Aphidius matricariae*, *A. ervi*, *A.*

Conclusion générale

colemanni, *A. aquilus*, *Diaeretiella rapae* *Lysiphlebus testaceipes*, et *L. Fabarum*. Les trois autres espèces sont des hyperparasitoïdes (parasitoïdes secondaires) : *Pachyneuron aphidis*, *Surphophagusaphidivorus* et *Dendrocerus sp.* Ces antagonistes ont pu établir 78 associations tritrophiques dont 55 sont formées par le genre *Lysiphlebus* soit un taux de 70.5%. L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* s'est montrée la plus présente (33 associations tritrophiques avec 13 espèces de pucerons dont la plupart sont habituellement nuisibles aux plantes cultivées, ce qui nous incite à utiliser cet auxiliaire dans des programmes de lutte biologique contre ces phytophages.

Concernant les prédateurs, 15 espèces prédatrices sont identifiées, appartenant à cinq familles (Chamaemyiidae, Coccinellidae, Syrphidae, Cecidomyiidae, Chrysopidae). Celle des Coccinellidae est la plus fortement représentée en nombre d'espèces (9) et en nombre d'espèces proies (22). *C. algerica* est la prédatrice prédominante dans cet inventaire et la plus répandue dans les différents habitats (agricole, urbain et forestier).

Grâce à cette étude, nous avons également pu identifier cinq espèces fongiques sur les cadavres de pucerons et d'insectes qui leur sont associés : *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Fusarium sp.*, *Beauveria bassiana*, et *Alternaria sp.* Quatre familles abritent ces espèces : Trichocomaceae, Nectriaceae, Cordycipitaceae et Pleosporaceae.

De plus, le nouvel isolat de *B. bassiana* BBAA a montré des caractéristiques remarquables en termes de taux de croissance et d'activité enzymatique de chitinase, de protéase et de lipase. Ces enzymes étant des molécules fondamentales dans l'infection des insectes en dégradant la cuticule qui est considérée comme une barrière défensive pour les arthropodes. D'autre part, le plus important que cet isolat a montré une efficacité élevée et une capacité d'entomopathogénicité contre le puceron noir de la luzerne *A. craccivora* in vitro et in vivo. Ainsi un taux de mortalité de 72.14% a été obtenu après cinq jours de traitement avec la concentration 1×10^8 conidies/ml in vitro contre 58,06 % in vivo (sous abris serre).

Le nombre des associations tritrophiques enregistrées dans ce travail est très important, cependant le nombre d'espèces parasitoïdes nous semble inférieur à ce qui a été trouvé dans les études précédentes en Algérie. Il faut donc poursuivre les études dont le but de déceler d'autres espèces et de mettre en évidence l'impact de différentes techniques culturales sur leurs Bioécologie.

Conclusion générale

L'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA était très virulent contre les pucerons, mais son effet sur les auxiliaires est ambigu. Des recherches supplémentaires sont donc nécessaires pour tester notre isolat sur ces organismes auxiliaires.

De recherches sur les métabolites secondaires de l'isolat de *Beauveria bassiana* BBAA pourraient mettre en évidence son importance et orienter son industrialisation et sa commercialisation.

Compte tenu de la vaste diversité végétale et climatique, de notre région d'étude, il est certain que d'autres recherches élargies à un plus grand nombre d'espèces végétales, permettront d'enrichir davantage cette liste.

Références bibliographiques

Références Bibliographiques

- **Abbott, W.S., 1925.** A Method of Computing the Effectiveness of an Insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18(2), 265–267.
- **Abdel Galil, F.A., Moharram, A.M., Mahmoud, M.A., & Hafez, W. M. M., 2019.** Biocontrol of bean and wheat aphids by fungi isolated from indigenous and invasive insects collected from different locations in Minia governorate, Egypt. *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences, F. Toxicology & Pest Control*, 11(3), 79-90.
- **Abdelaziz, O., 2019.** Application des champignon entomopathogènes sur les pucerons du blé. Thèse de Doctorat. Université Larbi Ben M'hidi. Oum El Bouaghi. 160 p.
- **Abe, C.A.L., Faria, C.B., de Castro, F.F., de Souza, S.R., Santos, F.C., da Silva, C.N., Tessmann, D.J. & Barbosa-Tessmann I.P., 2015.** Fungi isolated from maize (*Zea mays* L.) grains and production of associated enzyme activities. *International journal of molecular sciences*, 16(7), 15328-15346.
- **Acevedo, F. E., Rivera-Vega, L. J., Chung, S. H., Ray, S., & Felton, G. W., 2015.** Cues from chewing insects — the intersection of DAMPs, HAMPs, MAMPs and effectors. *Current Opinion in Plant Biology*, 26, 80-86.
- **Adabi, S. T., Talebi, A. A., Fathipour, Y., & Zamani, A. A., 2010.** Life history and demographic parameters of *Aphis fabae* (Hemiptera: Aphididae) and its parasitoid, *Aphidius matricariae* (Hymenoptera: Aphidiidae) on four sugar beet cultivars. *Acta entomologica serbica*, 15(1), 61-73.
- **Adam, A., Idris, I., & Makee, H., 2012.** The Influence of a Non-pathogenic *Pseudomonas putida* Strain BTP1 on Reproduction and Development of Grape Phylloxera, 26 (2), 75-80.
- **Agisha, V. N., Kumar, A., Eapen, S. J., Sheoran, N., & Suseelabhai, R., 2019.** Broad-spectrum antimicrobial activity of volatile organic compounds from endophytic *Pseudomonas putida* BP25 against diverse plant pathogens. *Biocontrol Science and Technology*, 29(11), 1069–1089.
- **Agrawal, A. A., 2000.** Mechanisms, ecological consequences and agricultural implications of tri-trophic interactions. *Current opinion in plant biology*, 3(4), 329-335.
- **Ait-Amar, S., Benoufella-Kitous, K., Medjdoub-Bensaad, F., & Tahar-Chaouche, S., 2022.** Diversité des pucerons et de leurs ennemis naturels en cultures sous serre à Tizi-Ouzou, Algérie. *Entomologie Faunistique - Faunistic Entomology*, 75, 1–15.
- **Alavo, T.B., 2010.** Effet répulsif du kaolin contre les populations d'*Aphis craccivora* (Homoptera : Aphididae) sur le niébé (*Vigna unguiculata*). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4(2), 407-414.
- **Alhmedi, A., Haubruge, E., Bodson, B., & Francis, F., 2007.** Aphidophagous guilds on nettle (*Urtica dioica*) strips close to fields of green pea, rape and wheat. *Insect Science*, 14(5), 419-424.
- **Ali, S., Farooqi, M. A., Sajjad, A., Ullah, M. I., Qureshi, A. K., Siddique, B., Waheed, W., Sarfraz, M., & Asghar, A., 2018.** Compatibility of entomopathogenic fungi and botanical extracts against the wheat aphid, *Sitobion avenae* (Fab.) (Hemiptera: Aphididae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 28(1), 1-6.
- **Alotaibi, S., 2008.** Mass production and utilization of the predatory midge, *Aphidoletes aphidimyza* Rondani for controlling aphids. *Global Journal of Biotechnology & Biochemistry*, 3(1), 01-07.
- **Amar, S. A., Benoufella-Kitous, K., & Medjdoub-Bensaad, F., 2021.** Aphid survey reveals the first record of the bramble aphid *Aphis ruborum* (Börner&Schilder, 1931) (Hemiptera: Aphididae) in Algeria, and a second report for Africa after 59 years. *African Entomology*, 29(2), 649-657.
- **Andreev, R., Rasheva, D., & Kutinkova, H., 2009.** Development of *Aphis spiraeicola* patch (Hemiptera: Aphididae) on apple. *Journal of plant protection research*, 49(4), 379-381.
- **Aparicio, Y., Gabarra, R., Riudavets, J., Starý, P., Tomanović, Ž., Kocić, K., Villar, J.P., Suay, M.F., Porta, V.C. and Arnó, J., 2019.** Hymenoptera complex associated with *Myzus persicae* and *hyalopterus spp.* in peach orchards in northeastern Spain and prospects for biological control of aphids. *Insects*, 10(4), 109.
- **Aqueel, M., & Leather, S., 2011.** Effect of nitrogen fertilizer on the growth and survival of *Rhopalosiphum padi* (L.) and *Sitobion avenae* (F.) (Homoptera: Aphididae) on different wheat cultivars. *Crop Protection*, 30(2), 216-221.

Références bibliographiques

- **Arora, R., Gupta, R., & Bali, K., 2009.** Population dynamics of the leaf curl aphid, *Brachycaudus helichrysi* (Kalt.) and its natural enemies on subtropical peach, *Prunus persica* cv. Flordasun. *Journal of Entomology and Nematology*, 1(3), 036-042.
- **AROUN, M. E. F., 2015.** Le complexe aphides et ennemis naturels en milieux cultivé et forestier en Algérie. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 158 p.
- **Aslam, M., Razaq, M., Akhter, W., Faheem, M., & Ahmad, F., 2005.** Effect of sowing date of wheat on aphid (*Schizaphis graminum* RONDANI) population. *Pakistan Entomologist*, 27(1), 79-82.
- **Awan, U. A., Xia, S., Meng, L., Raza, M. F., Zhang, Z., & Zhang, H., 2021.** Isolation, characterization, culturing, and formulation of a new *Beauveria bassiana* fungus against *Diaphorina citri*. *Biological Control*, 158, 104586.
- **Bakroune, N.E., Sellami, M., Bakroune, H., & Ababsa, M., 2020.** DIVERSITY AND ABUNDANCE OF APHIDS AND THEIR NATURAL ENNEMIES IN A CEREAL ECOSYSTEM IN BISKRA REGION (SOUTHEAST OF ALGERIA). *PONTE International Scientific Researches Journal*, 76(4/1), 187-198.
- **Balabanidou, V., Grigoraki, L., & Vontas, J., 2018.** Insect cuticle: a critical determinant of insecticide resistance. *Current opinion in insect science*, 27, 68-74.
- **Barahoei, H., Madjdzadeh, S.M., & Mehrparvar, M., 2012.** Aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) and their tritrophic relationships in Kerman province, Southeastern Iran. *Iranian Journal of Animal Biosystematics*, 8(1), 1-14.
- **Barbagallo, S., Binazzi, A., Cavalieri, V., Pergola, A. L., & Limonta, L., 2009.** Biodiversity and chorological outlines for Italian aphid fauna. *Redia*, 92, 129-133.
- **Bargen, H., Saudhof, K., & Poehling, H. M., 1998.** Prey finding by larvae and adult females of *Episyrphus balteatus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 87(3), 245-254.
- **Basit, A., Farhan, M., Abbas, M., Wang, Y., Zhao, D.-G., Mridha, A. U., Al-tawaha, A. R. M. S., Bashir, M. A., Arif, M., Ahmed, S., Alajmi, R. A., Metwally, D. M., & El- Khadragy, M., 2021.** Do microbial protein elicitors PeaT1 obtained from *Alternaria tenuissima* and PeBL1 from *Brevibacillus laterosporus* enhance defense response against tomato aphid (*Myzus persicae*)? *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(6), 3242–3248.
- **Bawin, T., Seye, F., Boukraa, S., Zimmer, J.-Y., Delvigne, F., & Francis, F. 2015.** La lutte contre les moustiques (Diptera : Culicidae): diversité des approches et application du contrôle biologique. *The Canadian Entomologist*, 147(4), 476-500.
- **Ben Saad, A. A., & Bishop, G. W., 1976.** Effect of artificial honeydews on insect communities in potato fields. *Environmental Entomology*, 5(3), 453-457.
- **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. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 230 p.
- **Berkvens, N., Van Vaerenbergh, J., Maes, M., Beliën, T., & Viaene, N. 2014.** Entomopathogenic nematodes fail to parasitize the woolly apple aphid *Eriosoma lanigerum* as their symbiotic bacteria are suppressed. *Journal of Applied Entomology*, 138(9), 644-655.
- **Bianchi, F.J.J.A., Booij, C.J.H., & Tscharrntke T., 2006.** Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 273, 1715–1727.
- **Blackman, R. L., & Eastop, V.F., 1994.** Aphids on the World's Trees. An identification and Information Guide, 987 pp. CABI, Wallingford (GB).
- **Blackman, R. L., & Eastop, V.F., 2006.** Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs. 1439 pp, Wiley, Chichester, UK.
- **Blackman, R. L., & Eastop, V.F., 2008.** Aphids on the world's herbaceous plants and shrubs, vol. 2. John Wiley & Sons., Chichester, UK.
- **Blackman, R. L., & Eastop, V.F., 2017.** Taxonomic issues. In van Emden, H. F., & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 1-36. CAB International, Wallingford, UK.
- **Blackman, R.L., & Eastop V.F. 2007.** Taxonomic Issues. In van Emden, H.F., & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 1-3. CAB International, Cambridge, Massachusetts, UK.

Références bibliographiques

- **Blackman, R.L., & Eastop, V.F., 2000.** Aphids on the world's crops. An identification and information guide, 466 pp. John Wiley & Sons Ltd, New York, USA.
- **Blümel, S., 2004.** Biological control of aphids on vegetable crops. In Heinz, K.M., Van Driesche, R.G., Parrella, M.P., (Eds.), *Biological Control in Protected Culture*, p. 297-312. Ball Publ, Batavia, USA.
- **Boisclair, J., Lucas, E., Cormier, D., Todorova, S., & Etilé, E., 2011.** Optimisation de la lutte biologique contre la pyrale du maïs et les pucerons dans la culture du maïs sucré frais. *Rapport final, Projet*. 14p
- **Boissinot, L., 2016.** Intérêt d'une huile de paraffine dans le cadre d'une protection biologique intégrée en culture de fraisier sous-abri. Rapport de Stage. Koppert France, 147 avenue des Banquets, 84300 Cavaillon.
- **Boivin, G., 2010.** Reproduction and immature development of egg parasitoids. In Consoli, F.L., Parra, J.R.P. & Zucchi, R.A., (Eds.), *Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on Trichogramma*, p. 1-23. Springer, Netherlands.
- **Bonnemain, J.L., 2010.** Aphids as biological models and agricultural pests. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 461-463.
- **Bouagga, S., Urbaneja, A., & Pérez-Hedo, M., 2018.** Combined use of predatory mirids with *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) to enhance pest management in sweet pepper. *Journal of economic entomology*, 111(3), 1112-1120.
- **Bouchaour-Djabeur, S., 2013.** Les insectes ravageurs du chêne liège au Nord-Ouest Algérien. *Geo Eco Trop*, 36, 175-184.
- **Boucher, D.H., James, S., & Keeler, K. H., 1982.** The ecology of mutualism. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 13(1), 315-347.
- **Boukhris-Bouhachem, S., Souissi, R., Turpeau, E., Rouzé-Jouan, J., Fahem, M., Brahim, N. B., & Hulle, M., 2007.** Aphid (Hemiptera: Aphidoidea) diversity in Tunisia in relation to seed potato production. *Annales de La Société Entomologique de France (N.S.)*, 43(3), 311-318.
- **Brault, V., Uzest, M., Monsion, B., Jacquot, E., & Blanc, S., 2010.** Aphids as transport devices for plant viruses. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 524-538.
- **Bravo, A., Pacheco, S., Gómez, I., Garcia-Gómez, B., Onofre, J., & Soberón, M., 2017-** Insecticidal Proteins from *Bacillus thuringiensis* and Their Mechanism of Action. In Fiuza, L.M., et al., (Eds.), *Bacillus Thuringiensis and Lysinibacillus Sphaericus*, p. 53-66. Springer, Cham.
- **Brodeur, J., Hajek, A. E., Heimpel, G. E., Sloggett, J. J., Mackauer, M., Pell, J. K., & Völkl, W., 2017.** Predators, parasitoids and pathogens. In van Emden H. F. & Harrington R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 225-261. CAB International, Wallingford, UK.
- **Brown, M., Jaegers, J., Pye, A., & Schmitt, J., 1992.** Control of edaphic populations of woolly apple aphid using entomopathogenic nematodes and a systemic aphicide. *Journal of Entomological Science*, 27(3), 224-232.
- **Budenberg, W. J., & Powell, W., 1992.** The role of honeydew as an ovipositional stimulant for two species of syrphids. *Entomologia experimentalis et applicata*, 64(1), 57-61.
- **Butt, T., Coates, C., Dubovskiy, I., & Ratcliffe, N., 2016.** Entomopathogenic fungi: new insights into host-pathogen interactions. *Advances in genetics*, 94, 307-364.
- **Calvin, W., Beuzelin, J. M., Liburd, O. E., Branham, M. A., & Simon, L. J., 2021.** Effects of biological insecticides on the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner)(Hemiptera: Aphididae), in sorghum. *Crop Protection*, 142, 105528.
- **Chang, M., Gurr, G., Tylianakis, J., & Wratten, S., 2017.** Cultural control. In van Emden, H. F., & Harrington R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 494-514. CAB International, Wallingford, UK.
- **Charnley, A. K., 2003.** Fungal pathogens of insects: cuticle degrading enzymes and toxins. *Advances in Botanical Research*, 40, 241-321.
- **Chehma, S., & Laamari, M., 2014.** Etude bioécologique des hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel et cultivé dans la région de Ghardaïa. *Bio Ressources*, 4(2), 62-75.
- **Chen, Y. J., Meng, Q., Zeng, L., & Tong, H. R., 2018.** Phylogenetic and morphological characteristics of *Alternaria alternata* causing leaf spot disease on *Camellia sinensis* in China. *Australasian Plant Pathology*, 47, 335-342.

Références bibliographiques

- **Chen, Z., Liu, X., Zhou, J.-X., Dou, H., & Kuang, R.P., 2014.** Phototactic behaviour of *Pachyneuron aphidis* (hymenoptera: pteromalidae)–hyperparasitoid of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae). *Biocontrol Science and Technology*, 24(12), 1469-1480.
- **Cheong, P. C., Glare, T. R., Rostás, M., Haines, S., Brookes, J. J., & Ford, S., 2020.** Lack of involvement of chitinase in direct toxicity of *Beauveria bassiana* cultures to the aphid *Myzus persicae*. *Journal of invertebrate pathology*, 169, 107276.
- **Clemente-Moreno, M. J., Hernández, J. A., & Diaz-Vivancos, P., 2015.** Sharka: how do plants respond to Plum pox virus infection? *Journal of experimental botany*, 66(1), 25-35.
- **Cross, P., Edwards, R.T., Hounsome, B., Edwards Jones, G., 2008.** Comparative assessment of migrant farm worker health in conventional and organic horticultural systems in the United Kingdom. *Science of the Total Environment*, 391(1), 55-65.
- **Cuthbertson, A. G., Fleming, C.C., & Murchie, A.K., 2003.** Detection of *Rhopalosiphum insertum* (apple-grass aphid) predation by the predatory mite *Anystis baccarum* using molecular gut analysis. *Agricultural and Forest Entomology*, 5(3), 219-225.
- **Cuthbertson, A., & Murchie, A., 2010.** Ecological benefits of *Anystis baccarum* in an orchard ecosystem and the need for its conservation. *International Journal of Environmental Science & Technology*, 7(4), 807-813.
- **Dajoz R., 2010-** Dictionnaire d'entomologie, 348 p. Ed. Lavoisier. Tec & doc, France.
- **Dalir, S., Hajiqanbar, H., Fathipour, Y., & Khanamani, M. 2021.** A comprehensive picture of foraging strategies of *Neoseiulus cucumeris* and *Amblyseius swirskii* on western flower thrips. *Pest Management Science*, 77(12), 5418-5429.
- **De Bach, P., 1964-** Biological Control of Insect Pests and Weeds, 844 p. (Ed.) DeBACH, P., Reinhold Pub., New York.
- **De Backer, L., Wäckers, F. L., Francis, F., & Verheggen, F.J., 2015.** Predation of the peach aphid *Myzus persicae* by the mirid predator *Macrolophus pygmaeus* on sweet peppers: effect of prey and predator density. *Insects*, 6(2), 514-523.
- **De Clerck, C., Fujiwara, A., Joncour, P., Léonard, S., Félix, M.L., Francis, F., Jijakli, M. H., Tsuchida, T., & Massart, S., 2015.** A metagenomic approach from aphid's hemolymph sheds light on the potential roles of co-existing endosymbionts. *Microbiome*, 3(1), 1-11.
- **Debach, P., 1991.** Biological control by natural enemies. 2ème Ed. Cambridge University Press, Cambridge, 456 p.
- **Dedryver C.A. (2010).** Les pucerons : biologie, nuisibilité, résistance des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes Biologiques – 14 et 15 déc. 2010 à Angers
- **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(6-7), 539-553.
- **Desparins, J.P., 2009.** Petit dictionnaire à l'usage de l'entomologiste. Educagri Editions, 131p
- **Devonshire, A. L., & Rice, A. D., 1988.** Aphid bioassay techniques. In Minks, A. K. & Harrewijn, P., (Eds.), *Aphids, their biology, natural enemies and control*, p. 119-128. Elsevier, Amsterdam.
- **Dewar, A. M., & Denholm, I., 2017.** Chemical control. In van Emden, H.F. & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 398-425. CAB International, Wallingford, UK.
- **Dhillon, M., & Sharma, H., 2009.** Effects of *Bacillus thuringiensis* δ -endotoxins Cry1Ab and Cry1Ac on the coccinellid beetle, *Cheilomenes sexmaculatus* (Coleoptera, Coccinellidae) under direct and indirect exposure conditions. *Biocontrol Science and Technology*, 19(4), 407-420.
- **Dib, H., Simon, S., Sauphanor, B., & Capowiez, Y., 2010.** The role of natural enemies on the population dynamics of the rosy apple aphid, *Dysaphis plantaginea* Passerini (Hemiptera: Aphididae) in organic apple orchards in south-eastern France. *Biological Control*, 55(2), 97-109.
- **Dixon, A. F. G. (2005).** Insect herbivore-host dynamics: tree-dwelling aphids: Cambridge University Press.
- **Dixon, A. F. G., 2012.** *Aphid Ecology An optimization approach*. Ed. Springer, Netherlands, 287p.
- **Djazouli, Z.E., Doumandji Mitiche, B., & Petit, D., 2009.** Spatio-temporal variations of functional groups in a *Populus nigra* L. entomocenosis in the Mitidja plain (Algeria). *Comptes Rendus Biologies*, 332(9), 848-860.

Références bibliographiques

- **Djellab, S., Mebarkia, N., Neffar, S., & Chenchouni, H., 2019.** Diversity and phenology of hoverflies (Diptera: Syrphidae) in pine forests (*Pinus halepensis* Miller) of Algeria. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 22(3), 766-777.
- **Dolphin, K., & Quicke, D. L., 2001.** Estimating the global species richness of an incompletely described taxon: an example using parasitoid wasps (Hymenoptera: Braconidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 73(3), 279-286.
- **Doolotkeldieva, T., Bobusheva, S., Kulmanbetova, A., Zholdoshbekova, S., & Kyzy, A. A., 2019.** Characterization of *Beauveria bassiana* isolates from Kyrgyzstan. *Journal of invertebrate pathology*, 167, 107243.
- **Du Y., Guy M.P., Powell W., & Wadhams L.J., 1997.** Chemically mediated associative learning in the host foraging behavior of the aphid parasitoid *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Insect Behavior*, 10, 509- 521.
- **Dunn, L., Lequerica, M., Reid, C. R., & Latty, T., 2020.** Dual ecosystem services of syrphid flies (Diptera: Syrphidae): pollinators and biological control agents. *Pest management science*, 76(6), 1973-1979.
- **Durieux, D., Verheggen, F., Vandereycken, A., Joie, E., & Haubruge, É., 2010.** Synthèse bibliographique: l'écologie chimique des coccinelles. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 14(2), 351-367.
- **Dzhanokmen, K. A. 2009.** Review of Kazakhstan species of the genus *Pachyneuron* Walker, 1833 (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae). *Zoosystematica Rossica*, 18(1), 73-82.
- **Ehler, L.E., 2006.** Integrated pest management (IPM): definition, historical development and implementation, and the other IPM. *Pest management science*, 62(9), 787-789.
- **El Banhawy, E., Carter, N., & Wynne, I., 1993.** Preliminary observations on the population development of anystid and free-living mesostigmatic mites in a cereal field in southern England. *Experimental & applied acarology*, 17(7), 541-549.
- **Elavarashi E, Kindo AJ, Rangarajan S., 2017.** Enzymatic and non-enzymatic virulence activities of dermatophytes on solid media. *Journal of clinical and diagnostic research. JCDR*, 11(2), DC23.
- **Elibuyuk, I. O., 2006.** Detection of Plum pox virus in ornamental *Prunus cerasifera*. *Phytoparasitica*, 34, 347-352.
- **ELOUISSI, M., & RIGHI, K., 2016.** Tritrophic interactions : plant-aphid-parasitoid Hymenoptera in natural environment in Mascara (north-west Algeria). *Sylwan*, 160(12), 128-141.
- **Emden, H. F., 1989.** Aphids; their biology, natural enemies and control, PART B. In Minks, A.K., & Harrewijn, P., (Ed.), *World Crop Pests*, 50(1), p. 36-36. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, Elsevier, Amsterdam.
- **Emelianoff, V., Chapuis, E., Le Brun, N., Chiral, M., Moulia, C., & Ferdy, J.B., 2008.** A survival-reproduction trade-off in entomopathogenic nematodes mediated by their bacterial symbionts. *Evolution: International Journal of Organic Evolution*, 62(4), 932-942.
- **Escalona, H. E., Zwick, A., Li, H.S., Li, J., Wang, X., Pang, H., Hartley, D., Jermiin, L.S., Nedvěd, O., Misof, B., Niehuis, O., Ślipiński, A., & Tomaszewska, W., 2017.** Molecular phylogeny reveals food plasticity in the evolution of true ladybird beetles (Coleoptera: Coccinellidae: Coccinellini). *BMC Evolutionary Biology*, 17(1), 1-11.
- **Favret, C. & Miller, G.L., 2012.** Aphid. Identification Technology Program, CPHST, PPQ, APHIS, USDA; Fort Collins, CO. – <http://AphID.Aphid Net.org>, Version 1.3. Last updated 31 March 2014, (Accessed on 16 February 2016).
- **Favret, C., & Voegtlin, D. J., 2004.** Speciation by host-switching in pinyon *Cinara* (Insecta: Hemiptera: Aphididae). *Molecular phylogenetics and evolution*, 32(1), 139-151.
- **Felsenstein, J., 1985.** Phylogenies and the comparative method. *The American Naturalist*, 125(1), 1-15.
- **Finlay, K., & Luck, J., 2011.** Response of the bird cherry-oat aphid (*Rhopalosiphum padi*) to climate change in relation to its pest status, vectoring potential and function in a crop–vector–virus pathosystem. *Agriculture, ecosystems & environment*, 144(1), 405-421.
- **Finney, D.J., 1971.** Probit analysis. 3rd ed. Cambridge University Press. Cambridge., 333 p.
- **Fischer, C. Y., Vanderplanck, M., Lognay, G. C., Detrain, C., & Verheggen, F. J., 2015.** Do aphids actively search for ant partners?. *Insect science*, 22(2), 283-288.

Références bibliographiques

- **Fischer, M.K., & Shingleton, A.W., 2001.** Host plant and ants influence the honeydew sugar composition of aphids. *Functional Ecology*, 15(4), 544-550.
- **Foster, S.P., Devine, G., & Devonshire, A.L., 2017.** Insecticide resistance. In van Emden, H.F., & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 426-447. CAB International, Wallingford, Oxfordshire, UK.
- **Fraval, A., 2006 -** Les pucerons- 1ère partie. *Insectes pucerons. Insectes*, 141(2), 3-8. <http://www.inra.fr/opieinsectes/pdf/i141fraval3.pdf>. (accessed: Janvier 2020).
- **Fraval, A., 2006 -** Les pucerons- deuxième partie. *Insectes pucerons. Insectes*, 142(3), 27-32. <http://www.inra.fr/opieinsectes/pdf/i142fraval3.pdf>. (accessed: Janvier 2020).
- **Fréchette, B., Larouche, F., & Lucas, E., 2008.** *Leucopis annulipes* larvae (Diptera: Chamaemyiidae) use a furtive predation strategy within aphid colonies. *European Journal of Entomology*, 105(3), 399.
- **Fredon., 2008 –** fiche technique sur les pucerons, France. <https://fredon.fr> > fiches-techniques-illustrées (accessed: Janvier 2020).
- **Frisvad, J.C., Hubka, V., Ezekiel, C.N., Hong, S.B., Nováková, A., Chen, A. J., Arzanlou, M., Larsen, T. O., Sklenář, F., Mahakarnchanakul, W., Samson, R. A., & Houbraken, J., 2019.** Taxonomy of *Aspergillus* section Flaviand their production of aflatoxins, ochratoxins and other mycotoxins. *Studies in Mycology*, 93(1), 1-63.
- **Fuchs, M., 2008.** Les plantes transgéniques et la lutte contre les virus phytopathogènes : état de l'art et perspectives. *Virologie*, 12(1), 27-37.
- **Fuchsberg, J.R., Yong, T.H., Losey, J.E., Carter, M.E., & Hoffmann, M.P., 2007.** Evaluation of corn leaf aphid (*Rhopalosiphum maidis*; Homoptera: Aphididae) honeydew as a food source for the egg parasitoid *Trichogramma ostrinae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Biological Control*, 40(2), 230-236.
- **Furk, C., & Roberts, H., 1985.** Baseline responses of United Kingdom field populations of *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas) and *Brevicoryne brassicae* (L.) (Homoptera: Aphididae) to demeton-S-methyl. *Bulletin of Entomological Research*, 75(1), 65-72.
- **Gacem, K., & Mezardi, F., 2022.** Diversity of aphids and their natural enemies on peach orchards (*Prunus persica* L. Batsch) in Lakhdaria at Bouira (Algeria). *Biodiversity Journal*, 13(3), 665–672.
- **Gagic, V., Hänke, S., Thies, C., Scherber, C., Tomanović, Ž., & Tschardtke, T., 2012.** Agricultural intensification and cereal aphid–parasitoid–hyperparasitoid food webs: network complexity, temporal variability and parasitism rates. *Oecologia*, 170(4), 1099-1109.
- **Gangwar, P., Trivedi, M., & Tiwari, R. K., 2021.** Entomopathogenic Bacteria. In Gangwar, P. (Ed.), *Microbial Approaches for Insect Pest Management*, p. 59-79. Springer, Singapore
- **Garcin, A., 2009.** L'argile kaolinite, une nouvelle méthode de lutte par barrière minérale protectrice contre le puceron vert du pêcher *Myzus persicae* Sulz. *Innovations Agronomiques*, 4, 107-113.
- **Gardes, M., & Bruns, T. D., 1993.** ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes-application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Molecular ecology*, 2(2), 113-118.
- **Ghelamallah, A., Benabdelmoumene, D., Bouhraoua, R., Boualem, M., Arbaoui, M., Ferrer-Suay, M., & Pujade-Villar, J., 2020.** Bio-ecological study of hyperparasitoid aphids in the region of Mostaganem (north-western Algeria). *Biodiversity Journal*, 11(3), 663-670.
- **Ghosh, L., & Verma, K., 1988.** A new host record of *Brachycaudus helichrysi* (Kaltenbach) in India (Homoptera: Aphididae). *Journal of Aphidology*, 2(1-2), 66-68.
- **Giordanengo, P., Brunissen, L., Rusterucci, C., Vincent, C., van Bel, A., Dinant, S., Girousse, C., Faucher, M., & Bonnemain, J.L., 2010.** Compatible plant-aphid interactions: How aphids manipulate plant responses. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 516-523.
- **Giordanengo, P., Febvay, G., & Rahbé, Y., 2007.** Comment les pucerons manipulent les plantes. *Biofutur*, 279, 35-38.
- **Godin, C., & Boivin, G., 2002.** Guide d'identification des pucerons dans les cultures maraîchères au Québec. *Agriculture et agroalimentaire Canada. AACCRDH/prisme*, (31), 04-30.
- **Goggin, F. L., 2007.** Plant–aphid interactions: molecular and ecological perspectives. *Current Opinion in Plant Biology*, 10(4), 399-408.
- **Gómez-Marco, F., Tena, A., Jaques, J. A., & García, A. U., 2016.** Early arrival of predators controls *Aphis spiraeicola* colonies in citrus clementines. *Journal of Pest Science*, 89, 69-79.

Références bibliographiques

- **Gourmel, C., 2014.** Catalogue illustré des principaux insectes ravageurs et auxiliaires des cultures de Guyane. Coopérative bio savane, p.78.
- **Güçlü, Ş., Kavaz, H., Güçlü, C., & Özdemir, İ., 2015.** Aphids (Hemiptera: Aphididae) and their parasitoids on ornamental trees and shrubs in Erzurum, Turkey. *Turkish Journal of Entomology*, 39(1), 3-9.
- **Guesmi-Jouini, J., Boughalleb M, N., & Halima-Kamel, M.B., 2010.** Etudes préliminaires sur les champignons entomopathogènes des pucerons de l'artichaut en Tunisie. *Entomologie faunistique-Faunistic Entomology*, 63(3), 171-81.
- **Gul, H. T., Saeed, S., & Khan, F.A., 2014.** Entomopathogenic fungi as effective insect pest management tactic: A review. *Applied Sciences and Business Economics*, 1(1), 10-18.
- **Hajek, A. E., & Eilenberg, J., 2018.** Natural enemies: an introduction to biological control. Ed. Cambridge University Press. Cambridge., 378 p.
- **Hajek, A., & St. Leger, R., 1994.** Interactions between fungal pathogens and insect hosts. *Annual review of entomology*, 39(1), 293-322.
- **Hallouti, A., Ait Hamza, M., Zahidi, A., Ait Hammou, R., Bouharroud, R., Ait Ben Aoumar, A., & Boubaker, H., 2020.** Diversity of entomopathogenic fungi associated with Mediterranean fruit fly (*Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae)) in Moroccan Argan forests and nearby area: impact of soil factors on their distribution. *BMC ecology*, 20(1), 1-13.
- **Hance, T., Kohandani-Tafresh, F., & Munaut, F., 2017.** Biological control. In van Emden, H. F., & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 448-480. CAB International, Wallingford, Oxfordshire, UK.
- **Harbaoui, H., Mezghani, K., Marrakchi, M., Makni, M., & Makni, H., 2008.** Etude morphologique et toxicologique des pucerons (homopteres: aphididae) des céréales en Tunisie. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 133(1-3), 203-213.
- **Hardie, J., 2017-** Life cycles and polyphenism. In van Emden H. F. & Harrington R. (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 81-97. CAB International, Wallingford, Oxfordshire, UK.
- **Heie, O. E., 1993.** The Aphidoidea (Hemiptera) of Fennoscandia and Denmark. V, Family Aphididae, Part 2 of Tribe Macrosiphini of Subfamily Aphidinae. Brill, Netherlands, 242p.
- **Hemidi, W. & Laamari, M., 2020.** Aphid's parasitoid fauna and their trophic associations in the oasis ecosystems of Zibans (Biskra, Algeria). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 30, 14.
- **Hlaoui, A., Mazzoni, E., Souissi, R., & Bouhachem, S. B., 2020.** Diversity and abundance of landing aphids in two areas of seed potato production in Tunisia; relative to the incidence of potato viruses. *Redia*, 103, 75-85.
- **Hogervorst, P.A., Wäckers, F.L., & Romeis, J., 2007.** Detecting nutritional state and food source use in field-collected insects that synthesize honeydew oligosaccharides. *Functional Ecology*, 936-946.
- **Holman, J., 2009.** Host Plant Catalog of Aphids: Palaearctic Region. Ed. Springer, Dordrecht, 1216 p.
- **Hulle M., Turpeau - Ait Ighil E., Robert Y. & Monnet Y., 1999.** Les pucerons des plantes maraîchers. Cycle biologiques et activités de vol. Ed. INRA., Paris, 136p.
- **Hullé, M., Turpeau E. & Chaubet B., 2011-** Encyclop'aphid, Cycle biologique d'un hyménoptère parasitoïde INRA (French Institute for Agronomical Research).<https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons/Pucerons-et-milieu/Antagonistes/Parasitoides/Cycle-biologique> (accessed: Janvier 2020)
- **Hullé, M., Turpeau E. & Chaubet B., 2012 -** Encyclop'aphid. La morphologie des pucerons et les critères d'identification INRA (French Institute for Agronomical Research). <https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons/Qu-est-ce-qu-un-puceron/Morphologie> (accessed: Janvier 2020)
- **Humber, R.A., 1997.** Fungi. Identification. In Lacey, L.A., (Ed.), *Manual of Techniques in Insect Pathology*, p. 153-185. Academic Press San Diego, New York.
- **Ide T., Suzuki N., & Katayama, N., 2007.** The use of honeydew in foraging for aphids by larvae of the ladybird beetle, *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). *Ecological Entomology*, 32, 455-460.
- **Ighil, E. T.-A., Dedryver, C.-A., Hullé, M., & Chaubet, B. 2011-** Les pucerons des grandes cultures: Cycles biologiques et activités de vol. Ed. Quae. Paris, 136p

Références bibliographiques

- **INPV., 2015.** Index des produits phytosanitaire. [http:// www.inpv.edu.dz/institut/wpcontent/uploads/2016/03/INDEX_PRODUIITS_PHYTO_2015.pdf](http://www.inpv.edu.dz/institut/wpcontent/uploads/2016/03/INDEX_PRODUIITS_PHYTO_2015.pdf) (accessed : FÉVRIER 2020).
- **Inra 2010.** Alimentation des pucerons. <https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons/Qu-est-ce-qu-un-puceron/Alimentation>
- **Jandricic, S., Filotas, M., Sanderson, J., & Wraight, S., 2014.** Pathogenicity of conidia-based preparations of entomopathogenic fungi against the greenhouse pest aphids *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, and *Aulacorthum solani* (Hemiptera: Aphididae). *Journal of invertebrate pathology*, 118, 34-46.
- **Jaouannet, M., Rodriguez, P. A., Thorpe, P., Lenoir, C. J., MacLeod, R., Escudero-Martinez, C., & Bos, J. I., 2014.** Plant immunity in plant–aphid interactions. *Frontiers in plant science*, 5, 663.
- **Japoshvili, G., & Karaca, I., 2009.** A review of the species of *Aphelinus* Dalman, 1820 (Hymenoptera: Aphelinidae) from Georgia. *Journal of the Entomological Research Society*, 11(3), 41-52.
- **Japoshvili, G., 2007.** New data on species of *Syrphophagus* (Hymenoptera: Encyrtidae) from Transcaucasia and Turkey. *Annals of the Entomological Society of America*, 100(5), 683-687.
- **Javed, K., & Qiu, D., 2020.** Protein elicitor PeBL1 of *Brevibacillus laterosporus* enhances resistance against *Myzus persicae* in tomato. *Pathogens*, 9(1), 57.
- **Javed, K., Javed, H., & Qiu, D., 2022.** PeBL1 of *Brevibacillus laterosporus* a new biocontrol tool for wheat aphid management (*Sitobion avenae*) in *triticum aestivum*. *International Journal of Tropical Insect Science*, 42(1), 535-544.
- **Jeanneau, S., & Agrobiologique, C., 2014.** Lutte contre le puceron *Aphis gossypii* par association cultural, LP Agriculture Biologique. Rapport de Stage. Université Angers.France.
- **Jin, D., Zeng, F., Dong, S., & Zhang, H., 2014.** Effects of a protease inhibitor protein from *Xenorhabdus bovienii* on physiology of pea aphid (*Acyrtosiphon pisum*). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 108, 86-91.
- **Kamala, T, Indira, S., 2011.** Evaluation of indigenous *Trichoderma* isolates from Manipur as biocontrol agent against *Pythium aphanidermatum* on common beans. *3 Biotech* 1(4), 217-225.
- **Kamel, M.B.H, Rebhi, R., Ommezine, A., 2010.** Habitats et proies de *Coccinella algerica* Kovar dans différentes régions côtières de la Tunisie. *Entomologie Faunistique*, 63(1), 35-45.
- **Katis, N., Tsitsipis, J., Stevens, M., & Powell, G., 2007.** Transmission of plant viruses. In van Emden H.F. & Harrington R. (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 353-390. CAB International, Wallingford, UK.
- **Kaur, G., & Padmaja, V., 2009.** Relationships among activities of extracellular enzyme production and virulence against *Helicoverpa armigera* in *Beauveria bassiana*. *Journal of Basic Microbiology*, 49(3), 264-274.
- **Kavallieratos, N. G., Lykouressis, D. P., Sarlis, G. P., Stathas, G. J., Segovia, A. S., & Athanassiou, C. G., 2001.** The Aphidiinae (Hymenoptera: Ichneumonoidea: Braconidae) of Greece. *Phytoparasitica*, 29, 306-340.
- **Kavallieratos, N. G., Tomanović, Ž., Athanassiou, C. G., Starý, P., Žikić, V., Sarlis, G. P., & Fasseas, C., 2005.** Aphid parasitoids infesting cotton, citrus, tobacco, and cereal crops in southeastern Europe: aphid-plant associations and keys. *The Canadian Entomologist*, 137(5), 516-531.
- **Kavallieratos, N.G., Tomanović, Ž., Petrović, A., Janković, M., Starý, P., Yovkova, M., & Athanassiou, C.G., 2013.** Review and key for the identification of parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of aphids infesting herbaceous and shrubby ornamental plants in southeastern Europe. *Annals of the Entomological Society of America*, 106(3), 294-309.
- **Kavallieratos, N.G., Tomanović, Ž., Starý, P., Athanassiou, C. G., Sarlis, G.P., Petrović, O., Niketić, 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.
- **Kaya, H. K., & Vega, F. E., 2012.** Scope and basic principles of insect pathology. In Vega, F., Kaya, H., (Eds.), *Insect Pathology*, p. 1-12. Academic Press, London, UK.

Références bibliographiques

- **Khachatourians, G.G., 2008.** Insecticides, microbials. In Schaecter, M., Summers, WC., et al., (Eds.), Encyclopedia of microbiology, p. 2. Elsevier, New York.
- **Khan, S., Guo, L., Shi, H., Mijit, M., & Qiu, D., 2012.** Bioassay and enzymatic comparison of six entomopathogenic fungal isolates for virulence or toxicity against green peach aphids *Myzus persicae*. African Journal of Biotechnology, 11(77), 14193-14203.
- **Khoshfarman-Borji, H., Yali, M.P., & Bozorg-Amirkalaei, M., 2020.** Induction of resistance against *Brevicoryne brassicae* by *Pseudomonas putida* and salicylic acid in canola. Bulletin of Entomological Research, 110(5), 597-610.
- **Kim, H., & Lee, S., 2008.** A molecular phylogeny of the tribe Aphidini (Insecta: Hemiptera: Aphididae) based on the mitochondrial tRNA/COII, 12S/16S and the nuclear EF1 α genes. Systematic Entomology, 33(4), 711-721.
- **Kindlmann, P., & Dixon, A. F., 2010.** Modelling population dynamics of aphids and their natural enemies. Aphid biodiversity under environmental change, 1-20.
- **Koga, R., Meng, X. Y., Tsuchida, T., & Fukatsu, T., 2012.** Cellular mechanism for selective vertical transmission of an obligate insect symbiont at the bacteriocyte–embryo interface. Proceedings of the National Academy of Sciences, 109(20), E1230-E1237.
- **Koppenhöfer, A.M., Jackson, T.A., & Klein M.G., 2012.** Bacteria for use against soil inhabiting insects. In Lacey L.A., (Ed.), Manual of Techniques in Invertebrate Pathology, p. 129-149. Academic Press, San Diego.
- **Koppenhöfer, A.M., Shapiro-Ilan, D.I., & Hiltbold, I., 2020.** Advances in the use of entomopathogenic nematode (EPNs) as biopesticides in suppressing crop insect pests. In Birch N. and Glare T., (Eds.), Biopesticides for Sustainable Agriculture, p. 1-38. Burleigh Dodds Science Publishing, Cambridge, UK.
- **Kouassi, M. d., 2001.** La lutte biologique : une alternative viable à l'utilisation des pesticides ? Vertigo-la revue électronique en sciences de l'environnement, 2(2),4-8.
- **Kuhar, T. P., & Doughty, H., 2016.** Evaluation of foliar and soil insecticides for the control of foliar insects in summer squash in Virginia, 2015. Arthropod Management Tests, 41(1), tsw023.
- **Laamari, M., Benferhat, S., Abbes, S., Khenissa, N., Chaouche, S., Halimi, C., & 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., d'Acier, A.C., Jousset, E., 2013.** New data on aphid fauna (Hemiptera, Aphididae) in Algeria. ZooKeys, 319, 223-229.
- **Laamari, M., Tahar Chaouche, S., Benferhat, S., Abbès, S., 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. Entomologie Faunistique, 63(3), 115-120.
- **Lacey, L., Grzywacz, D., Shapiro-Ilan, D., Frutos, R., Brownbridge, M., & Goettel, M., 2015.** Insect pathogens as biological control agents: back to the future. Journal of invertebrate pathology, 132, 1-41.
- **Lagos, D. M., Voegtlin, D. J., Coeur d'acier, A., & Giordano, R., 2014.** *Aphis* (Hemiptera: Aphididae) species groups found in the Midwestern United States and their contribution to the phylogenetic knowledge of the genus. Insect Science, 21(3), 374-391.
- **Lakhal, L.M.A., 2020.** Evaluation de la diversité des hnatuels des pucerons, en particulier les coccinelles (Coleoptera: Coccinellidae) des différentes cultures dans les régions Alger et Blida. Thèse de Doctorat. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 251p.
- **Lambert, P., & Pascal, T., 2011.** Mapping Rm2 gene conferring resistance to the green peach aphid (*Myzus persicae* Sulzer) in the peach cultivar “Rubira®”. Tree Genetics & Genomes, 7(5), 1057-1068.
- **Lamsal, K., Kim, S. W., Naeimi, S., Adhikari, M., Yadav, D. R., Kim, C., Lee, H.B., & Lee, Y. S., 2013.** Three New Records of *Penicillium* Species Isolated from Insect Specimens in Korea. Mycobiology, 41(2), 116-119.
- **Larsen, M.D., Kristiansen, K.R., Hansen, T.K., 1998.** Characterization of the proteolytic activity of starter cultures of *Penicillium roqueforti* for production of blue veined cheeses. International journal of food microbiology 43(3), 215-221

Références bibliographiques

- **Le Guigo, P., 2010.** Interactions tritrophiques entre des Brassicacées, des pucerons et un parasitoïde : Importance des plantes hôtes et des plantes voisines. Thèse de Doctorat. Agrocampus-Ouest-Centre d'Angers. Angers. 176 p.
- **Le Guigo, P., Rolier, A., & Le Corff, J., 2012.** Plant neighborhood influences colonization of Brassicaceae by specialist and generalist aphids. *Oecologia*, 169(3), 753-761.
- **Le Trionnaire, G., 2008.** Bases moléculaires du polyphenisme de reproduction chez le puceron du pois *Acyrtosiphon pisum* : analyse transcriptomique du photopériodisme. Thèse de Doctorat AGROCAMPUS OUEST. Rennes. 151p.
- **Le Trionnaire, G., Hardie, J., Jaubert-Possamai, S., Simon, J. C., & Tagu, D., 2008.** Shifting from clonal to sexual reproduction in aphids: physiological and developmental aspects. *Biology of the Cell*, 100(8), 441-451.
- **LECLANT, F., 1978.** Etude bioécologique des aphides de la région méditerranéenne. Implications agronomiques. Thèse Doctorat d'état. Université de Montpellier. Montpellier. 318 p.
- **LECLANT, F., 1999.** a- Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'indentification. I Grandes cultures. Ed. ACTA – INRA, Paris, 64 p.
- **LECLANT, F., 1999.** b -Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'indentification. II –Cultures maraîchères. Ed. ACTA – INRA, Paris, 98 p.
- **LECLANT, F., 2000.** Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'indentification. III – Cultures fruitières. Ed. ACTA – INRA, Paris, 128 p.
- **LECLANT, F., 2000.** Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'indentification. III – Cultures fruitières. Ed. ACTA – INRA, Paris, 128 p.
- **Leroy, P., Capella, Q., & Haubruge, É., 2009.** L'impact du miellat de puceron au niveau des relations tritrophiques entre les plantes-hôtes, les insectes ravageurs et leurs ennemis naturels. *Biotechnologie, agronomie, société et environnement*, 13(2), 325-334.
- **Li, J., Wu, Y., Zhang, Q., Li, H., Pan, H., Lu, W., Wang, D., Zhang, J., & Lu, Y., 2018.** Aphid parasitism and parasitoid diversity in cotton fields in Xinjiang, China. *PLOS ONE*, 13(11), e0207034.
- **Lopes, T., Bosquée, E., Polo Lozano, D., Chen, J.L., Deng Fa, C., Yong, L., Fang-Qiang, 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 la Chine. *Entomologie Faunistique*, 64(3), 63-71.
- **Lortzing, T., & Steppuhn, A., 2016.** Jasmonate signalling in plants shapes plant–insect interaction ecology. *Current Opinion in Insect Science*, 14, 32–39.
- **Loth, K., Costechareyre, D., Effantin, G., Rahbé, Y., Condemine, G., Landon, C., & Da Silva, P., 2015.** New Cyt-like δ -endotoxins from *Dickeya dadantii*: structure and aphicidal activity. *Scientific reports*, 5(1), 1-10.
- **Loxdale, H. D., & Balog, A., 2018.** Aphid specialism as an example of ecological–evolutionary divergence. *Biological Reviews*, 93(1), 642-657.
- **Lu, Z.x., Yu, X.p., Heong, K.l., & Cui, H., 2007.** Effect of nitrogen fertilizer on herbivores and its stimulation to major insect pests in rice. *Rice Science*, 14(1), 56-66.
- **Luangsa-Ard, J. J., Berkaew, P., Ridkaew, R., Hywel-Jones, N. L., & Isaka, M., 2009.** A beauvericin hot spot in the genus *Isaria*. *Mycological Research*, 113(12), 1389-1395.
- **Lucas, P.D., Sylvaniello, C., François, E., & Ragot, S., 2018.** La Protection Biologique Intégrée contre les insectes ravageurs en cultures maraichères, par l'utilisation de ressources locales et de techniques agroécologiques. *Innovations Agronomiques*, 64, 61-70.
- **Mahmoud, M., Osman, M., Bahgat, I., & El-Kady, G., 2009.** Efficiency of Spinetoram as a biopesticide to Onion Thrips (*Thrips tabaci* Lindeman) and Green Peach Aphid (*Myzus persicae* Sulzer) under laboratory and field conditions. *Journal of Biopesticides*, 2(2), 223-227.
- **Makhlouf, K.E., 2023.** Biodiversité de la communauté fongique tellurique au niveau de la rhizosphère du blé et biocontrôle des populations de parasites. Thèse de Doctorat. Université de Mustapha Stambouli. Mascara. 154 p.
- **Marko, V., Blommers, L., Bogy, S., & Helsen, H., 2008.** Kaolin particle films suppress many apple pests, disrupt natural enemies and promote woolly apple aphid. *Journal of Applied Entomology*, 132(1), 26-35.

Références bibliographiques

- **Martin, T., Saidi, M., Komlan, F.A., Simon, S., Kasina, M., Vidogbéna, F., Parrot, L., Adegbedi, A., Wasilwa, L.A., Subramanian, S., Baird, V., & Ngouajio, M., 2014.** Des filets anti insectes pour protéger les cultures maraichères en Afrique subsaharienne : une technologie rentable et adaptée aux conditions climatiques. 10e Conférence internationale sur les ravageurs en agriculture, 22 et 23 octobre 2014, Montpellier, France, 9 p.
- **Mc Namara, L., Gauthier, K., Walsh, L., Thébaud, G., Gaffney, M., & Jacquot, E., 2020.** Management of yellow dwarf disease in Europe in a post-neonicotinoid agriculture. *Pest Management Science*, 76(7), 2276-2285.
- **McGrath, C., 2018.** Highlight: The Evolutionary Arsenal of Aphids. *Genome Biology and Evolution* 10(10), 2734.
- **Mdellel, L., & Kamel, M.B.H., 2015.** Effect of host plant on morphology of *Pterochloroides persicae* Cholodkovsky 1899 (Hemiptera, Aphididae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3, 324-327.
- **Mebarkia, N., Neffar, S., Djellab, S., Ricarte, A. & Chenchouni, H., 2021.** New records, distribution and phenology of hoverflies (Diptera: Syrphidae) in semi-arid habitats in northeastern Algeria. *Orient Insects*, 55(1), 69-98.
- **Messelink, G.J., Bloemhard, C.M., Cortes, J.A., Sabelis, M.W., & Janssen, A., 2011.** Hyperpredation by generalist predatory mites disrupts biological control of aphids by the aphidophagous gall midge *Aphidoletes aphidimyza*. *Biological Control*, 57(3), 246-252.
- **Mifsud, D., Mangion, M., Azzopardi, E., Espadaler, X., Cuesta Segura, D., Watson, G. W., & Perez Hidalgo, N., 2011.** Aphids associated with shrubs, herbaceous plants and crops in the Maltese Archipelago (Hemiptera, Aphidoidea). *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, 4,5-53
- **Mitina, G., Stepanycheva, E., Chogloкова, A., & Cherepanova, M., 2021.** Features of behavioral reactions of the peach aphid *Myzus persicae* (Sulzer, 1776)(Hemiptera, Aphididae) to volatile organic compounds of entomopathogenic fungi of the genus *Lecanicillium*. *Entomological Review*, 101(8), 1015-1023.
- **Mitrović, M., Petrović, A., Kavallieratos, N. G., Starý, P., Petrović-Obradović, O., Tomanović, Ž., & Vorburger, C., 2013.** Geographic structure with no evidence for host-associated lineages in European populations of *Lysiphlebus testaceipes*, an introduced biological control agent. *Biological Control*, 66(3), 150-158.
- **Mitrovski-Bogdanović, A., Mitrović, M., Milošević, M. I., Žikić, V., Jamhour, A., Ivanović, A., & Tomanović, Ž., 2021.** Molecular and morphological variation among the European species of the genus *Aphidius* Nees (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *Organisms Diversity & Evolution*, 21(2), 421-436.
- **Mohammedi-Boubekka, N., 2015.** Les pucerons des Agrumes et leurs ennemis naturels en Mitidja orientale (Algérie). Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 193 p.
- **Mondal, S., Baksi, S., Koris, A., & Vatai, G., 2016.** Journey of enzymes in entomopathogenic fungi. *Pacific Science Review A: Natural Science and Engineering*, 18(2), 85-9.
- **Mondal, S., Wenninger, E.J., Hutchinson, P.J., Weibe, M.A., Eigenbrode, S.D., & Bosque-Pérez, N.A., 2016.** Contribution of noncolonizing aphids to Potato virus Y prevalence in potato in Idaho. *Environmental Entomology*, 45(6), 1445-1462.
- **Monia, B.H.K., Lassaad, M., Hatem, K., & Sana, Z., 2013.** Natural enemies of *Hyalopterus pruni* species complex in Tunisia. *Tunisian Journal of Plant Protection*, 8(2), 119-126.
- **Mostefaoui, H., Benfekih, L., Pierre, P.D., & Saladin, G., 2019.** Diversité et distribution des communautés de prédateurs au niveau des vergers d'agrumes dans la Mitidja centrale (Algérie). *Revue Agrobiologia*, 9(1), 1311-1326.
- **Murat Aslan, M. Uygun N., Starý, P., 2004.** A survey of aphid parasitoids in Kahramanmaraş, Turkey (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae; and Hymenoptera: Aphelinidae). *Phytoparasitica*, 32(3), 255-263.
- **Nicolas, A., Dagbert, T., Le Goff, G., Hance, T. 2013-** La Lutte Biologique Contre Le Puceron Cendré Du Pommier Par Des Lâchers D'auxiliaires En Verger. http://www.proverbio-interreg.eu/images/medias/puceron_reduit.pdf (consulté le 18 Novembre 2023).

Références bibliographiques

- **Noret, J., 2016.** Compétition trophique chez les interactions plante-puceron-Effet de la charge en fruits, de la disponibilité en eau et en azote chez le couple pècher-puceron vert. Thèse de Doctorat. Université de Lorraine (UL), Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie et des Industries Alimentaires (ENSAIA). France. 44p
- **Norin, T., 2007.** Semiochemicals for insect pest management. *Pure and Applied Chemistry*, 79(12), 2129-2136.
- **Nozaki, T., & Shigenobu, S., 2022.** Ploidy dynamics in aphid host cells harboring bacterial symbionts. *Scientific Reports*, 12(1), 9111.
- **Ogawa, K., & Miura, T., 2014.** Aphid polyphenisms: trans-generational developmental regulation through viviparity. *Frontiers in physiology*, 5, 1.
- **Ogier, J.-C., Pagès, S., Bisch, G., Chiapello, H., Médigue, C., Rouy, Z., Teyssier, C., Vincent, S., Tailliez, P., Givaudan, A., & Gaudriault, S., 2014.** Attenuated Virulence and Genomic Reductive Evolution in the Entomopathogenic Bacterial Symbiont Species, *Xenorhabdus poinarii*. *Genome Biology and Evolution*, 6(6), 1495–1513
- **Oliveira, I., Pereira, J. A., Bento, A., & Baptista, P., 2011.** Viability of *Beauveria bassiana* isolates after storage under several preservation methods. *Annals of microbiology*, 61(2), 339-344.
- **Orantes, L., Zhang, W., Mian, M., & Michel, A., 2012.** Maintaining genetic diversity and population panmixia through dispersal and not gene flow in a holocyclic heteroecious aphid species. *Heredity*, 109(2), 127-134.
- **Ortiz-Urquiza, A., & Keyhani, N.O., 2013.** Action on the surface: entomopathogenic fungi versus the insect cuticle. *Insects*, 4(3), 357-374.
- **Papierok, B., Dedryver, C.A., & Hullé, M., 2016.** First records of aphid-pathogenic Entomophthorales in the sub-Antarctic archipelagos of Crozet and Kerguelen. *Polar Research*, 35(1), 28765.
- **Park, Y.S., & Ryu, C.M., 2021.** Understanding plant social networking system: Avoiding deleterious microbiota but calling beneficials. *International journal of molecular sciences*, 22(7), 3319.
- **Parry, H. R., 2013.** Cereal aphid movement: general principles and simulation modelling. *Movement Ecology*, 1, 1-15.
- **Paschapur, A., Subbanna, A., Singh, A.K., Jeevan, B., Stanley, J., Rajashekhar, H., Mishra, K., 2021.** Unraveling the importance of metabolites from entomopathogenic fungi in Insect pest management. In Khan, M.d.A. & Ahmad W., (Eds.), *Microbes for Sustainable Insect Pest Management*, p. 89-120. Springer, Switzerland.
- **Pavan, M. A., Krause-Sakate, R., Silva, N. d., Zerbini, F. M., & Le Gall, O., 2008.** Virus diseases of lettuce in Brazil. *Plant viruses*, 2(1), 35-41.
- **Peach, D., Gries, R., Young, N., Lakes, R., Galloway, E., Alamsetti, S., Ko, E., Ly, A., & Gries, G., 2019.** Attraction of Female *Aedes aegypti* (L.) to Aphid Honeydew. *Insects*, 10(2), 43.
- **Peccoud, J., Simon, J.C., von Dohlen, C., Coeur d'acier, A., Plantegenest, M., Vanlerberghe-Masutti, F., & Jousset, E., 2010.** Evolutionary history of aphid-plant associations and their role in aphid diversification. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 474-487.
- **Pelizza, SA., Medina, H., Ferreri, NA., Eliades, LA., Pocco, ME., Stenglein, SA., Lange, CE., 2020.** Virulence and enzymatic activity of three new isolates of *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Hypocreales) from the South American locust *Schistocerca cancellata* (Orthoptera: Acrididae). *Journal of King Saud University-Science* 32(1), 44-47.
- **Pelletier, Y., Nie, X., Giguère, M.-A., Nanayakkara, U., Maw, E., & Footitt, R., 2012.** A new approach for the identification of aphid vectors (Hemiptera: Aphididae) of potato virus Y. *Journal of economic entomology*, 105(6), 1909-1914.
- **Peronti, A. L., & Sousa-Silva, C. R., 2002.** Aphids (Hemiptera: Aphidoidea) of ornamental plants from São Carlos, São Paulo state, Brazil. *Revista de biologia tropical*, 137-144.
- **Petrović-Obradović, O., Radonjić, A., Jovičić, I., Petrović, A., Kocić, K., & Tomanović, Ž., 2018.** Alien species of aphids (Hemiptera: Aphididae) found in Serbia, new to the Balkan Peninsula. *Phytoparasitica*, 46(5), 653-660.
- **Piffaretti, J., 2012.** Différenciation génétique et écologique des populations du puceron *Brachycaudus helichrysi* (Hemiptera, Aphididae): mise en évidence de deux espèces soeurs aux

Références bibliographiques

- cycles de vie contrastés. Thèse de Doctorat en Biologie de l'évolution et écologie. Université Montpellier SupAgro. France. 260p.
- **Piffaretti, J., Rossi, J.-P., Vanlerberghe-Masutti, F., Genson, G., D'acier, A. C., & Jouselin, E., 2013.** Molecular identification and ecological characteristics of two cryptic lineages within a cosmopolitan aphid pest, *Brachycaudus helichrysi* (Hemiptera: Aphididae). *Applied Entomology and Zoology*, 48, 155-164.
 - **Pignède, G., Wang, H., Fudalej, F., Gaillardin, C., Seman, M., Nicaud, JM., 2000.** Characterization of an extracellular lipase encoded by LIP2 in *Yarrowia lipolytica*. *Journal of bacteriology* 182(10), 2802-2810.
 - **Poljaković, P.L., Petrović-Obradović, O., Vasić, V., Vučetić, A., & Drekić, M., 2011.** Aphids of genus *Chaitophorus* on poplars in Serbia. *BiljniLekar (Plant Doctor)*, 39(6), 645-656.
 - **Porcar, M., Grenier, A.-M., Federici, B., & Rahbé, Y., 2009.** Effects of *Bacillus thuringiensis* δ -endotoxins on the pea aphid (*Acyrtosiphon pisum*). *Applied and environmental microbiology*, 75(14), 4897-4900.
 - **Pradyumn, Kumar, J.C. Sekhar & Jaswinder Kaur., 2013.** Trichogrammatids: Integration with Other Methods of Pest Control. In Sithanatham, S, Ballal, C.R, Jalali, S.K. & Bakthavatsalam, N. (Eds), *Biological control of insects pest using egg parasitoides*, p 191-208. Springer Science and Business Media, New Delhi.
 - **Pujade-Villar, J., Ferrer-Suay, M.M., Selfa, J., & Pérez-Hidalgo, N., 2012.** Charipins (Hym.: Figitidae: Charipinae) and aphid mummies: knowledge review about these secondary parasitoids of aphids populations (Hemiptera: aphididae) on oaks. *Charipins (Hym.: Figitidae: Charipinae) and aphid mummies: knowledge review about these secondary parasitoids of aphids populations (Hemiptera: aphididae) on oaks.*, 76, 233-240.
 - **Rabatel, A. 2011.** Développement embryonnaire du puceron *Acyrthosiphon pisum*: caractérisation de voies métaboliques et gènes clé dans les interactions trophiques avec *Buchnera aphidicola*. Thèse de doctorat. Institut national des Sciences appliquées de Lyon. France. 223p.
 - **Rakauskas, R., BAŠILOVA, J., & BERNOTIENĖ, R., 2015.** *Aphis pomi* and *Aphis spiraecola* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aphididae) in Europe-new information on their distribution, molecular and morphological peculiarities. *European Journal of Entomology*, 112(2), 270-280.
 - **Rakhshani, 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 J. Taxon.*, 552, 1-132.
 - **Rakhshani, E., Starý, P., & Tomanović, Ž., 2013.** Tritrophic associations and taxonomic notes on *Lysiphlebus fabarum* (Marshall)(Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae), a keystone aphid parasitoid in Iran. *Archives of Biological Sciences*, 65(2), 667-680.
 - **Rakhshani, E., Stary, P., Tomanovic, Z. and Mifsud, D., 2015.** Aphidiinae (Hymenoptera, Braconidae) aphid parasitoids of Malta: review and key to species. *Bull. Entomol. Soc.*, 7, 121-137.
 - **Ramos, M.J.A., Rojas., & M.G., 2003.** Natural enemies and pest control. In Koul O. & Dhaliwal, G.S., (Eds.), *an integrated pest management concept*, p. 17-39. *Predators and parasitoids*, Taylor and Francis, London, UK.
 - **Ramzi, S., & Zibae, A., 2014.** Biochemical properties of different entomopathogenic fungi and their virulence against *Chilo suppressalis* (Lepidoptera: Crambidae) larvae. *Biocontrol Science and Technology*, 24(5), 597-610.
 - **Remaudiere G., et Remaudiere M., 1997.** *Catalogue des Aphididae du monde (Homoptera : Aphidoidea)*, Ed. Quae, Paris, 478p.
 - **Reyaz, A., Balakrishnan, N., Balasubramani, V., & Mohankumar, S., 2021.** *Bacillus thuringiensis*. In Omkar., (Ed), *Microbial Approaches for Insect Pest Management*, p. 81-150. Springer, India.
 - **Riddick, E. W., 2017.** Identification of conditions for successful aphid control by ladybirds in greenhouses. *Insects*, 8(2), 38.
 - **Riddick, E. W., 2020.** Volatile and non-volatile organic compounds stimulate oviposition by aphidophagous predators. *Insects*, 11(10), 683.

Références bibliographiques

- **Righi, K., 2002.** Contribution à l'étude de la dynamique de la végétation des parcours (libres et mis en défens) dans les monts de Béni-Chougrane (W. Mascara). These Magister. Centre Universitaire de Mascara. Mascara.188p
- **Rohrlich C, Merle I, MzeHassani I, Verger M, Zuin M, Besse S, Nibouche S, Robène I, Costet L., 2018.** Variation in physiological host range in three strains of two species of the entomopathogenic fungus *Beauveria*. PloS one, 13(7), e0199199.
- **Rustiguel, C.B., Fernández-Bravo, M., Guimarães, L.H.S., & Quesada-Moraga, E., 2018.** Different strategies to kill the host presented by *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana*. Canadian Journal of Microbiology, 64(3), 191-200.
- **Ryckewaert, P.M., & Leblay, M., 2004,** Principes généraux de la lutte intégrée sur cultures maraichères en Polynésie française: Reconnaissance des ravageurs et des auxiliaires, Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement Ministère de l'agriculture et de l'élevage Service du Développement Rural Département Agriculture.
- **Sadat, A. 2021.** Contribution à l'étude des pucerons et de leurs hyménoptères parasitoïdes dans la Mitidja. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 202 p.
- **Sadat, A., Bouhalissa, Z., Saharaoui, L., & Daoudi-Hacini, S., 2019.** Parasitoïdes de pucerons d'Algérie (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). Bulletin de la Société Zoologique de France, 144(3), 121-131.
- **Saharaoui L., Hemptinne J. L. et Magro A., 2014.** Biogéographie des coccinelles (Coleoptera: Coccinellidae) d'Algérie. Faunistic Entomology, 67, 147-164.
- **Saharaoui, L., & Hemptinne, J.L., 2009.** Dynamique des communautés des coccinelles (Coleoptera: Coccinellidae) sur agrumes et interactions avec leurs proies dans la région de Rouïba (Mitidja orientale) Algérie. Annales de La Société Entomologique de France (N.S.), 45(2), 245-259.
- **Saharaoui, L., 2012.** Polycopie pédagogique destiné aux étudiants en graduation. Ecole Nationale Supérieure Agronomique. El Harrach. Alger. 18 p.
- **Saharaoui, L., 2017.** Les coccinelles algériennes (Coleoptera, Coccinellidae): analyse faunistique et structure des communautés. Thèse Doctorat. Université Paul Sabatier. Toulouse III. 194 p.
- **Saito, T., & Brownbridge, M., 2021.** Efficacy of *Anystis baccarum* against foxglove aphids, *Aulacorthum solani*, in laboratory and small-scale greenhouse trials. Insects, 12(8), 709.
- **Saitou, N., & Nei, M., 1987.** The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. Molecular biology and evolution 4(4), 406-425.
- **Saleh, A.A., Ali, S.A., & Mohamed, N.E., 2013.** Natural enemies attacking the mealy aphid, *Hyalopterus pruni* (Geoffroy) in peach orchard at Ismailia Governorate, Egypt. Egyptian Journal of Agricultural Research, 91(1), 75-93.
- **Salem, S., Abdel-Rahman, H., Zebitz, C., Saleh, M., ALI-FAWKIA, I., & El-Kholy, M., 2007.** Interaction between entomopathogenic nematodes and *Bacillus thuringiensis* as a new approach for biological control of some lepidopterous pests. Journal of Applied Sciences Research, 3(5), 333-3
- **Sallé, A., Maison, C., & Baubet, O., 2015.** Sensibilité, tolérance et résistance des peupliers au puceron lanigère. For Entrep, 225, 58-63.
- **Sanger, F., Nicklen, S., Coulson, AR., 1977.** DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. Proceedings of the national academy of sciences 74(12), 5463-5467.
- **Sani, I., Ismail, S. I., Abdullah, S., Jalinas, J., Jamian, S., & Saad, N., 2020.** A review of the biology and control of whitefly, *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae), with special reference to biological control using entomopathogenic fungi. Insects, 11(9), 619.
- **Saraç, I., Özdemir, I., & Karaca, İ., 2015.** Aphids species in citrus orchards of Antalya province. Munis Entomology & Zoology Journal, 10(2), 358-369.
- **Sarria, E., Palomares-Rius, F. J., López-Sesé, A. I., Heredia, A., & Gómez-Guillamón, M. L., 2010.** Role of leaf glandular trichomes of melon plants in deterrence of *Aphis gossypii* Glover. Plant Biology, 12(3), 503-511.
- **Sayed, S.M., & Montaser, M.M., 2012.** Preliminary molecular characterisation and utilisation of native *Orius sp.* (Hemiptera: Anthocoridae) for controlling aphids infesting Taif's rose. Archives Of Phytopathology and Plant Protection, 45(3), 373-380.

Références bibliographiques

- **Schmidt, K., Li, Z., Schubert, B., Huang, B., Stoyanova, S., & Hamburger, M., 2003.** Screening of entomopathogenic Deuteromycetes for activities on targets involved in degenerative diseases of the central nervous system. *Journal of ethnopharmacology*, 89(2-3), 251-260.
- **Schmidtberg, H., Shukla, S.P., Halitschke, R., Vogel, H., & Vilcinskas, A., 2019.** Symbiont-mediated chemical defense in the invasive ladybird *Harmonia axyridis*. *Ecology and Evolution*, 9(4), 1715-1729.
- **Scholz, D., & Poehling, H.M., 2000.** Oviposition site selection of *Episyrphus balteatus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 94(2), 149-158.
- **Schünemann, R., Knaak, N., & Fiuza, L. M., 2014.** Mode of action and specificity of *Bacillus thuringiensis* toxins in the control of caterpillars and stink bugs in soybean culture. *International Scholarly Research Notices*, 2014, 1-12.
- **Sekkat, A., 2015.** Les pucerons du Maroc: abrégé bioécologique des espèces évoluant sur les cultures. *Revue Marocaine de Protection des Plantes*, (7), 1-23.
- **Sellami, E.L., Delvare, G., & Chermiti, B., 2013.** Parasitoids and hyperparasites of citrus aphids in northern east of Tunisia (Cap Bon). *Integrated Control in Citrus Fruit Crops IOBC-WPRS Bulletin*, (95), 131-139.
- **Selvaraj, K., & Kaushik, H., 2014.** Greenhouse evaluation of *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin against *Aphis craccivora* (Das) on fenugreek. *Journal of Applied and Natural Science*, 6(2), 852-856
- **Shahid, A. A., Rao, Q. A., Bakhsh, A., & Husnain, T., 2012.** Entomopathogenic fungi as biological controllers: new insights into their virulence and pathogenicity. *Archives of Biological Sciences*, 64(1), 21-42.
- **Shahzad, M.W., Razaq, M., Hussain, A.R.J.A.D., Yaseen, M., Afzal, M., & Mehmood, M.K., 2013.** Yield and yield components of wheat (*Triticum aestivum* L.) affected by aphid feeding and sowing time at Multan, Pakistan. *Pakistan Journal of Botany*, 45(6), 2005-2011.
- **Shigenobu, S., Bickel, R. D., Brisson, J. A., Butts, T., Chang, C., Christiaens, O., Davis, G. K., Duncan, E. J., Ferrier, D. E. K., Iga, M., Janssen, R., Lin, G.-W., Lu, H.-L., McGregor, A. P., Miura, T., Smaghe, G., Smith, J. M., Van Der Zee, M., Velarde, R. A., Stern, D. L., & Iga, M., 2010.** Comprehensive survey of developmental genes in the pea aphid, *Acyrtosiphon pisum*: frequent lineage-specific duplications and losses of developmental genes. *Insect Molecular Biology*, 19, 47-62.
- **Shingleton, A. W., Sisk, G. C., & Stern, D. L., 2003.** Diapause in the pea aphid (*Acyrtosiphon pisum*) is a slowing but not a cessation of development. *BMC developmental biology*, 3(1), 1-12.
- **Shrestha, G., Enkegaard, A., & Steenberg, T., 2015.** Laboratory and semi-field evaluation of *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Hypocreales) against the lettuce aphid, *Nasonovia ribisnigri* (Hemiptera: Aphididae). *Biological Control*, 85, 37-45.
- **Sicard, M., Brugirard-Ricaud, K., Pagès, S., Lanois, A., Boemare, N. E., Brehélin, M., & Givaudan, A., 2004.** Stages of infection during the tripartite interaction between *Xenorhabdus nematophila*, its nematode vector, and insect hosts. *Applied and environmental microbiology*, 70(11), 6473-6480.
- **Sigsgaard, L., 2002.** A survey of aphids and aphid parasitoids in cereal fields in Denmark, and the parasitoids' role in biological control. *Journal of Applied Entomology*, 126(2-3), 101-107.
- **Simon, J.C., Stoeckel, S., & Tagu, D., 2010.** Evolutionary and functional insights into reproductive strategies of aphids. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 488-496.
- **Simon, S. S., Sauphanor, B. B., Defrance, H., & Lauri, P.E., 2009.** Manipulations des habitats du verger biologique et de son environnement pour le contrôle des bio-agresseurs. Des éléments pour la modulation des relations arbre-ravageurs-auxiliaires. *Innovations Agronomiques*, 4, 125-134.
- **Simonsen, M. L., Enkegaard, A., Bang, C., & Sigsgaard, L., 2009.** Temperature effect on the predation rate of *Anthocoris nemorum* (Het.: Anthocoridae) on cabbage aphids (Hom.: Aphididae). *Journal of Applied Entomology*, 133(3), 198-200.
- **Singh, R., Singh, G., Tiwari, A. K., Sharma, A., & Patel, A., 2015.** Pratibha. *Myzus* (Nectarosiphon) *persicae* (Sulzer, 1776) (Homoptera: Aphididae): Updated Check List of Host Plants in India. *International Journal of Zoological Investigations*, 1, 8-25.

Références bibliographiques

- Sokal, R. R., & Rohlf, F. J., 1981. Biometry, 2nd edn Freeman. New York.
- Sparks, T.C., Crouse, G.D., Benko, Z., Demeter, D., Giampietro, N.C., Lambert, W., & Brown, A.V., 2021. The spinosyns, spinosad, spinetoram, and synthetic spinosyn mimics-discovery, exploration, and evolution of a natural product chemistry and the impact of computational tools. *Pest Management Science*, 77(8), 3637-3649.
- Sridhar, J., Kumari, N., Venkateswarlu, V., Bhatnagar, A., Malik, K., Sharma, S., & Chakrabarti, S., 2020. *Macrosiphum euphorbiae*: A new aphid vector (Aphididae: Hemiptera) of PVY_o and PLRV on potato from north western hills of India. *J Entomol Zool Stud*, 8(2), 1341-1344.
- Stadler, B., & Dixon, A. F., 2005. Ecology and evolution of aphid-ant interactions. *annual review ecology evolution and systematics*, 36, 345-372.
- Stevens, M., & Lacomme, C., 2017- Transmission of plant viruses. In van Emden, H.F. & Harrington R., (éd.), *Aphids as Crop Pests*, p. 323-361. CAB International, Wallingford, UK.
- Stokwe, N., & Malan, A., 2017. Laboratory bioassays to determine susceptibility of woolly apple aphid, *Eriosoma lanigerum* (Hausmann)(Hemiptera: Aphididae), to entomopathogenic nematodes. *African Entomology*, 25(1), 123-136.
- Stribley, M., Moores, G., Devonshire, A., & Sawicki, R., 1983. Application of the FAO-recommended method for detecting insecticide resistance in *Aphis fabae* Scopoli, *Sitobion avenae* (F.), *Metopolophium dirhodum* (Walker) and *Rhopalosiphum padi* (L.) (Hemiptera: Aphididae). *Bulletin of Entomological Research*, 73(1), 107-115.
- Sutherland, C.A., 2006. *Aphids and Their Relatives*. Ed, College of Agriculture and Home Economics. New Mexico.
- Sutherland, J. P., Sullivan, M. S., & Poppy, G. M., 2001. Oviposition behaviour and host colony size discrimination in *Episyrphus balteatus* (Diptera: Syrphidae). *Bulletin of Entomological Research*, 91(5), 411-417.
- Talebi, A.A., Rakhshani, E., Fathipour, Y., Starý, P., Tomanović, Ž., & Rajabi-Mazhar, N., 2009. Aphids and their parasitoids (Hym., Braconidae: Aphidiinae) associated with medicinal plants in Iran. *American-Eurasian Journal of Sustainable Agriculture*, 3(2), 205-219.
- Tamura, K., Stecher, G., Kumar, S., 2021. MEGA11: molecular evolutionary genetics analysis version 11. *Molecular biology and evolution*, 38(7), 3022-3027.
- Tena, A., Pekas, A., Cano, D., Wäckers, F.L., & Urbaneja, A., 2015. Sugar provisioning maximizes the biocontrol service of parasitoids. *Journal of Applied Ecology*, 52(3), 795-804.
- Testud, F., & Grillet, J., 2007. Insecticides organophosphorés, carbamates, pyrèthrinoides de synthèse et divers. *Encycl med chir*, 2(2), 1-24.
- Thiery, I., & Frachon, E., 1997. Identification, isolation, culture and preservation of entomopathogenic bacteria. In Lacey, L.A., (ed.), *Manual of Techniques in Insect Pathology*, p. 55-77. Academic Press, London.UK.
- Tomanović, Ž., Kavallieratos, N.G., Stary, P., Athanassiou, C.G., Žikić, V., Petrović-Obradović, O., & Sarlis, G.P., 2003. *Aphidius* Nees aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) in Serbia and Montenegro: tritrophic associations and key. *Acta entomologica serbica*, 8(1-2), 15-39.
- Tomanović, Ž., Mitrović, M., Petrović, A., Kavallieratos, N., Žikić, V., Ivanović, A., Rakhshani, E., Starý, P., & Vorburger, C., 2018. Revision of the European *Lysiphlebus* species (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) on the basis of COI and 28SD2 molecular markers and morphology. *Arthropod Systematics & Phylogeny*, 76(2), 179-213.
- Tomanović, Ž., Starý, P., Kavallieratos, N.G., Gagić, V., Plečaš, M., Janković, M., Rakhshani, E., Četković, A. et Petrović, A., 2012. Aphid parasitoid (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in wetland habitats in western Palearctic: key and associated aphid parasitoid guilds. *Annales de la Société entomologique de France*, (48), 189-198.
- Tomizawa, M., & Casida, J.E., 2003. Selective toxicity of neonicotinoids attributable to specificity of insect and mammalian nicotinic receptors. *Annual review of entomology*, 48(1), 339-364.
- Touré, S., 2018. Interactions insectes-micro-organismes entomopathogènes comme source d'inspiration pour la découverte concomitante de bio-insecticides et d'antimicrobiens. Thèse de Doctorat. Sorbonne université. Paris. 419p.

Références bibliographiques

- **Tsuchida, T., 2016.** Molecular basis and ecological relevance of aphid body colors. *Current opinion in insect science*, 17, 74-80.
- **Turpeau, E., Hulle, M. et Chaubet, B., 2010.** Les différentes espèces de pucerons. *Encyclo'Aphid*. <https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons/Especes/Pucerons> (Consulté le : Février 2020).
- **Turpeau, E., Hulle, M. et Chaubet, B., 2011.** Lutte-chimique. *Encyclo'Aphid*. <https://www6.inrae.fr/encyclopedie-pucerons/Pucerons-et-agriculture/Luttes/Lutte-chimique>.
- **Turpeau-Ait Ighil, E., Dedryver C. A., Chaubet, B. & Hulle, M. 2011.** Les pucerons des grandes cultures. Cycles biologiques et activités de vol. Ed. INRA., Paris, 136p.
- **Uemura, T., & Arimura, G.I., 2019.** Current opinions about herbivore-associated molecular patterns and plant intracellular signaling. *Plant Signaling & Behavior*, 14(9), e1633887.
- **Vala, J.C., Pointeau, S., Lambert, M., & Thiercelin, J., 2011.** *Phloeomyzus passerinii* (Signoret, 1875) dit Puceron lanigère du Peuplier (Hemiptera Sternorrhyncha Aphididae). *L'Entomologiste*, 67(2), 49-55.
- **Vallet-Gely, I., Lemaitre, B., & Boccard, F., 2008.** Bacterial strategies to overcome insect defences. *Nature Reviews Microbiology*, 6(4), 302-313.
- **Van Rijn, P.C., & Tanigoshi, L.K., 1999.** Pollen as food for the predatory mites *Iphiseius degenerans* and *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae): dietary range and life history. *Experimental & applied acarology*, 23(10), 785-802.
- **Vander moten, S., Mescher, M. C., Francis, F., Haubruge, E., & Verheggen, F. J., 2012.** Aphid alarm pheromone: an overview of current knowledge on biosynthesis and functions. *Insect biochemistry and molecular biology*, 42(3), 155-163.
- **Vega, FE., 2018.** The use of fungal entomopathogens as endophytes in biological control: a review. *Mycologia* 110(1), 4-30.
- **Venkatesh, Y. N., Rajna, S., Suroshe, S. S., Joshi, S., & Chander, S., 2023.** Wheat as a new host for potato aphid *Macrosiphum euphorbiae* Thomas (Hemiptera: Aphididae) and construction of its age-stage two-sex life tables. *Cereal Research Communications*, 1-11.
- **Verscheure, R., 2017.** Influence de l'utilisation de méthodes alternatives aux pesticides pour lutter contre les ravageurs de la pomme de terre dans la province du Shandong (Chine). Diplôme de master bioingénieur en sciences agronomiques. Faculté : Gembloux Agro-Bio Tech (GxABT)
- **Vey, A., Hoagland, R., & Butt, T., 2001.** Toxic metabolites of fungal biocontrol agents. *Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential*, 1, 311-346.
- **Von Dohlen, C.D., Rowe, C.A., & Heie, O.E., 2006.** A test of morphological hypotheses for tribal and subtribal relationships of Aphidinae (Insecta: Hemiptera: Aphididae) using DNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 38(2), 316-329.
- **Wang, L.Y., Jafarpour, M., Lin, C.P., Appel, E., Gorb, S. N., & Rajabi, H., 2019.** Endocuticle sclerotisation increases the mechanical stability of cuticle. *Soft Matter*, 15(41), 8272-8278.
- **Wang, X., Chen, H., Mikó, I., Huang, Y., & Zhu, C., 2021.** Notes on the genus *Dendrocerus* Ratzeburg (Hymenoptera, Megaspilidae) from China, with description of two new species. *Journal of Hymenoptera Research*, 86, 123-143.
- **Ward, S., Umina, P. A., Polaszek, A., & Hoffmann, A. A., 2021.** Study of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) in Australian grain production landscapes. *Austral Entomology*, 60(4), 722-737.
- **Westrum, K., Klingen, I., Hofsvang, T. & Hågvar, E.B., 2010.** Checklist of primary parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera, Apocrita) on aphids (Hemiptera, Aphididae) from Norway. *Norwegian Journal of Entomology*, 57, 142-53.
- **White, T.C.R., 2015.** Senescence-feeders: a new trophic sub-guild of insect herbivores. *Journal of Applied Entomology*, 139(1-2), 11-22.
- **Wieczorek, K., Kanturski, M., Sempruch, C., & Świątek, P., 2019.** The reproductive system of the male and oviparous female of a model organism—the pea aphid, *Acyrtosiphon pisum* (Hemiptera, Aphididae). *PeerJ*, 7, e7573.
- **Williams, I. S., & Dixon, A. F., 2007.** Life cycles and polymorphism. In van Emden H. F. & Harrington, R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 69-85. CAB International, Wallingford, UK.

Références bibliographiques

- **Wilson, J., Jurjevic, Z., Hanna, W., Wilson, D., Potter, T., & Coy, A., 2006.** Host-specific variation in infection by toxigenic fungi and contamination by mycotoxins in pearl millet and corn. *Mycopathologia*, 161(2), 101-107.
- **Wojciechowicz Żytka, E., & Wilk, E., 2023.** Surrounding Semi-Natural Vegetation as a Source of Aphidophagous Syrphids (Diptera, Syrphidae) for Aphid Control in Apple Orchards. *Agriculture*, 13(5), 1040.
- **Wratten, S. D., Gurr, G. M., Tylianakis, J. M., & Robinson, K. A., 2007.** Cultural Control. In van Emden, H.F. & Harrington R., (Ed.), *Aphids as Crop Pests*, p. 423. CAB International, Cambridge, Massachusetts.
- **Wu, G.-M., Barrette, M., Boivin, G., Brodeur, J., Giraldeau, L.A., & Hance, T., 2011.** Temperature influences the handling efficiency of an aphid parasitoid through body size-mediated effects. *Environmental Entomology*, 40(3), 737-742
- **Wu, S., Toews, M.D., Cottrell, T. E., Schmidt, J.M., & Shapiro-Ilan, D. I., 2022.** Toxicity of *Photorhabdus luminescens* and *Xenorhabdus bovienii* bacterial metabolites to pecan aphids (Hemiptera: Aphididae) and the lady beetle *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). *Journal of invertebrate pathology*, 194, 107806.
- **Wu, Y., Yang, H., Feng, Z., Li, B., Zhou, W., Song, F., Li, H., Zhang, L., & Cai, W., 2020.** Novel gene rearrangement in the mitochondrial genome of *Pachyneuron aphidis* (Hymenoptera: Pteromalidae). *International Journal of Biological Macromolecules*, 149, 1207-1212.
- **Xiao, G., Ying, S.H., Zheng, P., Wang, Z.L., Zhang, S., Xie, X.Q., Shang, Y., St. Leger, R. J., Zhao, G.-P., Wang, C., & Feng, M.G., 2012.** Genomic perspectives on the evolution of fungal entomopathogenicity in *Beauveria bassiana*. *Scientific Reports*, 2(1), 1-10.
- **Yattara, A., Coulibaly, A., & Francis, F., 2014.** Diversité et abondance des pucerons [Homoptera: Aphididae] et leur impact sur la dissémination des virus infectant la pomme de terre au Mali. *Phytoprotection*, 94(1), 1-7.
- **Zamora-Mejías, D., & Hanson, P.E., 2017.** Key to the species of parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera) of aphids (Hemiptera: Aphididae) of Costa Rica. *Agronomía Mesoamericana*, 28(3), 565-575.
- **Zhang, R., Wang, B., Grossi, G., Falabella, P., Liu, Y., Yan, S., Lu, J., Xi, J., & Wang, G., 2017.** Molecular Basis of Alarm Pheromone Detection in Aphids. *Current Biology*, 27(1), 55-61.
- **Zhou, H., Chen, L., Chen, J., Francis, F., Haubruge, E., Liu, Y.B., Bragard, C., & Cheng, D., 2013.** Adaptation of Wheat-Pea Intercropping Pattern in China to Reduce *Sitobion avenae* (Hemiptera: Aphididae) Occurrence by Promoting Natural Enemies. *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 37(9), 1001-1016.
- **Zouari, S., Mdellel, L., Ben Halima, K., Karboul, H., & Adaoui, R., 2018.** Checklist of Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) species from Tunisia and two new records. *African Entomology*, 26(1), 136-140.

Annexes

Annexes

Annexe I

Composition des réactifs et des milieux de cultures utilisées

MILIEU/ REACTIF	COMPOSITION	REF
SDA	40g Glucose 10g Peptone 15g Agar	(Raymond Sabouraud, 1892)
PDA	200g de pomme de terre (infusion) 20g Glucose 20g Agar	Rapilly, 1968
MILIEU UTILISE POUR LA PRODUCTION D'AMYLASE	3g Extrait de levure 10g Peptone 2g Amidon soluble 15g Agar 1L Eau distillée	(Abe et <i>al.</i> , 2015)
SOLUTION DE BLEU DE COTON DE LACTOPHENOL	10g/l Phénol cristallisé pur 10g/l Acide lactique 20 g/l Glycérine 0.25 g/lBleu coton C4B (ou bleu de Méthyle)	(Chabasse et <i>al.</i> , 2002)
CHLORAL-LACTOPHENOL HYDRATE	20g Hydrate de chloral 10g Phénol en cristaux 40g Acide lactique	

Annexes

Annexe II

Mixture PCR

REACTIFS	CONCENTRATIONS	CONCENTRATIONS	VOLUME A PRELEVER
	INITIALES	FINALES	
EAU ULTRA PURE			
TAMPON DE TAQ PROMEGA	5X	1X	5 µl
MGCL2	25mM	1,5mM	1,5 µl
DNTP	25mM	0,2mM	0,2 µl
AMORCE F	10µM	0,5	1µl
AMORCE R	10µM	0,5	1µl
TAQ POLYMERASE PROMEGA	5U	1U	0,2 µl
		ADN GENOMIQUE	2 µl
		VOLUME FINAL:	25 µl

Annexe III

Prédateurs de pucerons recensés dans la région nord-ouest de l'Algérie



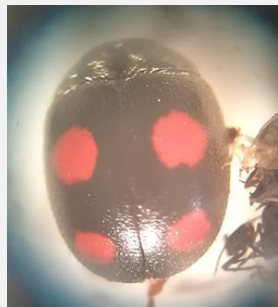
Coccinella algerica



Pharoascymnus sp



Myrrha octodecimguttata



Exochomus quadripustulatus



Exochomus nigripennis



Hippodamia variegata



Annexes

Oenopia doublieri



Chilocorus bipustulatus



Scymnus sp



Aphidoletes aphidimyza

Leucopis sp

Scaeva sp



Episyrrhus balteatus
A-larve/B-adulte

Chrysoperla carnea
C-larve /D-adulte

Eristalinus sp.

Annexe IV

Séquence des gènes ITS de *Beauveria bassiana*

LOCUS ON715442 530 bp DNA linear PLN 09-JUN-2022

DEFINITION *Beauveria bassiana* isolate BBAA small subunit ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 1 and 5.8S ribosomal. RNA gene, complete sequence; and internal transcribed spacer 2.

partial sequence.

ACCESSION ON715442

VERSION ON715442

SOURCE *Beauveria bassiana*

ORGANISM *Beauveria bassiana*. Eukaryota; Fungi; Dikarya; Ascomycota; Pezizomycotina; Sordariomycetes; Hypocreomycetidae; Hypocreales; Cordycipitaceae; Beauveria.

REFERENCE 1 (bases 1 to 530)

AUTHORS Akrich, A. and Righi, K.

TITLE Direct Submission

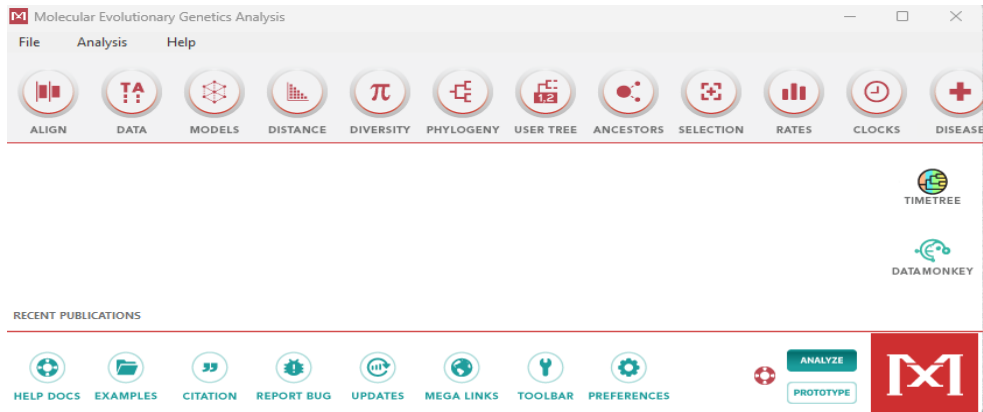
JOURNAL Submitted (09-JUN-2022) Agronomy, University of Mustapha Stambouli.Mascara, MASCARA, MASCARA, MASCARA 29000, Algeria

BBAA ITS (*B. bassiana*):

```
GGGGTGACCTGCGGAGGGATCATTACCGAGTTTTCAACTCCCTAACCCCTTCTG
TGAACCTACCTATCGTTGCTTCGGCGGACTCGCCCCAGCCCGGACGCGGACT
GGACCAGCGGCCCGCCGGGGACCTCAAACCTTTGTATTCCAGCATCTTCTGA
ATACGCCGCAAGGCAAACAAATGAATCAAACCTTTCAACAACGGATCTCTT
GGCTCTGGCATCGATGAAGAACGCAGCGAAACGCGATAAGTAATGTGAATTG
CAGAATCCAGTGAATCATCGAATCTTTGAACGCACATTGCGCCCGCCAGCAT
TCTGGCGGGCATGCCTGTTCGAGCGTCATTTCAACCCTCGACCTCCCCTTGGG
GAGGTCGGCGTTGGGGACCGGCAGCACACCGCCGGCCCTGAAATGGAGTGG
CGGCCCGTCCGCGGCGACCTCTGCGCAGTAATACAGCTCGCACCGGAACCCC
GACGCGGCCACGCCGTAAAACACCCAACCTTCTGAACGTTGACCTCGAATCAG
TAGGCCCCG
```

Annexe V

Programme d'analyse génétique évolutive moléculaire (MEGA 11)



Annexe VI

Identification des publications

Intitulé de la revue : Journal of Entomological Research

ISSN : 0378-9519 eISSN : 0974-4576

Url de la revue/ article :

<https://www.indianjournals.com/ijor.aspx?target=ijor:jer&volume=47&issue=2&article=005>

Catégorisation de la revue : catégorie B

Intitulé de la publication: The diversity of aphids and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in different ecosystems of Northwestern Algeria

Intitulé de la revue : Egyptian Journal of Biological Pest Control

eISSN : 2536-9342

Url de la revue/ article :

<https://ejbpc.springeropen.com/articles/10.1186/s41938-023-00723-x>

Catégorisation de la revue : catégorie A

Intitulé de la publication: Characterization of a new isolate of *Beauveria bassiana* in Algeria and evaluation of its pathogenicity against the cowpea aphid (*Aphis craccivora* Koch)

Publications

The diversity of aphids and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in different ecosystems of Northwestern Algeria

Amine Akriche*, Kada Righi, Fatiha Assia Righi, Lounes Saharaoui** and İsmail Karaca***

Biology Systems and Geomatics Laboratory, Department of Agronomy, Faculty of Natural Sciences and Life, Mascara University, Algeria

ABSTRACT

The survey of aphids and their parasitoids in various ecosystems of the Northwestern region of Algeria revealed the presence of 25 species of aphids belonging to subfamily Aphidinae with two tribes and eleven genera. Aphid individuals were collected from 46 host plant species belonging to 22 plant families, *Aphis fabae* was the most abundantly detected aphid species in this area. Seven primary parasitoid species that have been identified belonged to the family of Braconidae and were divided into three genera (*Aphidius*, *Lysiphlebus* and *Diaeretiella*). The wasp *Lysiphlebus testaceipes*, was the most frequent species. The parasitoids species with their host aphids and flora in diverse habitats formed 54 Tri-trophic interactions.

Key words : Aphid, ecosystem, hymenoptera, parasitoids, tritrophic interaction.

INTRODUCTION

Aphids are one of the most widespread insects in different habitats. 5,000 species were identified around the world (Blackman and Eastop, 2017). These insects infest cultivated plants, spontaneous flora, trees, forest shrubs, and even ornamental plants (Kavallieratos *et al.*, 2013). The pest damages agricultural crops, due to its rapid development and its feeding habit as a plant sap sucker. As a consequence, it delays the plant buds, abortive flowers and deformations of leaves and fruits. Moreover, aphids induce indirect damages such as the sooty mold, which covers the contaminated plant as it develops with honey dew which, as a result, hinders the plant's transpiration and photosynthesis ending the with quality loss of the consumable parts. In addition, the transmission of viral diseases is one of the most deleterious effect of aphids on plants (Blackman and Eastop, 2000).

The majority of farmers and gardeners are intensively using chemical insecticides to protect agricultural crops from insect pests. However, the level of use is excessive and erroneous which, leads to many risks for the user, consumer, and the

general environment. Furthermore, there is a high risk of the emergence of the descent of insecticide-resistant aphids (Geiger *et al.*, 2010). Nevertheless, many studies have revealed the existence of various natural enemies associated with aphids such as the predatory and parasite organisms that can significantly exploit as a safe biological control method (Smaili *et al.*, 2014). Parasitoid wasps are the most prominent natural enemies. Over 400 species belong to Braconidae family were identified across worldwide. They are solitary endo-parasitoids. Their effect occurs after a female wasp oviposited only one egg into the aphid's body to hatch into a larva and then completes her life cycle within the host (Le Ralec *et al.*, 2010).

Several studies on tri-trophic interactions (plant-aphid-parasitoid) have been conducted in different regions of Algeria. In the western part of Algeria, the area of the current research, recently conducted studies that have been limited to specific habitats such as the urban green zone of Mascara (Elouissi and Righi, 2016) and agricultural areas in the province of Mostaganem (Ghelamallah *et al.*, 2019). The study aims to determine the diversity of aphids and their interaction with parasitoid in different ecosystems of this area. Furthermore, the work intended to highlight the contribution of natural enemies in controlling this agricultural pest.

*Corresponding author's E-mail : amine.akrich@univ-mascara.dz

**Department of Agricultural and Forestry Zoology, National School of Agronomy, El-Harrach, Algeria

***Department of Plant Protection, Faculty of Agriculture, Isparta University of Applied Sciences, 32260 Isparta, Turkey

MATERIALS AND METHODS

Study area : The study was conducted in the three areas (Mascara, Mostaganem, Relizane) in northwestern region of Algeria (Fig. 1). The total area of these three provinces is 13,080.97 km². This region is environmentally diverse with fertile plains, forests, valleys, even water resources such as hydro-dams, which makes it suitable for modern agriculture. The Mediterranean coast on the north side, along with critical green spaces in urban zones make the northwestern Algeria rich in both animal resources and vegetation cover. The climate of this region is generally a characteristic of the Mediterranean climate. The semiarid climate which is dry and hot in summers, cold winters and irregular precipitation of the frost waves has recently predominated.

Sample collection : The 200 samples were collected from the natural, agricultural and urban environments in the northwestern Algeria between 2019 and 2021. The alive and mummified aphid individuals were sampled depending on the visual inspections of the stem, leaves, flower buds, fruiting, and roots. Later, they were placed in plastic bags labelled with the host plant name, date and place's name and geographic coordinate. The sample aphids were stored in test tubes containing 70% ethanol and then taken to the laboratory to be subsequently observed under a binocular magnifying glass. The mummified aphids with their host vegetable fragment were isolated in Petri dishes under the controlled laboratory conditions ($25 \pm 5^\circ\text{C}$ and $65 \pm 10\%$), until the emergence of the adult Hymenoptera parasitoid. After that, they are preserved in Eppendorf tubes containing 70% ethanol.

Species identification : Aphids were mounted according to the method of Leclant (1978). The specimens were placed in a drop of Eukitt between a glass slide and cover slip then microscopically observed. The identification was based on different

criteria such as antennae, abdominal ornamentation, wing venation, cornicles, cauda and rostrum. The aphids and their host plants were identified in the University of Mascara, Algeria and in the University of Applied Sciences, Isparta. The micro-Hymenoptera specimens were placed between a glass slide and cover slip in a drop of Faure's liquid. Various organs and morphological characters of micro-Hymenoptera were observed under a binocular magnifying glass and optical microscope. The parasitic wasps were identified in the National Agricultural School of El-Harrach, Algeria in the University of Applied Sciences, Isparta, Turkey and in the Institute of Entomology, Agricultural University of Georgia.

RESULTS AND DISCUSSION

Inventory of aphids species : In the present study, identification was conducted on 25 aphid species belonging to the subfamily Aphidinae, two tribes and eleven genera, the genus *Aphis* was the most dominant with eleven species (Table 1). This genus is the predominant in the world and it involves various members of the most deleterious aphid pests (Rakhshani *et al.*, 2013).

The aphid species listed in the Table 1, were collected from 46 host plant species, belonging to 22 plant families in different habitats visited in 2019-2021. As shown in Fig. 2; Table 3, the species *Aphis fabae*, was the most polyphagous, attacked seven hosts plant (13.04%), especially its favorite hosts *Vicia faba* and *Creratonia siliqua*. Numerous studies have shown that *A. fabae* is highly polyphagous since it was found closely associated with about twenty species of cultivated plants and weeds (Saraç *et al.*, 2015).

Aphis spiraecola and *Aphis craccivora* were the second most important species, both of them were associated with five spontaneous and cultivated plants (10.87%) belonged to four botanical families. The most prominent host of *A. spiraecola* was the pomegranate tree *Punica granatum*. The study of Peronti and Sousa-Silva (2002) mentioned *A. spiraecola* as a polyphagous aphid and is classified among the most considerable crop pests mainly in citrus orchards. This is due to its role in the transmission of pathogenic viruses such as the Citrus Tristeza Virus (CTV) (Gómez-Marco *et al.*, 2016). *A. craccivora* was found, especially on chickpeas (*Cicer arietinum*), as well as the ornamental plant (*Carpobrotus edulis*). The cowpea aphid is characterized by wide range of host plants, closely associated with about 50 species of cultivated plants

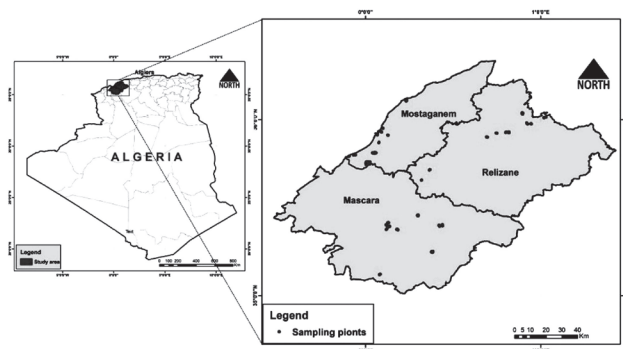


Fig. 1. Study sites in North-Western Algeria.

Table 1. Aphid species inventoried on different ecosystems of Northwestern Algeria.

Subfamily	Tribe	Genus	Species		
Aphidini	Aphis		<i>Aphis aurantii</i>		
			<i>Aphis ballotae</i>		
			<i>Aphis craccivora</i>		
			<i>Aphis cytisorum</i>		
			<i>Aphis euphorbiae</i>		
			<i>Aphis fabae</i>		
			<i>Aphis gossypii</i>		
			<i>Aphis ruborum</i>		
			<i>Aphis solanella</i>		
			<i>Aphis spiraecola</i>		
			<i>Aphis umbrella</i>		
		Aphidinae	Hyalopterus		<i>Hyalopterus pruni</i>
			Protaphis		<i>Protaphis terricola</i>
			Rhopalosiphum		<i>Rhopalosiphum maidis</i>
Acyrtosiphon			<i>Acyrtosiphon gossypii</i>		
			<i>Acyrtosiphon malvae</i>		
			<i>Acyrtosiphon pisum</i>		
Macrosiphini	Anuraphis			<i>Anuraphis sp.</i>	
	Brachycaudus			<i>Brachycaudus elichrysi</i>	
	Capitophorus			<i>Capitophorus carduinus</i>	
	Capitophorus			<i>Capitophorus sp.</i>	
	Dysaphis		<i>Dysaphis apiifolia</i>		
	Macrosiphum		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>		
	Myzus		<i>Myzus persicae</i>		
	Uroleucon		<i>Uroleucon sonchi</i>		

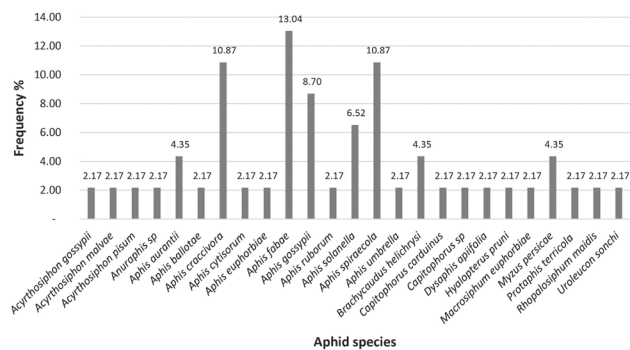


Fig. 2. Availability of aphid species according to the number of host plant.

feeding on one or two plants ranging from 2.17% to 4.35% (Fig. 2; Table 3). Of which the most important are *Myzus persicae*, *Brachycaudus helichrysi*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Hyalopterus pruni*, *Acyrtosiphon pisum* and *Rhopalosiphum maidis*. These observations are similar to those reported by Hemidi and Laamari (2020) in the oasis ecosystems of East Algeria, Sadat *et al.* (2019) in North Algeria and by Elouissi and Righi (2016) in North-West Algeria. However, other research contradicted the above-mentioned findings since these aphid species were among the most highly polyphagous. For instance, *Myzus persicae* can colonize over 400 species from 50 botanical families of wild or cultivated plants. It was noted that it can cause phytosanitary problem to farmers worldwide due to its role as a vector of diverse viruses (Blackman and Eastop, 2000). In Algeria, several studies revealed a high rate of dominant polyphagous species, but it prefers to live on *Prunus* trees (Laamari *et al.*, 2011). Similarly, in East Algeria, Laamari *et al.* (2011) found *Hyalopterus pruni* on various trees of the genus *Prunus*, in Greece, Poulis *et al.* (2007) also recorded it on the same host plants in Greece.

Another pest of plum orchards, *Brachycaudus helichrysi* was identified in dozens plant families. According to Blackman and Eastop (2000), *B. helichrysi* is extremely polyphagous and has a host range of about 175 species belonging to 115 genera and 49 botanical families in India. Besides the direct feeding damage, the above-mentioned species are, also, responsible for the sooty mould which refers to dense colonies and their high honeydew secretion (Barbagallo *et al.*, 2007).

Regarding the green potato aphid, *Macrosiphum euphorbiae* lives on several hundreds of known host plant species belonging to 20 taxonomic families

and spontaneous belonging to 19 plant families (Blackman and Eastop, 2007).

Aphis gossypii, was the following species and infested four plants (8.70%), including mint (*Mentha viridis*), fig tree (*Ficus carica*) and Japanese plum tree (*Eriobotrya japonica*). It is highly polyphagous and prefers plant species of Cucurbitaceae family. In Algeria, it was reported on dozen plants (Laamari *et al.*, 2011; Elouissi and Righi, 2016), feeding on five host plants in Tunisia (Ayadi *et al.*, 2017), in Turkey, Saraç *et al.* (2015) recorded it on 104 host plants. According to Carletto *et al.* (2009) the cotton aphid is the primary vector of Cucurbit Aphid-Borne Yellow Virus (CABYV, *Polerovirus*).

Furthermore, this study conducted in the Northwestern regions of Algeria revealed monophagous aphid species with a lower degree of phytophagy,

worldwide (Blackman and Eastop, 2007). It is responsible for the transmission of 45 viral diseases (Blackman and Eastop, 2000). The last important species was *Rhopalosiphum maidis*. Aslam *et al.* (2005) declared *R. maidis* as the most common aphid in cereal fields and caused a significant loss in yields. Finally, the results of the current study showed a greater adaptability of aphids in different habitats of *Northwestern Algeria*, allowing them to exploit a wide range whether cultivated, spontaneous or ornamental species.

Inventory of primary parasitoids : The survey of aphid parasites collected from various host plants resulted, in some localities in western Algeria in 2019, 2020 and 2021, into an identification of seven species of primary parasitoids. The latter belongs to the family Braconidae which in return belongs to the subfamilies of Aphidiinae which is distributed on three genera (*Aphidius*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus*). The genus *Aphidius* was detected the most. It included 4 species, followed by *Lysiphlebus* with 2 species and, eventually, *Diaeretiella* with one species (Table 2). These parasitoids were declared before in different areas of Algeria (Laamari *et al.*, 2011; Elouissi and Righi, 2016; Hemidi and Laamari, 2020). The same species have been previously found in different regions of the world, including the East, the Middle East and North Africa (Woolley *et al.*, 2022; Rakhsani *et al.*, 2015; Ayadi *et al.*, 2017) in Mediterranean Europe (Kavallieratos *et al.*, 2013) in Malta (Rakhsani *et al.*, 2015).

Despite the significant tri-trophic association recorded in this area, the parasitoid numbers were lower than the previous studies. This may due to global warming and high spring temperatures during hymenoptera activity. The Northwest of

Algeria, especially, is undergoing a climate change to semiarid. On the one hand, Roux *et al.* (2010), extreme temperatures affect the longevity, fertility and parasitoids behavior, moreover, eliminating their entire population. On the other hand, the dependence of farmers on excessive pesticide use may eradicate parasitoids species. The latter is supported by many researchers that the use of chemical insecticide harms natural enemies. As a result, it affects its evolution, reproduction and the behavior of hymenoptera species. In addition, their direct poisoning for feeding on flowers contaminated with agrochemicals (Ndakidemi *et al.*, 2016).

Tritrophic interactions (plant-aphid-parasitoid) : As presented in Table 3, 54 Tri-trophic interactions were obtained in this research that took place in Western Algeria. The genus of *Lysiphlebus* representing the highest number of interactions with 39 tri-trophic associations contains *Lysiphlebus testaceipes* and *Lysiphlebus fabarum* species. *L. testaceipes* has been parasitizing 11 aphid species harvested from 23 plant species. Importantly it was isolated from mummies of aphid species found on cultivated plants such as *Aphis fabae* on carob tree (*Creratonia siliqua*) and the broad bean (*Vicia faba*), *Aphis spiraeicola* on pomegranate trees (*Punica granatum*), *Aphis craccivora* on chickpeas (*Cicer arietinum*) and *Anuraphis sp* on pear trees (*Pyrus communis*). It is a polyphagous Hymenoptera used in biological control against aphids in Mediterranean (Mitrović *et al.*, 2013). In addition, *L. testaceipes* was recorded as the most abundant in East Africa (Woolley *et al.*, 2022).

The second species, *L. fabarum*, was obtained from 10 aphid mummies colonized 16 plant species. In the present study, most of the aphid species attacked by this wasp were associated with spontaneous plants, except for *Aphis gossypii* found on loquat trees (*Eriobotrya japonica*) and the ornamental trees (*Pistacia sp.*), *Aphis aurantii* on common ornamental tree in Algeria *Ficus retusa*, it was also isolated from *Aphis craccivora* on *Cicer arietinum* *L. fabarum* originated from the Mediterranean, however, widespread on the world. It attacks a wide range of aphids, especially *Aphis fabae* (Rashedi *et al.*, 2019).

According to the results presented in Table 3 of the current study, *L. fabarum* and *L. testaceipes* were polyphagous with a preference for aphid populations of the genus *Aphis*. These observations correspond to the results of the accomplished studies on aphids and their parasitoids, such as the study of Laamari *et al.* (2011) in the cultivated and natural

Table 2. Species of primary parasites inventoried on different Habitat in western Algeria.

Orders	Family	Sub family	Species
		Primary parasitoids	
Hymenoptera	Braconidae	Aphidiinae	<i>Aphidius matricariae</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius ervi</i> Haliday, 1834
			<i>Aphidius colemani</i> Viereck, 1912
			<i>Aphidius aquilus</i> Nees, 1818
			<i>Diaeretiella rapae</i> (M'intosh, 1855)
			<i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson, 1880)
			<i>Lysiphlebus fabarum</i> (Marshall, 1896)

environment of Eastern Algeria, Hemidi and Laamari (2020) in Northeast of the Algerian Sahara, Sadat *et al.* (2019) in urban areas of North Algeria and by Elouissi and Righi (2016). *L. testaceipes*, has been isolated from different mummies of the genus *Aphis*

and *Rhopalosiphum* in Western South of Tunisia (Ayadi *et al.*, 2017), Moreover, *L. fabarum* and *L. testaceipes* have been collected from mummies of *Aphis spiraeicola*, *Aphis gossypii*, *Aphis aurantii*, *Myzus persicae* and *Macrosiphum euphorbiae*

Table 3. Tri-trophic interactions (plant-aphid-parasitoid) noted in Western Algeria between 2019 and 2021.

Species parasitoid	Aphid species	Plant species
<i>Aphidius aquilus</i>	<i>Aphis fabae</i>	<i>Fumaria capreolata</i>
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Acyrtosiphon malvae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Myzus persicae</i>	<i>Raphanus raphanistrum</i>
	<i>Capitophorus</i> sp.	<i>Cirsium</i> sp.
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Malva</i> sp.
	<i>Dysaphis apiifolia</i>	<i>Torilis nodosa</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Ficus carica</i>
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Pisum sativum</i>
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus persica</i>
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Euphorbia</i> sp.
	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>
	<i>Capitophorus carduinus</i>	<i>Silybum marianum</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hordeum vulgare</i>
<i>Diaeretiella rapae</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Kalonchoe</i> sp.
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Centaurea solstitialis</i>
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum elaeagnifolium</i>
	<i>Aphis fabae</i>	<i>Fumaria capreolata</i> , <i>Pittosporum tobira</i> , <i>Calendula arvensis</i>
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Melilotus indicus</i> , <i>Chenopodium</i> sp., <i>Foeniculum officinale</i> , <i>Cicer arietinum</i>
	<i>Acyrtosiphon gossypii</i>	<i>Convolvulus althaeoides</i>
	<i>Aphis ruborum</i>	<i>Rubus ulmifolius</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Eriobotrya japonica</i> , <i>Pistacia</i> sp.
	<i>Aphis cytisorum</i>	<i>Retama monosperma</i>
	<i>Aphis aurantii</i>	<i>Ficus retusa</i>
	<i>Protaphis terricola</i>	<i>Anacyclus clavatus</i>
	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Euphorbia</i> sp.
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Aphis fabae</i>	<i>Creratonia siliqua</i> , <i>Torilis nodosa</i> , <i>Fumaria capreolata</i> , <i>Vicia faba</i>
	<i>Aphis solanella</i>	<i>Solanum elaeagnifolium</i> , <i>Scandix pecten-veneris</i> , <i>Chenopodium</i> sp.
	<i>Aphis spiraeicola</i>	<i>Anagallis arvensis</i> , <i>Cestrum nocturnum</i> , <i>Cirsium</i> sp., <i>Punica granatum</i> , <i>Silybum marianum</i>
	<i>Anuraphis</i> sp.	<i>Pyrus communis</i> L.
	<i>Brachycaudus helichrysi</i>	<i>Emex spinosa</i> , <i>Gazania linearis</i>
	<i>Aphis aurantii</i>	<i>Ficus retusa</i> , <i>Ziziphus lotus</i>
	<i>Aphis umbrellae</i>	<i>Malva sylvestris</i>
	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Mentha viridis</i>
	<i>Aphis ballotae</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Carpobrotus edulis</i> , <i>Cicer arietinum</i>
	<i>Aphis euphorbiae</i>	<i>Euphorbia</i> sp.

infested citrus and vegetable crops in northern east of Tunisia (Sellami *et al.*, 2013). The genus *Aphis* has also been noted as the most frequent host for *L. fabarum* and *L. testaceipes* in Southeastern Europe (Kavallieratos *et al.*, 2013) and in Iran (Rakhshani *et al.*, 2013). The parasitoids existence in agricultural and natural environments shows its importance in controlling many pests.

The genus *Aphidius*, with its four patterns, representing 13 tri-trophic associations, ranked second. It was characterized by a high diversity in their host aphids such as *Aphis*, *Acyrtosiphon*, *Myzus*, *Capitophorus*, *Dysaphis*, *Hyalopterus*, *Uroleucon* and *Rhopalosiphum*. This observation, however, is what Laamari *et al.* (2011) in natural and cultivated environments of Eastern Algeria, Hemidi and Laamari (2020) in the oasis ecosystems of Zibans has already noticed.

The most abundant species of the genus *Aphidius* was *Aphidius ervi*, parasitized six aphid species on cultivated and spontaneous host plants, especially Macrosiphinin aphids and the most important species *Acyrtosiphon pisum* on peas. In return, *A. ervi* has attacked Aphidinin green flies, particularly, *Aphis gossypii* on fig trees (*Ficus carica*) and *Aphis fabae* on *Malva* sp. The results of multiple researchers were very similar to the current study in other areas such as, Algeria (Laamari *et al.*, 2011; Hemidi and Laamari, 2020), the Mediterranean (Monticelli *et al.*, 2019), Norway (Westrum *et al.*, 2010). In contrast, *A. ervi* has been recorded only in Aphidinin species such as *Hyalopterus pruni* and *Aphis pomi* infested fruit trees in North Algeria (Sadat *et al.*, 2019).

In the current study, *Aphidius matricariae*, was isolated from mummies of five aphidian species associated with multiple host plants, notably, the Almonds pests, *Hyalopterus pruni* which infested peach trees (*Prunus persica*), cereal pests, *Rhopalosiphum maidis* and barley (*Hordeum vulgare*). This wasp has been mostly noticed as the most abundant parasitoid In Algeria, parasitized a wide range of host aphids in cultivated and non-cultivated areas (Sadat *et al.*, 2019; Laamari *et al.*, 2011). The same remark was reported in Tunisia (Zouari *et al.*, 2018) as well as Spain (Aparicio *et al.*, 2019).

The two species *Aphidius colemani* and *Aphidius aquilus* had less parasitism than the previous species. *A. colemani* was isolated from *Acyrtosiphon malvae* population colonized *Solanum tuberosum*. *A. aquilus* was found for the first time in the Western Algeria. It was associated with *Aphis fabae* collected from

Fumaria capreolata in pea fields. In Algeria, *A. aquilus* has been mentioned only twice, the first in Mitija plain by Mohammedi-Boubekka (2015) and recently in Algiers region by Sadat *et al.* (2019). In other countries, *A. aquilus* was recorded as a monophagous parasitoid such as Serbia and Montenegro, it attacked only *Callaphis flava* installed on *Betula sp* (Tomanović *et al.*, 2003). It was also found on *Euceraaphis punctipennis* collected from *Betula pendula* in Southeastern Europe (Kavallieratos *et al.*, 2004), and on the same aphid from *Betula sp* in Turkey (Güçlü *et al.*, 2015).

In several studies, *Aphidius colemani* attacks were limited to one or two aphid species. It parasitized *Hyalopterus pruni* on *Prunus* and *Malus* in the North and the East Algeria (Sadat *et al.*, 2019; Laamari *et al.*, 2011). In the same area of study, however, Ghelamallah *et al.* (2019) have noted the absence of *A. colemani* during all the years of the study. In Tunisia, it was associated with *Aphis gossypii* and *Aphis solanella* on *Cestrum nocturnum* (Ayadi *et al.*, 2017) in Iran Alikhani *et al.* (2013) reported that this parasitoid only emerged from *Metopolophium dirhodum* on *Triticum aestivum*. The results above were as the same as this study since this wasp had specific parasitoid. In contrast, other researchers got different results than ours. They have mentioned *A. colemani* as polyphagous which attacked numerous aphid species on multiple host plants. Such as Elouissi and Righi (2016) in the same area of the current study (Woolley *et al.*, 2022) and Rakhshani *et al.* (2019) in East, Middle East and North Africa. Kavallieratos *et al.* (2013) in Southeastern Europe.

The last genus, *Diaeretiella*, only one species, *Diaeretiella rapae*, has formed two tri-trophic associations and was a monophagous parasitoid associated just with two aphid species. The first, *Macrosiphum euphorbiae* infested the ornamental plant *Kalanchoe* sp. The second aphid, *Myzus persicae*, was found on *Centaurea solstitialis* from pea and cereal fields. Some studies in Algeria have also shown that *D. rapae* has specific associations, it has associated with *Aphis gossypii* on four host plants (Elouissi and Righi, 2016), and has formed one association with *Myzus persicae* and peach trees, *Prunus persica* (Sadat *et al.*, 2019). However, this observation has not been validated yet. Other studies have revealed a large number of associations formed by *D. rapae* in different regions of Algeria (Laamari *et al.*, 2011; Hemidi and Laamari, 2020). This wasp is considered a cosmopolitan polyphagous parasitoid (Kavallieratos *et al.*, 2005).

Finally, the significant tri-trophic association recorded in the different ecosystems of the study area, shows the richness of this region, especially the natural and agricultural environment, as well as the importance of these natural enemies in decreasing the density of greenflies, as they can be integrated into the aphid control program.

AUTHORS' CONTRIBUTION

Conceived and designed research and conducted the experiments (A.A., K.R., A.F.R.); Identified the insects (K.R., I.K., L.S.); Performed the analysis (A.A.); Wrote the paper (A.A.); Revised the paper (K.R., I.K.); All authors have read and agreed to publish the manuscript.

DECLARATION

The authors declare that they have no conflicts of interests.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors are grateful to George Japoshvili, Professor at the Agricultural University of Georgia for confirming the identification of Hymenoptera species, and we are also grateful to Abdelwahab Chedad, Doctor from the University of Kasdi Merbah, Ouargla for the Cartography of the study area.

REFERENCES

- Aparicio, Y., Gabarra, R., Riudavets, J., Starý, P., Tomanović, Ž., Kocić, K., Villar, J.P., Suay, M.F., Porta, V.C. and Arnó, J. 2019. Hymenoptera complex associated with *Myzus persicae* and *hyalopterus* spp. in peach orchards in northeastern Spain and prospects for biological control of aphids. *Insects.*, **10**: 109.
- Alikhani, M., Rezwani, A., Starý, P., Kavallieratos, N. and Rakhshani, E. 2013. Aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in cultivated and non-cultivated areas of Markazi Province, Iran. *Biologia.*, **68**: 966-73.
- Aslam, M., Razaq, M., Akhter, W., Faheem, M. and Ahmad, F. 2005. Effect of sowing date of wheat on aphid (*Schizaphisgramium Rondani*) population. *Pak. Entomol.*, **27**: 79-82.
- Ayadi, M., Stary, P., Belkadi, M. and Ben Halima, K. 2017. Aphid parasitoid species and their hosts in Western South of Tunisia (Hymenoptera: Aphidiidae; Aphidiinae and Hemiptera: Aphididae). *Egyptian J. Biol. Pest Contrl.*, **27**: 223-26.
- Barbagallo, S., Cocuzza, G., Cravedi, P. and Komazaki, S. 2007. IPM case studies: deciduous fruit trees. *In: Aphids as crop pests*, Van Emden, H. and Harrington, R.V. (Eds). CABI, Wallingford, UK, pp. 651-661.
- Blackman, R. and Eastop, V. 2017. Taxonomic issues. *In: Aphids as crop pests*, Van Emden, H. and Harrington, R.V. (Eds). CABI, Wallingford, UK, pp. 1-36.
- Blackman, R. and Eastop, V. 2007. Taxonomic issues. *In: Aphids as crop pests*, Van Emden, H. and Harrington, R.V. (Eds). CAB International, London, UK, pp. 1-29.
- Blackman, R.L. and Eastop, V.F. 2000. Aphids on the world's crops. an identification and information guide. John Wiley & Sons Ltd., New York, USA, pp. 466.
- Carletto, J., Lombaert, E., Chavigny, P., Brévault, T., Lapchin, L. and Vanlerberghe-Masutti, F. 2009. Ecological specialization of the aphid *Aphis gossypii* glover on cultivated host plants. *Mol. Ecol.*, **18**: 2198-212.
- Elouissi, M. and Righi, K. 2016. Tritrophic interactions: plant-aphid-parasitoid Hymenoptera in natural environment in Mascara (north-west Algeria). *Sylwan.*, **160**: 128-41.
- Geiger, F., Bengtsson, J., Berendse, F., Weisser, W.W., Emmerson, M., Morales, M.B., Ceryngier, P., Liira, J., Tschantke, T., Winqvist, C., Eggers, S., Bommarco, R., Pärt, T., Bretagnolle, V., Plantegenest, M., Clement, L.W., Dennis, C., Palmer, C., Oñate, J.J. and Inchausti, P. 2010. Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and biological control potential on European farmland. *Basic and Appl. Ecol.*, **11**: 97-105.
- Ghelamallah, A., Bouhraoua, R., Rakhshani, E., Michelena, J.M., Benabdelmoumene, D., Ferrer-Suay, M. and Pujade-Villar, J. 2019. Bioecological study of parasitic complexes of aphids in North-West Algeria. *Biodiv. J.*, **10**: 577-88.
- Gómez-Marco, F., Tena, A., Jaques, J.A. and García, A.U. 2016. Early arrival of predators controls *Aphis spiraecola* colonies in citrus clementines. *J. Pest Sci.*, **89**: 69-79.
- Güçlü, Ş., Kavaz, H., Güçlü, C. and Özdemir, İ. 2015. Aphids (Hemiptera: Aphididae) and their parasitoids on ornamental trees and shrubs in Erzurum, Turkey. *Turkish J. Ent.*, **39**: 3-9.
- Hance, T., van Baaren, J., Vernon, P. and Boivin, G. 2007. Impact of extreme temperatures on parasitoids in a climate change perspective. *Ann. Rev. Ent.*, **52**: 107-126.
- Hemidi, W. and Laamari, M. 2020. Aphid's parasitoid fauna and their trophic associations in the oasis ecosystems of Zibans (Biskra, Algeria). *Egyptian J. Biol. Pest Contrl.*, **30**: 14.
- Kavallieratos, N.G., Tomanović, Ž., Athanassiou, C.G., Starý, P., Žikić, V., Sarlis, G.P. and Fasseas, C. 2005. Aphid parasitoids infesting cotton, citrus, tobacco, and cereal crops in southeastern Europe: aphid-plant associations and keys. *The Canadian Entomologist*, **137**: 516-31.
- Kavallieratos, N.G., Tomanović, Ž., Petrović, A., Janković, M., Starý, P., Yovkova, M. and Athanassiou, C.G. 2013. Review and key for the identification of parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of aphids infesting herbaceous and shrubby ornamental plants in southeastern Europe. *Ann. Ent. Soc. America*, **106**: 294-309.
- Kavallieratos, N.G., Tomanović, Ž., Starý, P., Athanassiou, C.G., Sarlis, G.P., Petrović, O., Niketić, M. and Veroniki, M.A. 2004. A survey of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Southeastern Europe and their aphid-plant associations. *Appl. Ent. Zool.*, **39**: 527-63.

- Laamari, M., Jousselin, E. and d'Acier, A.C. 2009. Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: a fourteen-year investigation. *Entomologie faunistique-Faunisticentomology.*, **62**: 73-87.
- Laamari, M., Tahar Chaouche, S., Benferhat, S., Abbès, S., Merouani, H., Ghodbane, S., Khenissa, N. and Stary, P. 2011. Interactions tritrophiques: plante-puceron-hyménoptère parasitoïde observées en milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. *Entomologie Faunistique.*, **63**: 115-20.
- Le Ralec, A., Anselme, C., Outreman, Y., Poirié, M., Van Baaren, J., Le Lann, C. and Jacques, J.M. 2010. Evolutionary ecology of the interactions between aphids and their parasitoids. *Comptes Rendus Biologies.*, **333**: 554-65.
- Leclant, F. 1978. Les pucerons des plantes cultivées. Clef d'identification. I Grandes cultures. Association de coordination techniques agricole, Paris, France, pp. 63.
- Mehrparvar, M., Madjdzadeh, S.M., Mahdavi Arab, N., Esmailbeygi, M. and Ebrahimpour, E. 2012. Morphometric discrimination of black legume aphid, *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphididae), populations associated with different host plants. *North-Western J. Zool.*, **8**: 172-80.
- Mitrović, M., Petrović, A., Kavallieratos, N.G., Starý, P., Petrović-Obradović, O., Tomanović, Ž. and Vorburger, C. 2013. Geographic structure with no evidence for host-associated lineages in European populations of *Lysiphlebus testaceipes*, an introduced biological control agent. *Biol. Contrl.*, **66**: 150-58.
- Mohammedi-Boubekka, N. 2015. Les pucerons des Agrumes et leurs ennemis naturels en Mitidja orientale (Algérie).Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques, I.N.A. El Harrach. Alger. 193 p (in French).
- Monticelli, L.S., Nguyen, L.T.H., Amiens-Desneux, E., Luo, C., Lavoit, A.V., Gatti, J.L. and Desneux, N. 2019. The preference-performance relationship as a means of classifying parasitoids according to their specialization degree. *Evol. Appl.*, **12**: 1626-1640.
- Ndakidemi, B., Mtei, K. and Ndakidemi, P.A. 2016. Impacts of synthetic and botanical pesticides on beneficial insects. *Agric. Sci.*, **7**: 364.
- Peronti, A.L. and Sousa-Silva, C.R. 2002. Aphids (Hemiptera: Aphidoidea) of ornamental plants from São Carlos, São Paulo state, Brazil. *Revista de biologia tropical*, **50**: 137-44.
- Poulios, K.D., Margaritopoulos, J.T. and Tsitsipis, J.A. 2007. Morphological separation of host adapted taxa within the *Hyalopterus pruni* complex (Hemiptera: Aphididae). *European J. Ent.*, **104**: 235.
- Rakhshani, E., Barahoei, H., Ahmad, Z., Starý, P., Ghafouri-Moghaddam, M., Mehrparvar, M., Kavallieratos, N.G., Čkrkić, J. and Tomanović, Ž. 2019. Review of Aphidiinae parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) of the middle East and North Africa: key to species and host associations. *European J. Taxon.*, **552**: 1-132.
- Rakhshani, E., Starý, P. and Tomanović, Ž. 2013. Tritrophic associations and taxonomic notes on *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae), a keystone aphid parasitoid in Iran. *Arch. Biol. Sci.*, **65**: 667-80.
- Rakhshani, E., Stary, P., Tomanovic, Z. and Mifsud, D. 2015. Aphidiinae (Hymenoptera, Braconidae) aphid parasitoids of Malta: review and key to species. *Bull. Entomol. Soc.*, **7**: 121-37.
- Rashedi, A., Rajabpour, A., Rasekh, A. and Zandi-Sohani, N. 2019. Interactions between host plant, *Aphis fabae*, and its natural enemies, *Orius albidipennis* and *Lysiphlebus fabarum* in a tritrophic system. *J. Asia-Pac. Ent.*, **22**: 847-52.
- Roux, O., Le Lann, C., van Alphen, J.J. and van Baaren, J. 2010. How does heat shock affect the life history traits of adults and progeny of the aphid parasitoid *Aphidius avenae* (Hymenoptera: Aphidiidae). *Bull. Ent. Res.*, **100**: 543-49.
- Sadat, A., Bouhalissa, Z., Saharaoui, L. and Daoudi-Hacini, S. 2019. Parasitoïdes de pucerons d'Algérie (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Bulletin de la Société Zoologique de France*, **144**: 121-31.
- Saraç, I., Özdemir, I. and Karaca, İ. 2015. Aphids species in citrus orchards of Antalya province. *Munis Ent. Zool. J.*, **10**: 358-69.
- Sellami, E.L., Delvare, G. and Chermiti, B. 2013. Parasitoids and hyperparasites of citrus aphids in northern east of Tunisia (Cap Bon). *Integrated Control in Citrus Fruit Crops IOBC-WPRS Bull.*, **95**: 131-39.
- Smali, M.C., El Ghadraoui, L., Gaboun, F., Benkirane, R. and Blenzar, A. 2014. Impact of some alternative methods to chemical control in controlling aphids (Hemiptera: Sternorrhyncha) and their side effects on natural enemies on young Moroccan citrus groves. *Phytoparasitica.*, **42**: 421-36.
- Starý, P. 2006. Aphid parasitoids of the Czech Republic (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae). Academia, Prague, pp. 430.
- Starý, P., Remaudière, G., González, D. and Shahrokhi, S. 2000. A review and host associations of aphid parasitoids (Hym., Braconidae, Aphidiinae) of Iran. *Parasitica.*, **56**: 15-41.
- Tomanović, Ž., Kavallieratos, N.G., Stary, P., Athanassiou, C.G., Žikić, V., Petrović-Obradović, O. and Sarlis, G. 2003. AphidiusNees aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) in Serbia and Montenegro: tritrophic associations and key. *Acta entomologicaserbica.*, **8**: 15-39.
- Villatte, F., Augé, D., Touton, P., Delorme, R. and Fournier, D. 1999. Negative cross-insensitivity in insecticide-resistant cotton aphid *Aphis gossypii* Glover. *Pesticide Biochem. Physiol.*, **65**: 55-61.
- Westrum, K., Klingen, I., Hofsvang, T. and Hågvar, E.B. 2010. Checklist of primary parasitoids and hyperparasitoids (Hymenoptera, Apocrita) on aphids (Hemiptera, Aphididae) from Norway. *Norwegian J. Ent.*, **57**: 142-53.
- Woolley, V.C., Tembo, Y.L., Ndakidemi, B., Obanyi, J.N., Arnold, S.E., Belmain, S.R., Ndakidemi, P. A., Ogendo, J.O. and Stevenson, P.C. 2022. The diversity of aphid parasitoids in East Africa and implications for biological control. *Pest Manage. Sci.*, **78**: 1109-16.
- Zouari, S., Mdellel, L., Ben Halima, K., Karboul, H. and Adaoui, R. 2018. Checklist of Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) species from Tunisia and two new records. *African Ent.*, **26**: 136-40.

(Received : March 20, 2023; Accepted : May 9, 2023)

RESEARCH

Open Access



Characterization of a new isolate of *Beauveria bassiana* in Algeria and evaluation of its pathogenicity against the cowpea aphid (*Aphis craccivora* Koch)

Amine Akrich^{1*} , Kada Righi¹, Fatiha Assia Righi¹ and Abdelkader Elouissi¹

Abstract

Background The cowpea aphid, *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphidiidae) is a polyphagous aphid species that causes various damage on different crops. The conventional method of controlling this pest is the use synthetic insecticides that threaten both the environmental safety and human health. Moreover, it contributes to the emergence of insecticide-resistant generations. Hence, relying on Entomopathogenic fungi (EPF) remains one of the most safe and effective alternative solutions to control insect pests. For the mentioned reasons, the EPF, *Beauveria bassiana* was isolated and characterized; besides, its efficiency against adults' *A. craccivora* was evaluated both in the laboratory and in the greenhouse.

Results A new isolate of *B. bassiana* was isolated from collected cadavers' insects associated with the population of *A. craccivora* in a rural area in the Northwest of Algeria. This isolate was identified on the basis of its morphological and molecular characteristics and was referred to as *B. bassiana* BBAA. The enzymatic activities of this isolate revealed a high production of chitinase, protease and lipase, without any production of amylase. The use of different concentrations of *B. bassiana* BBAA conidia against *A. craccivora* led to a high mortality rate, ranging from 64 to 74% mortality on the seventh day post-treatment in vitro and 58 to 70% in greenhouse.

Conclusion Virulence and enzymatic activities produced by *B. bassiana* BBAA demonstrated the necessity to exploit entomopathogenic fungi (EPFs) in pest control.

Keywords *Beauveria bassiana*, Enzymatic activities, *Aphis craccivora*, Pathogenicity

Background

The cowpea aphid, *A. craccivora* Koch, 1854 (Hemiptera: Aphidiidae), is a highly polyphagous species which attacks 50 cultivated plant species belonging to 19 botanical families, mainly those species belonging to the Fabaceae (Blackman and Eastop 2017). It causes serious

economic harms caused by the sucking of the sap associated with the injection of toxic saliva inside the plant tissues (Rakhshani et al. 2005). On the other hand, the sticky and sugar-rich honeydew droplets resulting from an excess of phloem metabolism affect the growth of sooty mold by preventing the photosynthesis and respiration of the host plant, reducing thus the commercial value of the plant product (Castro et al. 2020). Besides, this aphid is responsible for the transmission of about 30 viral diseases, such as cucumber mosaic virus (CMV) and Alfalfa mosaic virus (AMV) in the non-persistent mode (Blackman and Eastop 2017), as well as in a persistent

*Correspondence:

Amine Akrich
amine.akrich@univ-mascara.dz

¹ Biology Systems and Geomatics Laboratory, Faculty of Natural and Life Sciences, University Mustapha Stambouli of Mascara, Mascara, Algeria

mode like the lucerne enation virus (LEV) and Alfalfa leaf curl virus (ALCV) (Ryckebusch et al. 2020).

Most of the time, due to their effectiveness and low cost, pesticides are the most widely used control method for crop protection. Moreover, they represent significant risks to both the cultivators and the consumers, due to the acute toxicity of their components (Cross et al. 2008). Adding to this the fact that the overuse of chemical insecticides leads to an environmental pollution and a poisoning of the organisms threatening the ecological balance (Mahmood et al. 2016), as well as the emergence of progenies' insecticide-resistant (Foster et al. 2017). On the other hand, the disadvantages of these pesticides have forced researchers to find more sustainable alternative means of control which are safer and less harmful. Natural environments are a reservoir of microorganisms used in biological control, mainly entomopathogenic fungi (EPF). Compared to pesticides, such effective fungi are easily produced and used with no undesirable consequences (Vega 2018). Fortunately, *Beauveria bassiana* is one of the most common antagonists in terms of virulence with a host range of about 700 arthropod species (Vega 2018). Despite the role of insect cuticle in defending against microbes, it produces numerous extracellular enzymes including chitinase, protease and lipase that lead to hydrolyze components of this defensive barrier. This allows the mycelium of *B. bassiana* to penetrate and develop into the hemolymph and tissues of the host (Ramzi and Zibae 2014), and this fungus also secretes toxic substances in the form of proteins, and secondary metabolites such as beauvericin, Oosporein, beauverolides, bassianolides, isarolides and tenellins that are toxic and lethal to insects (Rustiguel et al. 2018).

In this respect, a new isolate of *B. bassiana*, isolated from cadavers collected from insects in a rural environment in the Northwest of Algeria, was recorded. Its enzymatic activities were evaluated and its pathogenicity was tested against *A. craccivora* under laboratory and in greenhouse conditions.

Methods

Fungal isolate

Different dead insects were collected during 2020 from a rural area in Mascara (35°23'39.64 "N; 0°25'19.58 "E). The samples were examined in the laboratory of Research on Biological Systems and Geometry LRSBG (Faculty of life Sciences, Mascara University) where they were observed under a binocular magnifying glass. The cadavers were sterilized by immersion in a solution of sodium hypochlorite (1%) for 2 to 3 min and then rinsed successively with sterile distilled water, and finally they were dried with sterile filter paper (Doolotkeldieva et al. 2019). The sterile cadavers were placed in Sabouraud Dextrose

Agar (SDA) and incubated for 5 days at 25 ± 2 °C and $75 \pm 5\%$ R.H. When the fungal complex appeared, it was replanted until a pure strain was obtained (Awan et al. 2021).

Morphological and Microscopic identification of *B. bassiana* isolate

Identification of the fungal isolate was based on the different morphological characteristics of its colonies such as, growth, color, shape and texture (Doolotkeldieva et al. 2019). An aliquot of the fungal culture was placed on a glass slide, and then a drop of lactophenol cotton blue stain was added and covered with a cover slip. The slide was observed using a binocular light microscope. Thanks to the taxonomic key described by Humber (1997), the fungal isolate was identified based on its microscopic characteristics regarding the shape of the conidia and their arrangement on the conidiophore.

Molecular identification of *B. bassiana* isolate in Sabouraud Dextrose Agar (SDA) medium

The isolate was cultivated on SDA nutrient medium for 5 days at 28 °C. The mycelium thus obtained was collected by filtration, and only 0.5 g of this mycelium was used for DNA extraction, performed according to the protocol of the Nucleo Spin Plant II extraction kit (Macherey–Nagel, Germany). An internal transcribed spacer region (ITS) was amplified by PCR with universal primers ITS1 (CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAA) and ITS4 (TCCTCCGCTTATTGATATGC) (Gardes and Bruns 1993), using the following conditions: initial denaturation of 1 cycle at 95 °C for 5 min, followed by 35 cycles of denaturation at 95 °C for 30 s, an annealing step at 55 °C for 30 s, followed by an extension at 72 °C for 45 s and final extension step at 72 °C for 7 min. Amplification products were revealed after electrophoresis on a 1.5% agarose gel and purified by kit NucleoSpin® Gel and the Macherey- Nagel's PCR Clean-up system. The amplifiers were sequenced by Sanger technique (Sanger et al. 1977) using the Applied Biosystems BigDye v3.1 kit, and PCR primers were used to amplify the fragments of interest. The sequences obtained were analyzed and cleaned by Finch TV software and then identified using BLAST program.

Alignment and phylogenetic analysis were conducted in MEGA 11 software (Tamura et al. 2021) with the Neighbor-Joining method (Saitou and Nei 1987) based on 1000 bootstrap replicates (Felsenstein 1985).

Evaluation of efficacy of *B. bassiana*—BBAA

Aphids

A colony of *A. craccivora* was collected from carob trees. Aphids were reared on beans in a laboratory at 25 ± 2 °C

and $45 \pm 5\%$ R.H at the Department of Agronomy Sciences, University of Mascara.

Preparation of conidia suspension

The fungus *B. bassiana* was incubated in SDA medium for 15 days; their conidia were scraped by a scalpel and suspended with distilled water containing 0.05% Tween 80. The suspension was homogenized by a vortex shaker and then filtered through a cloth to reduce the mycelium. The main concentration (10^8 conidia/ml) of conidia suspension was determined by the Thoma counting cell under a light microscope. Concentrations (10^6 and 10^4 conidia/ml) were also obtained by diluting the main concentration in tubes of distilled water containing 0.05% Tween 80.

Laboratory efficacy

First, the bean leaves were disinfected with sodium hypochlorite and rinsed in a beaker of sterile distilled water, after that they were dipped for 15 s in each of the three concentrations of the suspension, and finally they were placed on filter paper in Petrie dishes. Ten adults of *A. craccivora* were transferred to the treated leaves with 5 replicates. The control group was treated only with distilled water containing 0.05% Tween 80. Each treatment was repeated five times, and the mortality rate of aphid individuals was daily determined after the treatment. To confirm that the cause of aphid mortality is caused by the treatment with *Beauveria* isolate, Koch's postulate was applied. The dead individuals were sorted before sporulation to avoid horizontal transmission of the infection, and then the cadavers were replanted on SDA medium and incubated at 25 ± 2 °C and relative humidity of $75 \pm 5\%$ for five days.

Greenhouse efficacy

After the infestation of the bean plants by the cowpea aphid, they were transferred to the greenhouse located at the Department of Agronomy Sciences, University of Mascara, where the number of aphids was determined on each bean plant, before the test application. Each five plants were sprayed with one of the following concentrations of conidia suspensions of *B. bassiana*: 10^8 , 10^6 and 10^4 conidia/ml, respectively. The remaining five bean plants, used as a control, were treated only with distilled water containing 0.05% Tween 80. All plants were daily checked; dead aphids were sorted and counted with a hand magnifier plus a brush.

Enzymatic activities

The amylolytic activity of *B. bassiana* isolate was tested by using plates of starch agar medium; the plates were then incubated at 28 °C for 3 days. The halo appeared

around the fungal colonies in the case of amylase production (Doolotkeldieva et al. 2019). Protease activity of *B. bassiana* isolate was demonstrated using Skim milk agar. After three days of incubation at 28 °C, the clear zone around the fungal colony indicates protease production.

Lipase activity of *B. bassiana* isolate was determined using lipid medium agar that contains olive oil as a lipid substrate (Pignède et al. 2000). After 48 h of incubation at 37 °C, the diameter of the halo around the colonies was measured to assess the production of lipase.

B. bassiana isolate was tested for chitinase production on chitin-agar medium prepared with colloidal chitin as a carbon source. Disks of fungal isolate were inoculated into plates of culture medium and then incubated at 25 °C for three to five days. As the pH increases, the yellow color of the medium changes to purple. This is due to the production of chitinase by *B. bassiana* and the breakdown of chitin to N-acetyl glucosamine (Kamala and Indira 2011). Chitinase production was thus evaluated based on the color intensity and diameter of the purple zone around the colonies.

Statistical analysis

First, using the Abbott's formula (1925), mortality data were corrected for natural mortality, then transformed into arcsine square-root percentage values to meet normality criterion which allows application of the variance analysis (Sokal and Rohlf 1981). Subsequently, a two-way ANOVA with two factors, dose and time, was performed. For significant differences, Tukey's HSD test was applied to construct homogeneous groups of means. LC_{50} and LT_{50} values were estimated by probit analysis.

Results

Fungal isolate

Morphological and microscopic identification of *B. bassiana* isolate

Colonies of the *B. bassiana* isolate were characterized by dispersed and dense growth, a cloudy shape and a white color with a yellowish reverse side. The microscopic observation revealed globose to sub-globose conidia supported by translucent branched hyphae (Fig. 1). The same criteria were mentioned by Humber (1997) in their taxonomic key.

Molecular identification of *B. bassiana* isolate in Sabouraud Dextrose Agar (SDA) medium

Molecular analysis confirmed the results of the morphological identification, it indicated that the EPF preserved in the cadavers' insects associated with the population of *A. craccivora* was the *B. bassiana* isolate. The fungal isolate was characterized by the sequencing of the internal transcribed spacer (ITS) of the rDNA using primers ITS1

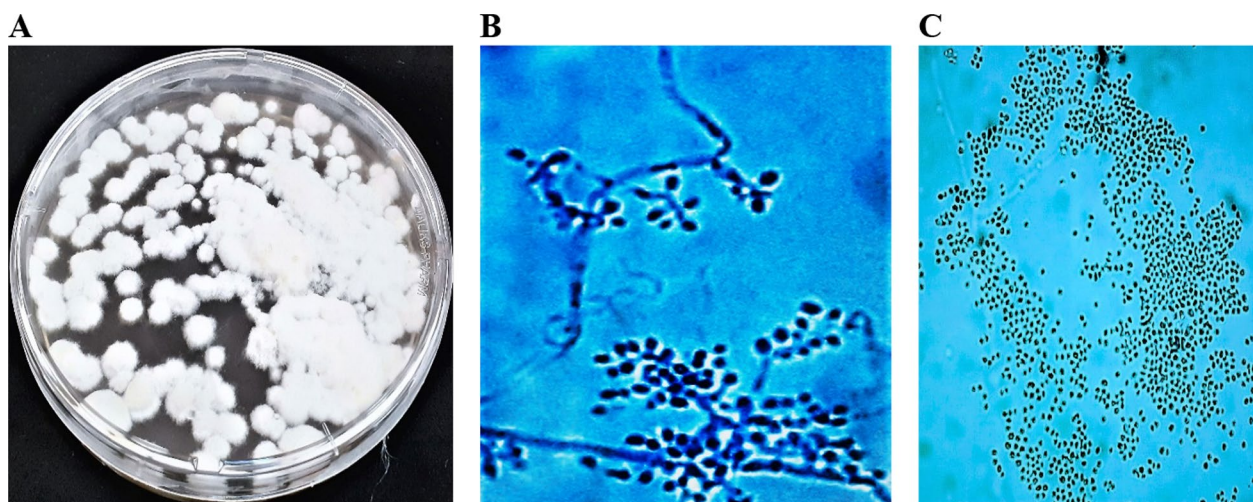


Fig. 1 Morphological characterization of *Beauveria bassiana* isolation. **A** Colony morphology of *B. bassiana*; **B** Mycelia, Conidiophore and conidia; **C** Conidia



Fig. 2 Phylogenetic tree of the isolated entomopathogenic *Beauveria bassiana* BBAA based on the ITS sequences. Tree constructed using the Neighbor-Joining method integrated in MEGA 11. The bootstrap consensus tree inferred from 1000 replicates

and ITS4. The sequences of this isolate were 99% homologous to other *B. bassiana* isolates in GenBank. The nucleotide sequences were deposited in GenBank under the accession number ON715442, <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nucleotide/ON715442.1/>. This *B. bassiana* isolate was named BBAA and referenced by a black disk in the phylogenetic tree (Fig. 2).

Evaluation of efficacy of *B. bassiana*—BBAA

The death of *A. craccivora* started two days after treatment with three concentrations (1×10^8 , 1×10^6 and 1×10^4 conidia/ml) of *B. bassiana* BBAA. Four days

later, the killed aphids were covered with a cottony mycelium (Fig. 3). On the other hand, no mycosis was observed in the group of *A. craccivora* treated with distilled water. Statistical analysis showed that the concentration of the conidia suspension had a significant difference in the mortality rate in vitro ($F=93.53$, $df=3$, and $P<0.001$), likewise in the greenhouse ($F=28.55$, $df=3$, and $P<0.001$). Concerning the time, a significant difference in mortality was also recorded in the Petri dish trials ($F=98.83$, $df=1$, $P<0.001$) and in the greenhouse ($F=93.27$, $df=1$, $P<0.001$).

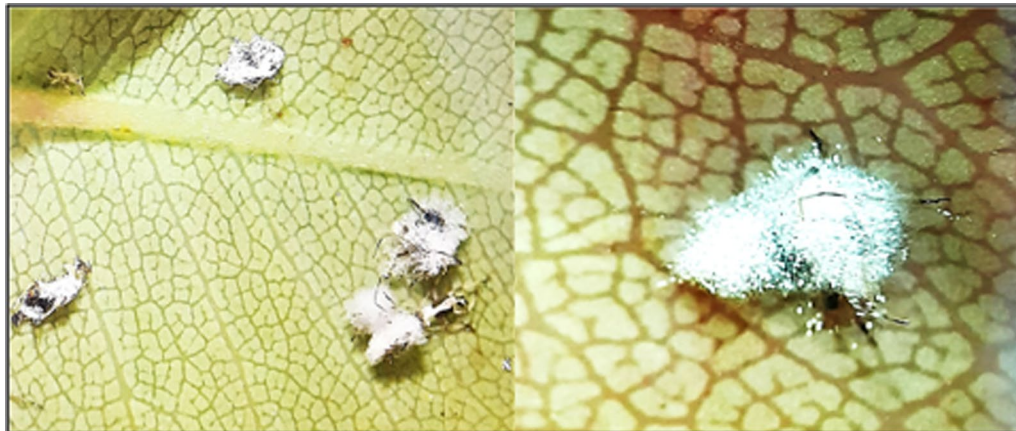


Fig. 3 Cadavers of the cowpea aphid (*Aphis craccivora*), 96 h after treatment with *Beauveria bassiana* BBAA isolate

Table 1 Efficacy of *Beauveria bassiana* BBAA isolate against adults of *Aphis craccivora* in vitro

Days after treatments	% Mortality			
	Concentrations			
	Control	1×10^4 conidia/ml	1×10^6 conidia/ml	1×10^8 conidia/ml
Day 1	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c
Day 2	1.00 ^c	24.02 ^b	28.03 ^b	40.04 ^b
Day 3	1.40 ^c	40.06 ^b	52.07 ^{ab}	54.07 ^{ab}
Day 4	1.80 ^c	48.08 ^b	54.10 ^{ab}	66.12 ^a
Day 5	2.00 ^c	54.10 ^b	62.12 ^a	72.14 ^a
Day 6	2.40 ^c	56.13 ^b	68.16 ^a	72.17 ^a
Day 7	2.60 ^c	64.16 ^a	74.19 ^a	74.19 ^a

The different letters denote the statistical significance determined by ANOVA followed by Tukey test ($p < 0.05$)

Laboratory efficacy

After only three days of treatment, as shown in Table 1, the origin concentration 1×10^8 conidia/ml caused the death of 54% of aphids, while the concentrations 1×10^6 and 1×10^4 conidia/ml killed, respectively 52.07 and 40% of *A. craccivora* adults. The highest mortality rate recorded was 74% after the seventh day of treatment with concentrations 1×10^6 and 1×10^8 conidia/ml. At the same time, the lowest concentration eradicated 64.16% of aphids. However, the lowest mortality rate of 2.60% was recorded in the control treatment.

Greenhouse efficacy

Two days after treatment, insect death started in the greenhouse with concentrations of 1×10^6 and 1×10^8 conidia/ml. However, even after three days, mortality appeared in the group of aphids treated with the lowest dose of 1×10^4 conidia/ml, and even among those treated

with distilled water. Seven days after treatment (Table 2), the origin concentration had the highest level of toxicity (70.11%). It was followed by the intermediate concentration 1×10^6 conidia/ml (60.09%) and then the lowest concentration (56.08%), while the control treatment caused the mortality rate of *A. craccivora* population (15%).

Concerning the estimation of lethal concentrations and lethal time's values, the results are presented in Table 3: the LC_{50} was 2.23×10^2 conidia/ml in Petri dish trials and 5.43×10^8 conidia/ml in greenhouse test. LT_{50} values with the concentration (1×10^8 conidia/ml) were 3.34 days in vitro and 5.62 days in vivo trials.

Finally, the results of Koch's postulate test indicated that the death plus the total coverage of aphids with white colonies was due to the treatment with the BBAA isolate. Yet, there was no growth of fungal colonies on the cadavers of the control series.

Table 2 Efficacy of *Beauveria bassiana* BBAA isolate against adults of *Aphis craccivora* in greenhouse

Days after treatments	%Mortality			
	Concentrations			
	Control	1×10^4 conidia/ml	1×10^6 conidia/ml	1×10^8 conidia/ml
Day 1	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c	0.00 ^c
Day 2	0 ^c	0 ^c	8 ^c	18 ^{bc}
Day 3	6 ^c	12 ^c	18.01 ^{bc}	30.02 ^b
Day 4	8 ^c	26.02 ^b	28.02 ^b	46.04 ^b
Day 5	10 ^c	32.03 ^b	40.04 ^b	58.06 ^{ab}
Day 6	12.66 ^c	46.05 ^b	50.06 ^b	62.07 ^a
Day 7	15 ^c	56.08 ^{ab}	60.09 ^{ab}	70.11 ^a

The different letters denote the statistical significance determined by ANOVA followed by Tukey test ($p < 0.05$)

Table 3 LC and LT values for *Aphis craccivora* population treated with conidia of BBAA isolate

		In vitro	In vivo
LC concentrations at 7 days)	LC ₁₀	0	3.00×10^{-4}
	LC ₃₀	1.9×10^{-3}	5.48×10^{-3}
	LC ₅₀	2.23×10^2	5.43×10^8
	LC ₉₀	5.40×10^{14}	8.81×10^{20}
	LC ₉₉	6.74×10^{24}	7.92×10^{30}
	Slope.SE	0.017 ± 0	0.024 ± 0
	Chi	208	103
	P	4.723	3.370
LT times (at 1×10^8 conidia/ml)	LT ₂₅	1.96	3.51
	LT ₅₀	3.34	5.62
	LT ₇₅	5.71	8.97
	LT ₉₀	9.25	13.68
	Slope.SE	0.112 ± 0	0.217 ± 0
	Chi	278	138
	P	3.463	1.684

Enzymatic activities

The evaluation of the enzymatic activities of amylase, protease, lipase and chitinase produced by *B. bassiana* isolate was carried out by measuring the diameter of the halo around the fungal colony and the color change of the agar media. The BBAA isolate was able to grow on the entire agar media that were tested in this study (Fig. 4). Halos appeared around the fungal colonies in the different agar media indicating the production of proteases, lipases, and chitinases, which hydrolyzed all of the specific substrates, casein, lipids, and chitin, respectively. But neither lysis zone nor color changes were observed surrounding the colonies of the BBAA isolate on the plates of starch medium, showing the incapacity of the BBAA isolate to produce amylase to break down the starch.

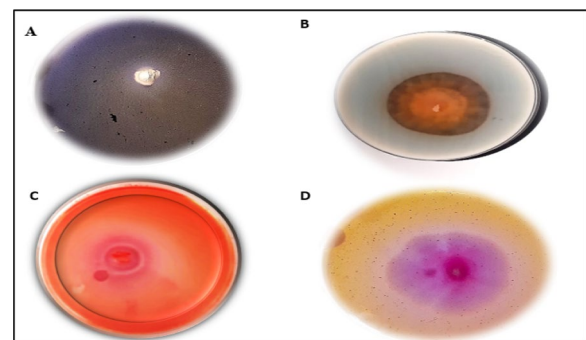


Fig. 4 Substrate hydrolysis zones for the detection of enzymatic activities. **A** Negative production of amylase; **B** positive production of protease; **C** positive lipolytic activity; **D** positive production of chitinase

Discussion

The present study revealed that the EPF isolated from *M. domestica* cadavers was *B. bassiana*. It was identified on the basis of morphological and microscopically features and then confirmed by molecular identification. This isolate was deposited in GenBank and referred to as BBAA. The concentration 1×10^8 conidia/ml was most commonly used by researchers. Toxicity rate of 40% of *A. craccivora* appeared within two days post-treatment and a rate of 74% within seven days, following the treatment in vitro. On the second day of treatment in greenhouse, the same concentration caused a death rate of 18 and 70% after seven days post-treatment. Similarly, even the diluted concentrations of, respectively, 1×10^4 and 1×10^6 conidia/ml eliminated a high number of aphids. On other hand, the LT₅₀ value in Petri dishes was 3.34 days, while it was 5.62 days in greenhouse. These results revealed the rapid development and highly insecticidal potential of the *B. bassiana* BBAA isolate against adults of *A. craccivora*. Important

results of various studies on the effects of *B. bassiana* against different aphids were similar to the results of the present study. Among them, some tried three concentrations of, respectively, 1×10^4 , 1×10^6 and 1×10^8 conidia/ml against different stages of the lettuce aphid *Nasonovia ribisnigri*. The mortality rate resulting from these concentrations varied between 10 and 94% after nine days of inoculation, whereas the highest concentration (1×10^8 conidia/ml) was the most effective, besides the adult stage as being the most susceptible to infection (Shrestha et al. 2015). On their part, Selvaraj and Kaushik (2014) declared that under greenhouse conditions the concentration (1×10^{10} conidia/ml) of the spore suspension of *B. bassiana* killed 85.04% of *A. craccivora* on fenugreek under greenhouse conditions, while 55.21% of mortality rate was induced by the lowest concentration (1×10^4 conidia/ml) in the seventh day post-treatment. The same researcher reported that the LC_{50} values were 1.2×10^8 conidia/ml, and the TL_{50} values were 97 h for a concentration of 1×10^8 conidia/ml and 157 h for a concentration of 1×10^4 of conidia/ml. Likewise, a study on the *Sitobion avenae* conducted by Ali et al. (2018), in laboratory, reveals that the treatment with a concentration 1×10^6 conidia/ml of the spore suspension of *B. bassiana* caused 39% mortality and a 15% reduction in fertility within 96 h of inoculation. Jandricic et al. (2014) compared the effects of 44 fungal isolates and four commercial products of *Beauveria*, *Metarhizium* and *Isaria* against larvae and adults of *M. persicae* and *A. gossypii*. Six days after application, *Beauveria* isolates were the most effective, especially *B. bassiana* 5493, which killed 61.6% of *M. persicae* and 55.6% of *A. gossypii*, while the most virulent isolates 738 of *M. anisopliae* caused 48% of mortality in *A. gossypii*. However, *I. javanica* isolates were less effective; 30% mortality only in *A. gossypii* and 23% of mortality only in *M. persicae* were recorded as an immediate result of treatment by *I. javanica* 2749. The same study reported that mortality of aphid larvae was about 35% lower than that of the adults. All the studies, mentioned above, confirm that insect mortality controlled by EPF is associated with the virulence of the strain, the conidia concentration, the time after inoculation and the life stage of aphids.

The insect cuticle is composed of many proteins, the chitin and the lipids, which act as a defensive barrier against the external environmental factors, the predators and the microbes, as well as the chemical insecticide resistance (Wang et al. 2019). The present study revealed that the enzymatic activity tests of *B. bassiana* BBAA had an effect on the decomposition of substrates used in agar media due to the production of hydrolytic enzymes, including protease, chitinase and lipase; hence, this

isolate was able to break down the components of aphid cuticle. Thus, the fungus was allowed to penetrate and grow into the whole body of *A. craccivora*. Several studies have shown the role of enzymatic activities produced by EPF in their pathogenicity against insects. According to Cheong et al. (2020), due to their increased chitinase production, *B. bassiana* Bb0062 and BbK4B3 were more virulent against adult of *M. persicae*.

Conclusions

This study has shown the importance of natural environments in finding alternatives to chemical pesticides, such as the EPF *B. bassiana* that was isolated from dead insects, identified morphologically and on the basis of its microscopic characteristics and on sequencing of the ITS region. It was then deposited in NCBI GenBank under the accession number ON715442 and was coded *B. bassiana* BBAA. This isolate grew rapidly and was highly virulent against *A. craccivora*. It was characterized by notable production levels of chitinase, protease and lipase that play a crucial role in the pathogenicity of *B. bassiana* against aphids, while the secondary metabolites and the effectiveness of this isolate on insect pests will be studied in prospective research. These biological resources need to be explored and exploited to develop safer and more effective strategies for controlling pests and protecting crops.

Abbreviations

ALCV	Alfalfa Leaf Curl Virus
AMV	Alfalfa Mosaic Virus
CMV	Cucumber Mosaic Virus
EPF	Entomopathogenic fungi
ITS	Internal transcribed spacer
LC	Lethal concentration
LEV	Lucerne Enation Virus
LRSBG	Laboratory of Research on Biological Systems and Geometry
LT	Lethal time
NCBI	National Center for Biotechnology Information
PCR	Polymerase chain reaction
RH	Relative humidity
SDA	Sabouraud Dextrose Agar

Acknowledgements

The authors are grateful to MAKHLOUF Kamel Eddine, PhD Student in Faculty of Natural and Life Sciences, Mascara University, for great help in laboratories, and we are also grateful to SAFRANI Belkacem, Professor at the English Language Institute, Mascara, to check English grammar.

Author contributions

AA and KR designed this study; AA performed experiments; AL analyzed data. AA wrote the paper; KR and AFR revised the paper. All authors approved this final manuscript. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding

Not applicable.

Availability of data and materials

All data generated and analyzed during this study are indicated in the manuscript.

Declarations

Ethics approval and consent to participate

Not applicable.

Consent for publication

The co-authors gave their permission for publication.

Competing interests

The authors have no conflict of interest to declare.

Received: 8 May 2023 Accepted: 2 August 2023

Published online: 05 August 2023

References

- Abbott WS (1925) A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J Econ Entomol* 18(2):265–267. <https://doi.org/10.1093/jee/18.2.265a>
- Ali S, Farooqi MA, Sajjad A, Ullah MI, Qureshi AK, Siddique B, Waheed W, Sarfraz M, Asghar A (2018) Compatibility of entomopathogenic fungi and botanical extracts against the wheat aphid, *Sitobion avenae* (Fab.) (Hemiptera: Aphididae). *Egypt J Biol Pest Cont* 28(1):1–6. <https://doi.org/10.1186/s41938-018-0101-9>
- Awan UA, Xia S, Meng L, Raza MF, Zhang Z, Zhang H (2021) Isolation, characterization, culturing, and formulation of a new *Beauveria bassiana* fungus against *Diaphorina citri*. *Biol Control* 158:104586. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104586>
- Blackman RL, Eastop VF (2017) Taxonomic issues. In: Van Emden H, Harrington RV (eds) *Aphids as crop pests*. CABI, Wallingford, pp 1–36. <https://doi.org/10.1079/9781780647098.0001>
- Castro MT, Montalvão SCL, Cunha SBZ, Monnerat RG (2020) *Aphis craccivora* Koch, 1854 (Hemiptera: Aphididae) infesting mahogany seedlings (*Swietenia macrophylla* King, Meliaceae) and scarlet jade vines (*Mucuna bennettii* F. Muell., Fabaceae). *Entomol Commun* 2:ec02011. <https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec02011>
- Cheong PC, Glare TR, Rostás M, Haines S, Brookes JJ, Ford S (2020) Lack of involvement of chitinase in direct toxicity of *Beauveria bassiana* cultures to the aphid *Myzus persicae*. *J Invertebr Pathol* 169:107276. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2019.107276>
- Cross P, Edwards RT, Hounsoms B, Edwards-Jones G (2008) Comparative assessment of migrant farm worker health in conventional and organic horticultural systems in the United Kingdom. *Sci Total Environ* 391(1):55–65. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2007.10.048>
- Doolotkeldieva T, Bobusheva S, Kulmanbetova A, Zholdoshebekova S, Kyzy AA (2019) Characterization of *Beauveria bassiana* isolates from Kyrgyzstan. *J Invertebr Pathol* 167:107243. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2019.107243>
- Felsenstein J (1985) Phylogenies and the comparative method. *Am Nat* 125(1):1–15. <https://doi.org/10.1086/284325>
- Foster SP, Devine G, Devonshire AL (2017) Insecticide resistance. In: Van Emden H, Harrington RV (eds) *Aphids as crop pests*. CABI, Wallingford, pp 426–447. <https://doi.org/10.1079/9781780647098.0000>
- Gardes M, Bruns TD (1993) ITS primers with enhanced specificity for basidiomycetes - application to the identification of mycorrhizae and rusts. *Mol Ecol* 2(2):113–118. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.1993.tb00005.x>
- Humber RA (1997) Fungi. Identification. In: Lacey LA (ed) *Manual of techniques in insect pathology*. Academic Press San Diego, New York, pp 153–185. <https://doi.org/10.1016/b978-012432555-5/50002-6>
- Jandric S, Filotas M, Sanderson J, Wraight S (2014) Pathogenicity of conidia-based preparations of entomopathogenic fungi against the greenhouse pest aphids *Myzus persicae*, *Aphis gossypii*, and *Aulacorthum solani* (Hemiptera: Aphididae). *J Invertebr Pathol* 118:34–46. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2014.02.003>
- Kamala T, Indira S (2011) Evaluation of indigenous *Trichoderma* isolates from Manipur as biocontrol agent against *Pythium aphanidermatum* on common beans. *3 Biotech* 1(4):217–225. <https://doi.org/10.1007/s13205-011-0027-3>
- Larsen MD, Kristiansen KR, Hansen TK (1998) Characterization of the proteolytic activity of starter cultures of *Penicillium roqueforti* for production of blue veined cheeses. *Int J Food Microbiol* 43(3):215–221. [https://doi.org/10.1016/s0168-1605\(98\)00114-7](https://doi.org/10.1016/s0168-1605(98)00114-7)
- Mahmood I, Imadi SR, Shazadi K, Gul A, Hakeem KR (2016) Effects of pesticides on environment. In: Hakeem KR, Akhtar MS, Abdullah SNA (eds) *Plant, soil and microbes*. Springer, Cham, pp 253–269. https://doi.org/10.1007/978-3-319-27455-3_13
- Pignède G, Wang H, Fudalej F, Gaillardin C, Seman M, Nicaud JM (2000) Characterization of an extracellular lipase encoded by LIP2 in *Yarrowia lipolytica*. *J Bacteriol* 182(10):2802–2810. <https://doi.org/10.1128/jb.182.10.2802-2810.2000>
- Rakhshani E, Talebi A, Kavallieratos N, Rezwani A, Manzari S, Tomanović Ž (2005) Parasitoid complex (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) of *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphidoidea) in Iran. *Pestic Sci* 78(4):193–198. <https://doi.org/10.1007/s10340-004-0080-3>
- Ramzi S, Zibae A (2014) Biochemical properties of different entomopathogenic fungi and their virulence against *Chilo suppressalis* (Lepidoptera: Crambidae) larvae. *Biocontrol Sci Technol* 24(5):597–610. <https://doi.org/10.1080/09583157.2014.883360>
- Rustiguel CB, Fernández-Bravo M, Guimarães LHS, Quesada-Moraga E (2018) Different strategies to kill the host presented by *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana*. *Can J Microbiol* 64(3):191–200. <https://doi.org/10.1139/cjm-2017-0517>
- Ryckebusch F, Sauvion N, Granier M, Roumagnac P, Peterschmitt M (2020) Alfalfa leaf curl virus is transmitted by *Aphis craccivora* in a highly specific circulative manner. *J Virol* 94:98–108. <https://doi.org/10.1016/j.virol.2020.04.004>
- Saitou N, Nei M (1987) The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Mol Biol Evol* 4(4):406–425. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a040454>
- Sanger F, Nicklen S, Coulson AR (1977) DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. *Proc Natl Acad Sci USA* 74(12):5463–5467. <https://doi.org/10.1073/pnas.74.12.5463>
- Selvaraj K, Kaushik H (2014) Greenhouse evaluation of *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin against *Aphis craccivora* (Das) on fenugreek. *J Appl Nat Sci* 6(2):852–856. <https://doi.org/10.31018/jans.v6i2.545>
- Shrestha G, Enkegaard A, Steenberg T (2015) Laboratory and semi-field evaluation of *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Hypocreales) against the lettuce aphid, *Nasonovia ribisnigri* (Hemiptera: Aphididae). *Biol Control* 85:37–45. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.03.005>
- Sokal R, Rohlf F (1981) *Biometry*, 2nd edn. Freeman, New York
- Tamura K, Stecher G, Kumar S (2021) MEGA11: molecular evolutionary genetics analysis version 11. *Mol Biol Evol* 38(7):3022–3027. <https://doi.org/10.1093/molbev/msab120>
- Vega FE (2018) The use of fungal entomopathogens as endophytes in biological control: a review. *Mycol* 110(1):4–30. <https://doi.org/10.1080/0027514.2017.1418578>
- Wang LY, Jafarpour M, Lin CP, Appel E, Gorb SN, Rajabi H (2019) Endocuticle sclerotisation increases the mechanical stability of cuticle. *Soft Matter* 15(41):8272–8278. <https://doi.org/10.1039/c9sm01687b>

Publisher's Note

Springer Nature remains neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.

Submit your manuscript to a SpringerOpen® journal and benefit from:

- Convenient online submission
- Rigorous peer review
- Open access: articles freely available online
- High visibility within the field
- Retaining the copyright to your article

Submit your next manuscript at ► [springeropen.com](https://www.springeropen.com)