



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET
POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOHAMED KHIDER - BISKRA

Faculté des sciences exactes et des sciences de la nature et de la vie

Département des sciences agronomiques

THESE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de
DOCTORAT EN SCIENCES AGRONOMIQUES

Spécialité: Protection des végétaux

Présentée par

M^{elle} AGGOUN Hayet

THEME

**Biodiversité morpho métrique et génétique d'une espèce
d'hyménoptère parasitoïde des pucerons (*Lysiphlebus fabarum*)
dans la région de Khenchela**

Soutenue le 27/02/2025 devant la commission du jury constituée par:

Président	M ^r . Mehaoua Mohamed seghir	Professeur	Université de Biskra
Directeur de thèse	M ^r . Tarai Nacer	Professeur	Université de Biskra
Examineur	M ^r . Telailia Salah	Professeur	Université d'El Tarf
Examinatrice	M ^{me} . Tahar chaouche Souad	Maître de recherche A	CRSTRA-Biskra

Année universitaire 2024-2025

Remerciements

Je remercie avant tout Dieu le tout puissant de m'avoir aidé et ma donnée la patience à réaliser ce travail.

Il est temps pour moi de remercier toutes les personnes qui ont contribué à ce travail d'une manière ou d'une autre, et qui m'ont soutenu moralement et professionnellement.

Tout d'abord, Je tiens à remercier mon directeur de thèse monsieur **TARAI NACER**, Professeur au département d'agronomie à l'université de Biskra d'avoir accepté de superviser mon travail, pour son soutien moral, sa générosité et ses précieux conseils.

Mes sincères remerciements sont exprimés à monsieur **MEHAOUA MOHAMED SEGHIR**, professeur à l'université de Biskra qui accepter de présider la commission de jury.

Mes respectueux remerciements sont exprimés à monsieur **TELAILIA SALAH**, professeur à l'université d'El Tarf et madame **TAHAR CHAUCHE SOUADE**, Maître de recherche (A) au Centre de recherche scientifique et technique en régions arides (CRSTRA) Biskra, qui m'ont fait le grand honneur d'accepter d'être membres de ce jury pour examiner et évaluer mon travail.

J'aimerais remercier Madame **TAHAR CHAUCHE SOUAD**, pour m'avoir accompagné non seulement dans la préparation de ma thèse de doctorat, mais depuis le début de ma carrière de recherche en 2011, elle a été le meilleur soutien et n'a ménagé aucune information ou aide, c'est grâce à elle que j'ai appris beaucoup de chose y compris la patience et la rigueur dans la recherche scientifique. C'est un réel plaisir de travailler avec elle, et à travers ces lignes je tiens à lui exprimer ma gratitude et lui souhaiter tout le confort et le bonheur dans sa vie.

Je tiens également à remercier chaleureusement Monsieur **ABDELMONEIM TAREK OUAMANE** Maître de recherche (A) au Centre de recherche scientifique et technique en régions arides (CRSTRA) Biskra, pour son aide précieuse et sa collaboration efficace.

Un grand merci à Monsieur **COLIN FAVRET**, responsable du laboratoire Favret de la systématique et de la diversité des insectes, professeur au département de sciences

biologiques à l'Université de Montréal-Canada d'avoir accepté que j'effectue mon stage dans son laboratoire pour apprendre l'identification des pucerons et les méthodes d'extraction et de purification de l'ADN. Je le remercie également pour sa disponibilité durant mon stage pour tous ses conseils et explications.

J'adresse mes chaleureux remerciements aux membres de laboratoire Favret: **CATHERINE HERBERT, KALBOUSSI MALEK, SAFA CHEMKHI et ETIENNE NORMANDIN LECLERC**, pour m'avoir aidé et répondre tout le temps sur mes questions. Je remercie également tous les membres de l'Institut de recherche en biologie végétale Montréal-Canada et spécialement l'équipe de collection Quellet Robert pour leur accueil très chaleureux et pour tous les bons moments passés ensemble.

Je tiens également à remercier Monsieur **KHALOUT YUCEF**, chargé du système d'information géographique à la conservation des forêts de Khenchela pour sa gentillesse qui a accepté de consacrer un peu de son temps pour m'aider à réaliser les cartes géographiques.

Je remercie chaleureusement Madame **KELLIL HADIA**, docteur à l'Université de Khenchela, qui a gentiment accepté de consacrer un peu de temps à la lecture de mon manuscrit, me permettant ainsi d'en améliorer la qualité. C'est avec grand plaisir que je lui exprime ma gratitude.

Je voudrais remercier **MA MERE** qui m'a encouragé et s'est donné beaucoup de mal pour assurer ma réussite, mais elle est malheureusement décédée avant de me voir obtenir mon diplôme. Je voudrais également remercier mon père, ma sœur et mes frères pour leur soutien et leurs encouragements tout le temps.

Dédicace

Je dédie ce travail à

****Ma défunte mère et Dieu tout-puissant de le mettre
dans la balance de ses bonnes actions.***

**** Toute ma famille (mon père, ma sœur et mes frères)***

**** Tous mes amis (Safa, Salma, Malek, Hanan, Nadia, zineb,
Rabia, Afaf) et mes collègues (Salmi, Bouzekri, Hafsaoui,
Balaid).***

****Tous mes enseignants***

****Tous les membres de l'université de Biskra***

et A tous ce qui me

sont chers.

Table des matières

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction générale..... 1

PARTIE I. ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1. Généralités sur l'espèce parasitoïde *Lysiphlebus fabarum*

1.1.1.	Introduction.....	4
1.1.2.	Taxonomie de <i>L. fabarum</i> et ses relations phylogénétiques.....	5
1.1.3.	Description de l'adulte.....	7
1.1.3.1.	La tête.....	7
1.1.3.2.	Les ailes.....	7
1.1.3.3.	Le thorax.....	8
1.1.3.4.	L'abdomen.....	9
1.1.4.	La taille du corps et la coloration.....	9
1.1.5.	Cycle Biologique.....	10
1.1.6.	Origine biogéographique.....	11
1.1.7.	Gamme d'hôtes de <i>L. fabarum</i>	12
1.1.8.	Recherche de l'hôte.....	13
1.1.9.	Importance de <i>L. fabarum</i> en lutte biologique.....	13
1.1.10.	Ennemies naturels de <i>L. fabarum</i>	14

Chapitre 2. Présentation de la région d'étude

1.2.1.	Situation géographique.....	16
1.2.2.	Relief.....	16
1.2.3.	Climat.....	17
1.2.3.1.	Températures.....	17
1.2.3.2.	Précipitations.....	18
1.2.3.3.	Diagramme Ombrothermique de Gaussen.....	18
1.2.3.4.	Climagramme d'Emberger.....	20
1.2.4.	Biotopes et couvert végétal.....	21

PARTIE II. ETUDE EXPERIMENTALE

Chapitre 1. Biodiversité trophique de *Lysiphlebus fabarum*

2.1.1.	Introduction.....	23
2.1.2.	Matériels et méthodes	23
2.1.2.1.	Matériel de travail.....	23
2.1.2.1.1.	Matériel végétal.....	23
2.1.2.1.2.	Matériel animal.....	24
2.1.2.1.3.	Matériel de manipulation	24
2.1.2.2.	Méthodes de travail.....	24
2.1.2.2.1.	Choix des localités.....	24
2.1.2.2.2.	Echantillonnage.....	26
2.1.2.2.3.	Triage et conservation.....	26
2.1.2.2.4.	Montage des pucerons et des Hyménoptères.....	26
2.1.2.2.4.1.	Pucerons.....	27
2.1.2.2.4.2.	Hyménoptères.....	27
2.1.2.2.5.	Identification	27
2.1.2.2.6.	Quantification de paramètres démo-écologiques et associations trophiques.....	29
2.1.3.	Résultats.....	30
2.1.3.1.	Relations tritrophiques de <i>L.fabarum</i> et les autres parasitoïdes trouvés.....	30
2.1.3.2.	Taux de parasitisme de <i>L. fabarum</i> et des autres parasitoïdes trouvés	34
2.1.3.3.	Sex-ratio de <i>L. fabarum</i> prélevé dans la région de Khenchela et en Algérie	35
2.1.3.4.	Parasitisme secondaire : Relations tétra-trophiques de <i>L. fabarum</i>	37
2.1.3.5.	Autres types de relations	38
2.1.3.5.1.	Relation <i>L. fabarum</i> -fourmis	38
2.1.3.5.2.	Relation <i>L. fabarum</i> -prédateur.....	38
2.1.3.6.	Distribution spatiotemporelle de <i>L. fabarum</i> et des autres parasitoïdes	39
2.1.4.	Discussion.....	42
2.1.5.	Conclusion.....	52

Chapitre 2. Biodiversité morpho - métrique des biotypes de *Lysiphlebus fabarum*

2.2.1.	Introduction.....	54
2.2.2.	Matériels et méthodes	55
2.2.2.1.	Matériel de travail.....	55
2.2.2.1.1.	Matériel animal.....	55
2.2.2.1.2.	Matériel de manipulation	55
2.2.2.2.	Méthodes de travail.....	55
2.2.2.2.1.	Choix des échantillons.....	55
2.2.2.2.2.	Mesures morpho-métrique des spécimens et des momies.....	56
2.2.2.2.3.	Analyse statistique des résultats.....	58
2.2.3.	Résultats.....	58
2.2.3.1.	Discrimination morpho-métrique entre les biotypes de <i>L. fabarum</i>	58
2.2.3.2.	Caractérisation des momies de <i>L. fabarum</i>	62
2.2.4.	Discussion.....	65
2.2.5.	Conclusion.....	70

Chapitre 3. Biodiversité génétique des biotypes de *Lysiphlebus fabarum*

2.3.1.	Introduction.....	72
2.3.2	Matériels et méthodes	72
2.3.2.1.	Matériel de travail.....	72
2.3.2.1.1.	Matériel biologique.....	72
2.3.2.1.2.	Matériel de manipulation.....	73
2.3.2.2.	Méthodes de travail.....	74
2.3.2.2.1.	L'extraction et la purification de l'ADN.....	74
2.3.2.2.2.	Quantification et contrôle de la qualité de l'ADN.....	75
2.3.2.2.3.	Amplification des séquences d'ADN par la PCR	76
2.3.2.2.4.	Electrophorèse d'ADN sur gel d'agarose.....	77
2.3.3.	Résultats et discussion.....	77
2.3.3.1.	Concentration de l'ADN.....	77
2.3.4	Conclusion.....	81
	Conclusion générale.....	82
	Références bibliographiques.....	84
	Annexes.....	101

LISTE DES TABLEAUX

Tableau1.	Relations tri-trophiques de <i>L. fabarum</i> notées dans la région d'étude.....	30
Tableau2.	Liste des espèces des hyménoptères parasitoïdes primaires rencontrés dans la région d'étude entre 2017 et 2020.....	31
Tableau3.	Taux de parasitisme et d'émergence de <i>L. fabarum</i> et ses associations, avec quelques parasitoïdes primaires ou hyper-parasitoïdes prélevés	34
Tableau4.	Sex -ratio de <i>L. fabarum</i> selon les pucerons hôtes à Khenchela et en Algérie	36
Tableau5.	Liste des espèces de parasitoïdes secondaires attaquant <i>L. fabarum</i> dans la région d'étude Khenchela	37
Tableau6.	Relation Tetratrphique hyper parasitoïdes- parasitoïdes primaires-pucerons-plantes.....	37
Tableau7.	Les espèces de pucerons et leurs parasitoïdes associés avec <i>Tapinoma nigerriunum</i> rencontrées dans la région d'étude.....	38
Tableau8.	Nombre des individus et des associations trophiques de <i>L. fabarum</i> en fonction des altitudes.....	41
Tableau9.	Données détaillées sur les spécimens de <i>L.fabarum</i> et les momies utilisées pour les mesures morpho-métriques	55
Tableau10.	L'analyse de la variance des différents caractères morpho-métriques chez les biotypes de <i>L.fabarum</i>	59
Tableau11.	L'analyse à composantes principales (ACP) des 17caractères morpho-métriques chez les biotypes de <i>L.fabarum</i>	60
Tableau12.	Moyennes des mesures morpho-métriques des momies chez les <i>L.fabarum</i> et <i>L.testaceipes</i>	62
Tableau13.	Corrélation des variables quantitatives mesurées sur les momies chez <i>L.fabarum</i> et <i>L.testaceipes</i>	63
Tableau14.	Modalités des variables qualificatives trouvées sur les momies chez <i>L.fabarum</i> et <i>L.testaceipes</i>	65
Tableau15.	Prélèvement spatio-temporel des spécimens de <i>L. fabarum</i> utilisés dans l'extraction et la purification D'ADN.....	73
Tableau16.	Concentration d'ADN issues de l'extraction des différents échantillons	78

LISTE DES FIGURES

Figure1.	Morphologie de la tête et des antennes de <i>L. fabarum</i>	7
Figure2.	Aile antérieure de <i>L. fabarum</i>	8
Figure3.	Morphologie de propodeum et de femur de <i>L. fabarum</i>	8
Figure4.	Morphologie de pétiole et de génitalia femelle de <i>L. fabrum</i>	9
Figure5.	Cycle de vie caractéristique d'un parasitoïde de puceron.....	10
Figure6.	Situation géographique de la wilaya de Khenchela.....	16
Figure7.	Températures (°C) de la région de Khenchela enregistrées durant les périodes 1991-2020	17
Figure8.	Précipitations de la région de Khenchela enregistrées durant les périodes 1991-2020	18
Figure9.	le Diagramme ombrothermique de Gaussen des stations de la région de Khenchela.....	19
Figure10.	Emplacement de quelques stations de la région de Khenchela sur le Climagramme d'Emberger	20
Figure11.	La distribution du couvert végétal dans la région de Khenchela.....	22
Figure12.	Milieus naturels prospectés dans les localités Fringuel (steppique) et Bouhmama (forestier)	25
Figure13.	Milieus prospectés dans les localités El Hamma (cultivé) et ville de Khenchela (urbain)...	25
Figure14.	Quelques caractères microscopiques d'identification des pucerons	28
Figure15.	Quelques caractères microscopiques d'identification des hyménoptères parasitoïdes des pucerons.....	29
Figure16.	Visualisation de réseaux trophiques entre les pucerons et les parasitoïdes primaires (Aphidiines).....	32
Figure17.	Analyse en composantes principales Projection des pucerons hôtes et des parasitoïdes sur le plan factoriel à Khenchela.....	33
Figure18	Arbre hiérarchique et classification des parasitoïdes primaires dans la région de Khenchela.....	33
Figure19	Distribution de <i>L. fabarum</i> en fonction des habitats en Algérie.....	39
Figure 20	Diagramme de Veen représente la distribution de <i>L.fabarum</i> en fonction des habitats dans la région d'étude	40
Fogure21	Distribution de <i>L.fabarum</i> dans quelques régions algériennes en fonction des altitudes et étages bioclimatiques	40

Figure22	Diagramme de Veen représente la distribution temporelle de <i>L. fabarum</i> et des autres parasitoïdes prélevés dans la région de Khenchela	42
Figure23	Le système du quadrant.....	56
Figure24	Parties du corps de parasitoïde <i>L.fabarum</i> , mesurées pour l'étude morpho-métrique	57
Figure25	Projection graphique des caractères morpho-métriques sur les plans axes CP 1* CP2.....	61
Figure26	Projection graphique des individus des biotypes de <i>L.fabarum</i> sur les plans axes CP 1* CP2.....	61
Figure27	Projection graphique des mesures des momies de de <i>L.fabarum</i> et de <i>L.testaceipes</i> sur les plans axes CP 1* CP2.....	64
Figure28	Projection graphique des individus des momies de <i>L.fabarum</i> et de <i>L.testaceipes</i> sur les plans axes CP 1* CP2.....	64
Figure29	Formes et couleurs des momies formées par les parasitoïdes <i>L.fabarum</i> et <i>L.testaceipes</i>	68
Figure30	Trous d'émergence de <i>L.fabarum</i>	69
Figure31	Méconia de <i>L.fabarum</i>	70
Figure32	Le principe de la PCR illustrée par les premiers cycles.....	76
Figure33	Profils d'amplification de génome des cinq premiers échantillons de <i>L.fabarum</i>	79

Introduction générale

Les pucerons sont des insectes phytophages qui appartiennent à l'ordre des Hémiptères et forment la super famille des Aphidoidea qui se répartit en 3 familles : les Phylloxeridae, les Adelgidae et les Aphididae (**Blackman & Eastop, 2000**). Il existe plus de 5710 espèces valides d'Aphidomorpha connues dans le monde entier (**Favret, 2024**).

Les aphides causent des pertes considérables de rendement (**Valenzuela & Hoffmann 2014**), soit par les dommages directs en se nourrissant sur les plantes hôtes, soit indirectement via la transmission de virus (**Van Emden & Harrington, 2007**). Au cours de leur évolution, les aphides ont acquis une grande capacité d'adaptation aux conditions environnementales, une fécondité élevée, des modes de reproduction variés avec une alternance d'individus ailés et aptères et aussi l'exploitation d'une large diversité de plantes (**Turpeau et al., 1999**).

A travers le monde, Plus d'une centaine d'espèces de pucerons causent des dommages d'importance économique aux cultures (**Dedryver et al., 2010**). En plein champ, ces ravageurs peuvent causer des pertes estimées à 500 millions de dollars par an (**Valenzuela & Hoffmann, 2014**). Ce sont des redoutables ravageurs des plantes cultivées et présentent une grande résistance aux insecticides (**Bass et al., 2014**).

Plusieurs méthodes de lutte contre les pucerons sont applicables, tant préventives que curatives telles que l'utilisation des variétés résistantes, la lutte chimique, la lutte biologique ainsi que les méthodes agro-techniques, qui peuvent être associées dans une stratégie exhaustif de lutte intégrée. En effet la lutte biologique reste la technique la plus privilégiée à remplacer la lutte chimique afin de ralentir l'apparition des populations de ravageurs résistantes et limiter l'usage excessif de pesticides polluant de l'environnement (**Ruau, 2013**).

Les populations de pucerons sont régulées par une communauté diverse d'ennemis naturels comprenant des pathogènes, des prédateurs et des parasitoïdes (**Hagen & Van Den Bosch, 1968**).

Les hyménoptères parasitoïdes jouent un rôle crucial dans le contrôle naturel des populations d'autres insectes, y compris les ravageurs des cultures (**Boivin et al., 2012**). Ils peuvent parasiter l'hôte à différents stades de son développement : œuf, larve, nymphe et adulte. Ils ont une grande spécificité et capacité à localiser leurs hôtes (**Lécureuil et al., 2012**).

Un groupe unique de parasitoïdes spécifiques des pucerons est principalement reconnu au sein de la sous famille Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae), plus les espèces des deux genres *Aphelinus* Dalman et *Encarsia* Förster (Hymenoptera: Aphelinidae) (Zuparko, 1997; Manzari et al., 2002; Boivin et al., 2012). Ces parasitoïdes sont des espèces endoparasitoïdes koïnobiontes, ils se développent à l'intérieur du puceron hôte et continuent à se nourrir et à croître (Boivin et al., 2012).

Chez les Aphidiinae, toutes les espèces de parasitoïdes de pucerons sont solitaires et un seul individu peut émerger par hôte (Muratori et al., 2009). La majorité de ces espèces tendent à éviter le super-parasitisme (la ponte d'œufs sur des hôtes déjà parasités) en utilisant des indices externes ou internes pour se repérer (Rasekh et al., 2018). Lorsque le parasitoïde achève son développement larvaire, il tue son hôte et tisse un cocon (Boivin et al., 2012). La cuticule du puceron, alors étirée et durcie, est appelée momie et protégera le parasitoïde jusqu'à l'émergence de l'adulte. La couleur et la forme de la momie sont caractéristiques du parasitoïde et permettent généralement son identification au genre (Starý, 1970). A travers le monde, la sous-famille des Aphidiinae regroupe 50 genres, et environ 615 espèces ont été décrites (Yu et al., 2012; Lopes et al., 2016), dont la grande majorité d'entre elles vivent dans la région holarctique (Žikić et al., 2017; Rakhshani et al., 2019).

Le genre *Lysiphlebus* est également l'un des moins étudiés de la sous-famille des Aphidiinae, il renferme une richesse de plus de 30 espèces dans le monde entier mais les connaissances taxonomiques et biologiques sur ce genre sont insuffisantes (Rakhshani et al., 2007). Ses espèces sont très difficiles à identifier et à classer (Starý, 1999; Rakhshani et al., 2007). Parmi celles-ci, *Lysiphlebus fabarum* semble être une espèce complexe (Rakhshani et al., 2006) et forme avec les espèces *L. cardui* et *L. confusus* un groupe nommé *L. fabarum* groupe (Žikić et al., 2017).

Au sein de différents biotypes de *L. fabarum* associés à différentes espèces de pucerons hôtes, la première analyse morphométrique a pu déceler la différenciation morphologique entre plusieurs biotypes étroitement apparentés (Barahoei et al., 2011). Cependant, l'analyse géo-morphométrique de la forme des ailes de *L. fabarum* groupe a confirmé que ces espèces différaient de manière significative (Žikić et al., 2017).

Sur la base des marqueurs moléculaires nucléaires et moléculaires mitochondriaux, ces trois taxons ne sont pas clairement discriminés (Žikić et al., 2017).

En Algérie, les études de la biodiversité des hyménoptères parasitoïdes des pucerons de la région de Khenchela durant la période 2011-2015 ont montré que l'espèce *Lysiphlebus fabarum* a une présence régulière dans le milieu naturel, avec une large gamme d'hôtes par rapport aux autres espèces. Cela suggère que cette espèce peut offrir un potentiel intéressant de lutte contre les pucerons (**Aggoun, 2015**). Une bonne connaissance de l'écologie et des interactions possibles entre ces antagonistes (Aphide-parasitoïde) est avérée nécessaire pour la réussite des divers programmes de lutte (**Tomic et al., 2005**).

Les objectifs visés par cette étude sont :

1. Mettre en évidence la gamme d'hôtes convenant au parasitoïde *L. fabarum* et ses relations tri trophiques.
2. Mettre en évidence la biodiversité morpho-métrique de différents biotopes de *L. fabarum*.
3. Maîtriser la manipulation et les techniques d'extraction et de purification de l'ADN de *L. fabarum* et comprendre le rôle des études génétiques dans la distinction de ce parasitoïde des autres espèces de groupe.

Après une introduction générale, ce travail s'articule autour de deux parties contenant cinq chapitres.

Dans la première partie, une synthèse bibliographique sur le parasitoïde *L. fabarum*, suivi par un deuxième chapitre qui présente la région d'étude.

La deuxième partie comprend trois chapitres, dont le premier traite la biodiversité trophique de *L. fabarum*, le deuxième chapitre est consacré à une analyse morphométrique des biotypes de *L. fabarum* et enfin le dernier chapitre traite de l'aspect génétique de ce parasitoïde. Chacun des trois chapitres décrit le matériel utilisé, les différentes méthodes de travail appliquées sur le terrain et en laboratoire, et les différents lieux étudiés, avec une présentation des résultats et une discussion des paramètres étudiés.

Ce travail est considéré comme l'une de première étude en Algérie dont l'objectif principal est de réaliser une étude détaillée d'une espèce de parasitoïde native en vue de son application commode et probable dans un cadre de la lutte biologique à l'avenir.

Partie I. Etude bibliographique

Chapitre 1. Généralités sur l'espèce parasitoïde *Lysiphlebus fabarum*

1.1.1. Introduction

Parmi les hyménoptères parasitoïdes des pucerons, la famille d'Aphidiidae occupe une place importante (**Stary, 1970**). Cette famille est divisée en trois sous-familles, **Aphidiinae** (Mackauer 1961 et Mackauer); **Ephedriinae** (Finlayson 1990; Trembly et Calvert) et **Praina** (Finlayson 1990; Trembly et Calvert, 1971) (**Kambhampati et al., 2000**). Les membres de cette famille sont généralement des parasitoïdes spécialistes et spécifiques aux pucerons. Ils peuvent être **monophages** (parasitant une seule espèce hôte) ou **oligophages** (parasitant quelques espèces étroitement liées). Il existe peu de parasitoïdes qui sont **polyphages** et qui parasitent des insectes hôtes très éloignés les uns des autres (**Singh & Singh, 2015**).

Les espèces des genres, *Praon* Haliday, *Aphidius* Nees, *Lysiphlebus* Forster et *Trioxys* Haliday., jouent un rôle important dans le contrôle des populations des aphides (**Stary, 1970**).

Le genre *Lysiphlebus* Forster renferme des espèces associées principalement aux pucerons Aphidinae qui sont phylo-génétiquement les plus récentes, ce sont nombreuses et abondantes dans les divers écosystèmes (**Kavallieratos et al., 2004; Ortiz-Rivas & Martínez-Torres, 2010 ; Stary et al., 2014**). Avec 30 espèces décrites à travers le monde (**Rakhshani et al., 2007 & Barahoei et al., 2011**), ce genre est considéré comme le moins riche en espèces par rapport aux autres genres (**Rakhshani et al., 2013**). Morphologiquement, les espèces appartenant à ce genre sont relativement assez semblable et il est très difficile de les différencier (**Rahimi et al., 2012**). Il existe 14 espèces décrites en Europe (**Kavallieratos et al., 2004; Starý, 2006**), 8 espèces en Asie (**Takada, 1968 ; Starý 1979**), 5 espèces en Amérique (nord et sud) (**Pike et al., 2000**). En Algérie, Jusqu'à présent, trois espèces ont été signalées, il s'agit de *Lysiphlebus confusus*, *L.testaceipes* et *L.fabarum* (**Aroun & Abdel Hussain, 2006; Laamari et al., 2011, 2013**).

Cette étude prétend une analyse de la biodiversité trophique, morpho-métrique et génétique de l'espèce *L. fabarum*, ainsi que sa distribution afin d'aider par l'information obtenue sur ce potentiel biologique native à l'exploiter dans les programmes de la lutte biologique contre les pucerons dans notre pays.

1.1.2. Taxonomie de *L. fabarum* et ses relations phylogénétiques

L. fabarum a été décrit pour la première fois en 1896 par Marshall comme *Aphidius cardui*. **Stary (1970)** a révisé son nom comme *Lysiphlebus fabarum* Marshall 1896. Ce parasitoïde a également été décrit sous divers synonymes :

<i>Aphidius cardui</i>	Marshall 1896
<i>Aphidius aurantii</i>	Pierantoni 1907
<i>Aphidius gemezi</i>	Quilis 1930
<i>Aphidius janinii</i>	Quilis 1930
<i>Lysiphlebus fabrum</i>	Marshall var.inermis Quilis 1931
<i>Lysiphlebus innovatus</i>	Quilis 1931
<i>Lysiphlebus moroderi</i>	Quilis 1931

La position taxonomique actuelle de cette espèce est la suivante d'après **Kambhampati et al.(2000) et INPN(2024)**.

Ordre : Hymenoptera Linnaeus, 1758

Sous ordre : Apocrita Gerstäcker, 1867

Super famille : Ichneumonoidea Latreille, 1802

Famille : Braconidae Nees, 1811

Sous famille : Aphidiinae Haliday, 1833

Tribu : Aphidiini Haliday, 1833

Genre: *Lysiphlebus* Förster, 1862

Espèce : *L. fabarum* (Marshall, 1896)

En se basant sur les caractères morphologiques des adultes et des larves ainsi que sur l'embryologie, plusieurs hypothèses des relations phylogénétiques des aphidiines ont été proposées de **Mackauer (1961)** à **Smith et al (1999)**.

Mackauer (1961) a divisé les aphidiines en quatre attribus ; Aclitini, Aphidiini, Ephedreni, et Praini. Le genre *Lysiphlebus* et ses espèces fait partie d'Aphidiini, l'attribu la plus riche en genres et espèces. Cette classification est soutenue par l'analyse de **Belshaw et Quicke (1997)** sur des séquences d'ADN des proportions de trois différents gènes.

Smith et al. (1999), ont suggéré que les attribus Ephedreni et Praini représentent les lignées basales des aphidiines mais en absence de l'inclusion des potentiels genres tels qu'*Aclitus*, *Lysaphidius* et *Adialytus*. Les études récentes ont confirmé que la majorité des genres des aphidiines sont monophylétiques et l'attribu Praini reste la lignée basale la plus éminente (**Kambhampati et al., 2000**).

Le genre *Lysiphlebus* représente un groupe très complexe sur le deux plans taxonomique et biologique et de sérieux ambiguïtés quant au statut taxonomique de certaines espèces appartenant à ce genre sont évidents (**Tomanović et al., 2018**). Cela s'applique principalement au groupe d'espèces *L. fabarum* (c'est-à-dire *L. fabarum*, *L. confusus*, *L. cardui*). Sur le plan morphologique, le nombre restreint de caractères morphologiques a diagnostiqué dans la taxonomie de *Lysiphlebus*, associé à l'existence de lignées asexuées et sexuées sympatriques chez plusieurs espèces (**Sandrock et al., 2011; Petrović et al., 2015**), ajoutant la déficience des échantillons et des données pour certaines espèces (par exemple, *L. safavii* et *L. hirtus*) après la description originale (**Tomanović et al., 2018**), remettent les discriminations morphologiques assez faibles et incohérentes (**Stary, 1961, 1985**).

Pour le genre *Lysiphlebus*, **Tomanović et al. (2018)**, ont déduit qu'il existe trois groupes d'espèces monophylétiques au sein du genre:

(1) le groupe « *fabarum* », qui comprend *L. fabarum*, *L. cardui* (Marshall, 1896), *L. confusus*, *L. hirticornis*, *L. brachycaudi* sp.n. et *L. volkli* sp.n. ;

(2) le groupe « *testaceipes* », qui comprend *L. testaceipes* (Cresson, 1880), *L. orientalis* Stary & Rakhshani, 2010, *L. fritzmulleri* Mackauer, 1960, *L. balcanicus* Stary, 1998, *L. desertorum*, [et probablement *L. dissolutus* (Nees, 1811)].

(3) le groupe « *alpinus* », composé uniquement de *L. alpinus* Stary, 1971.

Alors que le groupe *L. fabarum* est le plus ciblé par les analyses génétiques (**Belshaw et al., 1999; Sandrock et al., 2011; Satry et al., 2014; Tomanović et al., 2018**), les résultats obtenus n'ont pas pu discriminés entre les trois taxons sur la base des marqueurs moléculaires, nucléaires et moléculaires mitochondriaux, mais ils présentent des particularités morphologiques confirmées par la géo-morphométrie de la forme de l'aile et des différences dans l'utilisation des hôtes (**Tomanović et al., 2018**).

1.1.3. Description de l'adulte

1.1.3.1. La tête

La femelle adulte de *L. fabarum* se caractérise par une tête, transversale large avec des soies clairsemées, des yeux moyens. L'indice tentorial est entre 0.50 – 0.60. Les palpes maxillaires sont composés de 3 segments contre un segment pour les palpes labiaux (**Figure1. A**). Les antennes portent de 10 à 12 articles. L'article apical est quatre fois plus long que large et couvert de soies courtes. L'avant dernier article est deux fois plus long que large (**Figure1. B**). Le premier segment antennaire (F1) est généralement égal au second segment (F2) (**Figure1.B**). Une absence totale de placodes sensoriels sur le F1, par contre le F2 soit sans ou pourvu d'un seul placode (Stary, 1970 ; Stary, 1976 ; Carver & Franzmann, 2001; Kavallieratos *et al.*, 2001; Tomanović *et al.*, 2018).

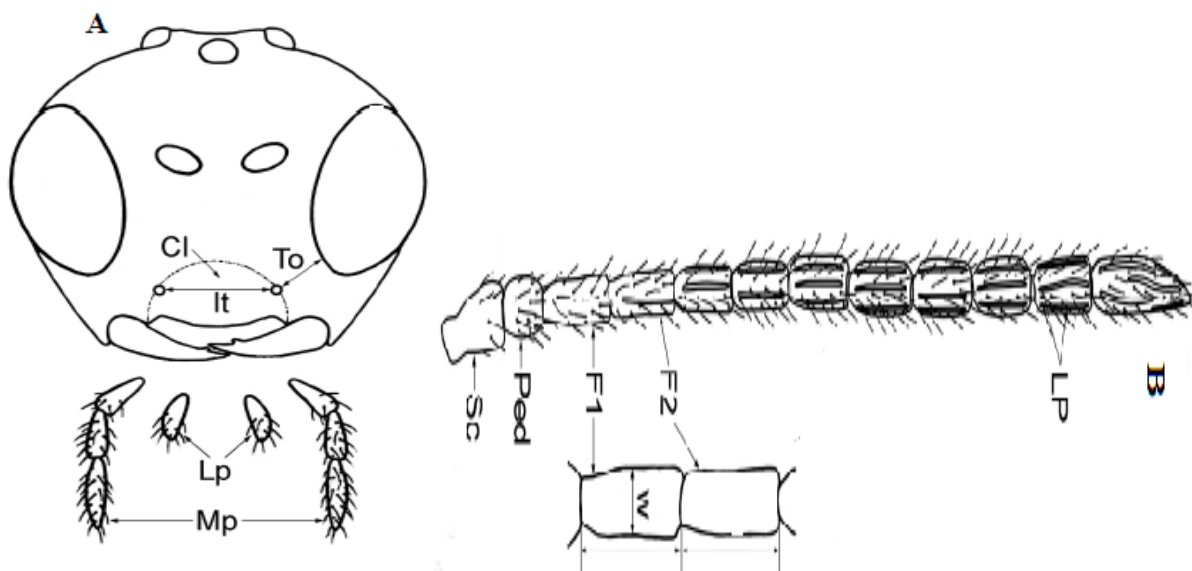


Figure1. Morphologie de la tête et des antennes de *L. fabarum*. **A : Tête** : Cl - clypeus, It - ligne intertentorielle, To - ligne tentorioculaire (la proportion entre To et It est considérée comme l'indice tentorial), **B : Antennes** : Sc - scape, Ped - pédicelle, F1 - premier flagellomère, F2 - deuxième flagellomère, LP - placodes longitudinales (Tomanović *et al.*, 2018).

1.1.3.2. Les ailes

Les ailes sont 2,5 fois plus longues que larges et dépourvues de soies sur leur surface (Starý, 1976). Le métacarpe est 2 fois plus long que le ptérostigma (**Figure2**). La nervure radiale 2 (R2) est 2 fois plus longue que la radiale1 (R1), alors que la radiale 3 (R3) est peu marquée. La nervure médiane 2 (m2) est deux fois plus longue que la médiane 3 (m3). La

nervure inter radiale (2) et la nervure anale sont peu marquées, alors que la nervure médiane (m1) et la nervure inter radiale (1) sont absentes (Kavallieratos *et al.*, 2001).

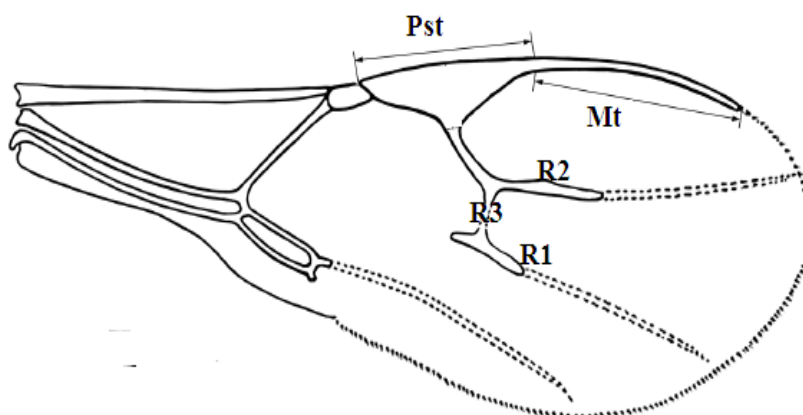


Figure2. Aile antérieure de *L. fabarum*. Pst- Ptérostigmate, Mt-veine métacarpienne, (R1, R2 et R3) les nervures radiales (Tomanović *et al.*, 2018).

1.1.3.3. Le thorax

Mésosome est composé de pronotum, mesoscutum, metascutum et le propodium qui est lisse généralement avec deux courtes carènes divergentes à la base. La partie supérieure porte entre 2 à 6 longues soies et la partie inférieure avec 1 à 3 soies (Figure3. A). Le thorax porte les trois paires des pattes et les deux paires des ailes. Le fémur postérieur avec courtes soies pubescentes (Figure3. B) (Tomanović *et al.*, 2018).

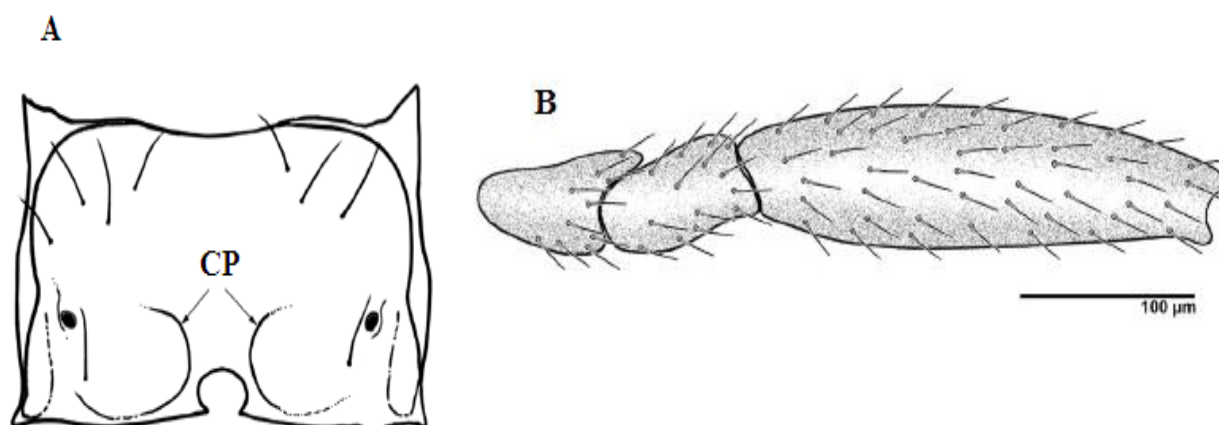


Figure3. Morphologie de propodeum et de fémur de *L. fabarum*. A: Propodeum- CP- carènes propodéales (Tomanović *et al.*, 2018), B : Face latérale du fémur postérieur avec des soies opposées (Rakhshani *et al.*, 2019).

1.1.3.4. L'abdomen

Le pétiole est le premier segment de l'abdomen, de forme et longueur variable selon le puceron hôtes. Avec 10 à 13 longues soies dans les côtés dorsaux inférieur (Tomanović *et al.*, 2018), muni d'une petite carène étroite longitudinale et une paire de spiracles. Il a une longueur de 0,19 mm et une largeur comprise entre 0,10 et 0,17 mm (Kavallieratos *et al.*, 2001) (Figure4. A). L'abdomen se termine par un ovipositeur qu'est légèrement concave allongé ou court et pointu selon l'espèce hôte (Starý, 1976) (Figure4. B).

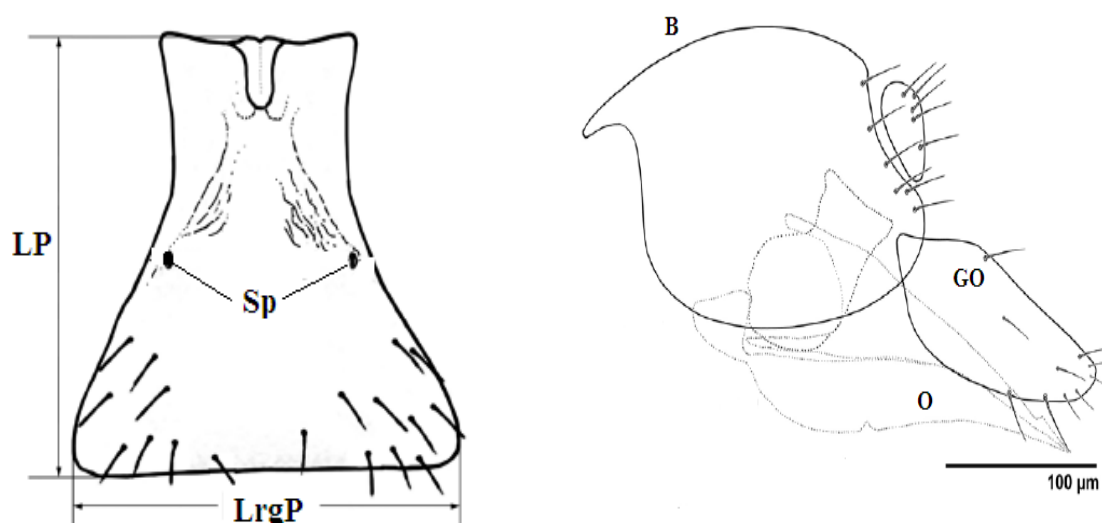


Figure4. Morphologie de pétiole et de génitalia femelle de *L. fabrum*. A : Pétiole(P): LP- longueur de Pétiole, LrgP- largeur P, Sp- spiracles (Tomanović *et al.*, 2018), B : Aspect latéral de génitalia chez ♀, GO- Gaine de l'ovipositeur, O: ovipositeur (Rakhshani *et al.*, 2019).

1.1.4. La taille du corps et la coloration

D'après Starý (1970) et Tomanović *et al* (2018), *L. fabarum* se caractérise par une taille comprise entre 1,5 à 2mm. La couleur du corps de *L. fabarum* est brune au noir. Les composants de l'antenne ; le scape et le pédicelle et la base de segment F1 sont marron clair ou brun. Les pièces buccales sont jaune ou marron clair. Le pronotum est marron à noir ; le mesoscutum et mesopleuron de couleur marron foncé. Le propodeum est marron Clair à marron. Les pattes sont jaunes à brunes avec un apex foncé. Les ailes sont hyalines avec une nervation marron. Le pétiole 1 et la base de tergite 2 sont jaunes à marron clair. L'ovipositeur est marron foncé.

1.1.5. Cycle Biologique

L'œuf pondu par la femelle de parasitoïde dans un puceron hôte dont le stade peut aller du 1er stade larvaire à l'adulte aptère, passe par trois ou quatre stades larvaires. Après 2 à 3 jours, l'œuf éclot et la larve se développe aux dépens de son hôte en se nourrissant d'abord d'hémolymphes (**Digilio et al., 2000**). Une analyse phylogénétique a identifié 35 protéines chez le venin de *L. fabarum* injecté lors de la ponte (**Dennis et al., 2020**). Parmi ces protéines, le gamma glutamyl transpeptidase (GGT1) était la protéine la plus abondante (**Dennis et al., 2020**). Ces protéines de venin ont été suggérées comme étant impliquées dans la castration du puceron hôte après le parasitisme (**Falabella et al., 2007**). Cette action du venin, associée à celles des sécrétions provenant des tératocytes, cellules issues de la séreuse embryonnaire, permet au parasitoïde de détourner le métabolisme de son hôte à son profit, et ainsi assure sa nutrition pendant son développement larvaire (**Falabella et al., 2000**).

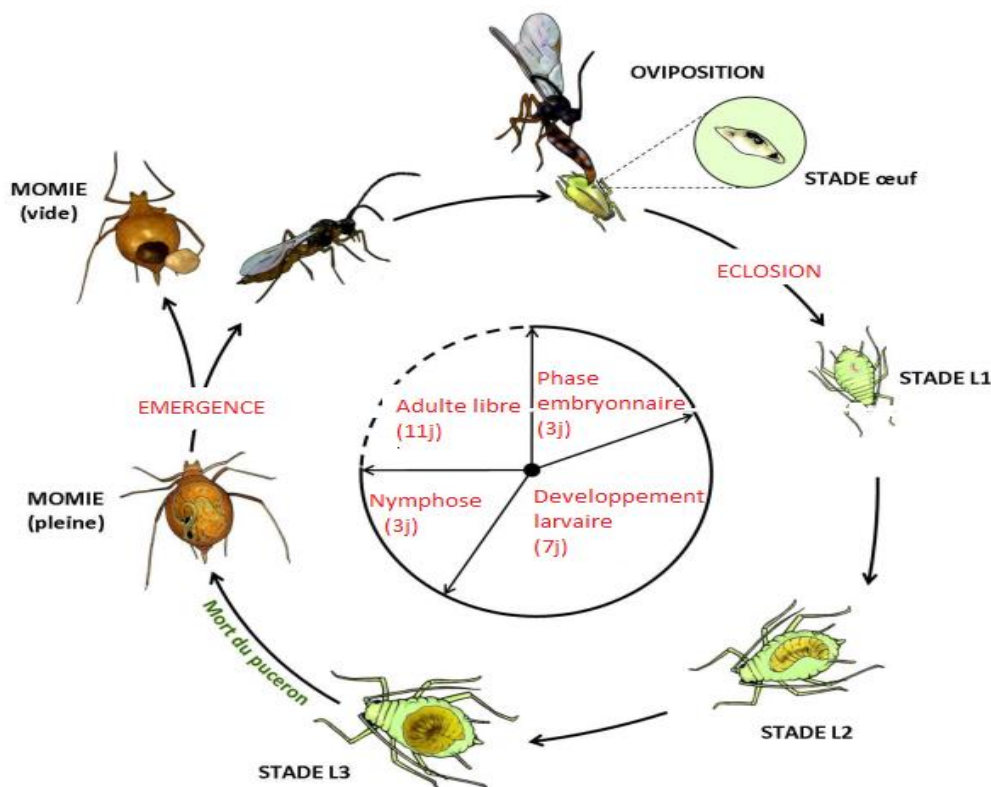


Figure5. Cycle de vie caractéristique d'un parasitoïde de puceron. j : jour; L1 , L2 et L3 : Stades larvaires (**Chaubet, 2010**).

La larve consomme les organes vitaux du puceron provoquant sa mort, tisse un cocon de soie à l'intérieur de la cuticule du puceron, puis se nymphose. Le puceron mort contenant la nymphe du parasitoïde est alors au stade de momie (**Figure5**). Ce dernier reste attaché au support végétal par la soie du cocon. L'adulte du parasitoïde émerge, après avoir découpé un opercule à la surface de la momie (**Figure5**). L'analyse du temps de développement de *L. fabarum* montre qu'en moyenne il s'écoule $10 \pm 0,26$ jours entre la ponte et l'émergence à 20 C° (**Matin et al., 2009**). Dans la nature, les mâles émergent avant les femelles, ce qui réduit le temps entre les générations. L'accouplement a lieu rapidement après l'émergence car il faut peu de temps aux adultes pour atteindre la maturité (**Navasse, 2016**). La durée de vie moyenne de l'adulte est de 13 jours, mais cette durée varie en fonction de la disponibilité de la nourriture, des temps de recherches actives des femelles et des conditions environnementales (température, humidité et de photopériode) (**Matin et al., 2009**).

1.1.6. Origine biogéographique

Starý (1970) a réparti les Aphidiides en 9 groupes selon leur origine biogéographiques. Ces groupes sont :

Groupe 1: représente les espèces qui possèdent comme origine la forêt de toundra (origine holarctique).

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

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

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

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

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

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

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

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

La carte de distribution des trois taxons formant le groupe de *Fabarium* dans le sud-est de l'Europe montre que l'espèce *L. confusus* préfère les régions méditerranéennes plus chaudes et les plaines du nord, tandis que *L. fabarum* est dominant dans les zones montagneuses centrales (plus froides) (Tomanović *et al.*, 2018). En outre, *L. fabarum* est une espèce paléarctique, très commune en Europe et dans toutes les régions méditerranéennes (Satar *et al.*, 2009), en **Afrique** (Algérie, Burundi, Egypte, Maroc) ; en **Europe** (ex-Tchecoslovaquie, Russie, France, Allemagne, Grèce, Hongrie, Italie, Lituanie, Pays-Bas, Pologne, Portugal, Roumanie, Espagne, Ukraine); en **Asie** (Chine, Iran, Irak, Liban, Pakistan, Turquie); en **Amérique du nord et de sud** (Etats-Unis, Brésil,..); en **Océanie** (Tonga) (Starý & Kaddou, 1971; Starý *et al.*, 1971; Starý, 1979; Muller *et al.*, 1999; Kavallieratos *et al.*, 2001; Pons & Starý, 2003; Kavallieratos *et al.*, 2004; Laamari *et al.*, 2013; Ilić *et al.*, 2014).

En Algérie, il a été signalé dans 28 localités appartiennent à 8 régions (Alger, Batna, Biskra, Ghardaia, Guelma, Khenchela, Ouargla et Sétif) (Aggoun *et al.*, 2024).

1.1.7. Gamme d'hôtes de *L. fabarum*

L. fabarum est un parasitoïde généraliste et polyphage (Starý, 1979). Ses hôtes comptent 155 espèces d'aphide appartenant à 36 genres (Makauer & Starý, 1967; Starý, 1976; Starý *et al.*, 1977 cités par Carver, 1984; Starý, 1979; Yu *et al.*, 2012 cité par Žikić *et al.*, 2014). Il a été décrit sur les pucerons de petite taille notamment les genres *Aphis* (Starý *et al.*, 1998; Rakhshani *et al.*, 2007), *Brachycaudus* et les aphides ravageurs des plantes des familles des Asteraceae et des Rosaceae (Kavallieratos *et al.*, 2004). En Europe centrale, il parasite plus de 70 espèces de pucerons inféodées aux plantes cultivées et ornementales (Völkl, 1992 cité par Mahi *et al.*, 2014). En Algérie, il a été signalé sur 39 espèces de pucerons associés aux arbres fruitières, les plantes ornementales et les plantes

spontanées dans les régions humides, semi-arides, arides et sahariennes (**Aggoun et al., 2024**). Au Maroc, il préfère le parasitisme d'un certain nombre d'espèces de pucerons nuisibles ou indéterminées tels qu'*Aphis craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *A. affinis*, liés aux diverses cultures et plantes spontanées (**Sary & Sekkat, 1987**).

1.1.8. Recherche de l'hôte

Les parasitoïdes des pucerons utilisent des composés chimiques volatils pour localiser leur hôte. Ces composants peuvent être des kairomones produites par les hôtes eux-mêmes (**Grasswirth & Paine, 1992**), ou des substances libérées par les plantes en réponse aux dommages causés par les ravageurs des plantes (**Turlings & Wäckers, 2004**). Les produits associés au comportement alimentaire, comme le miellat rejeté par les pucerons, peuvent également être utilisés comme attractifs (**Budenberg, 1990**). Dans certains cas, la combinaison de plusieurs odeurs provenant des hôtes et de la plante permet aux parasitoïdes de s'orienter (**Kaiser et al., 1989**).

Une analyse détaillée et récente sur le génome de *L. fabarum*, montre la présence 14 gènes qui sous-tendent la réception chimio-sensorielle et qui jouent un rôle important dans la localisation de pucerons hôte et du partenaire pour l'accouplement (**Dennis et al., 2020**). Ces gènes s'expriment à travers les protéines de liaison aux substances odorantes (OBP) et les protéines chimio-sensorielles (CSP) qui sont des vecteurs possibles de molécules chimiques aux neurones sensoriels (**Dennis et al., 2020**).

Un nombre de 156 récepteurs olfactifs (OR) connus pour détecter les molécules volatiles est déterminé sur le génome de *L. fabarum* (**Dennis et al., 2020**). La même étude a noté qu'un plus grand nombre d'OR est situé chez *Aphidius ervi* connu comme un Aphidiine oligophage avec 228 que chez *L. fabarum* (**Dennis et al., 2020**). La réduction de taille de génome chez *L. fabarum* a également affecté les gènes d'OR sous l'effet de la reproduction asexuée. En outre, cette dernière a entraîné également une réduction du nombre de gènes OR, car les phéromones liées à la recherche et à la reconnaissance de partenaire ne sont plus nécessaires (**Dennis et al., 2020**).

1.1.9. Importance de *L. fabarum* en lutte biologique

Les parasitoïdes occupent une place importante dans les écosystèmes naturels. Ils sont reconnus comme responsables de nombreux succès en lutte biologique tant du point de vue

économique qu'environnemental (LaSalle & Gauld, 1993; Boivin, 2001). A cet égard, plusieurs espèces d'Aphidiinae ont été introduites au Chili entre les années 1976 et 1981 pour lutter contre plusieurs espèces de pucerons des céréales (Zuniga *et al.*, 1986). Boivin (2001), a considéré la mortalité causée par les parasitoïdes est plus importante en nature que celle attribuée aux prédateurs et aux micro-organismes combinés.

La majorité des espèces du genre *Lysiphlebus* sont cosmopolites, on les trouve dans une grande variété d'habitats et d'environnements et elles sont très exploitées par les programmes de lutte biologique (Starý, 1970; Starý *et al.*, 1971; Starý *et al.*, 2014). Des études ont été menées pour démontrer l'efficacité du parasitoïde *L. fabarum* dans la lutte contre les pucerons, en particulier les ravageurs des cultures.

Les résultats d'étude de Jabbar *et al.*, (2020) sur 3 espèces *L.fabarum*, *Trioxys* sp et un hyperparasitoïde, *Pachyneuron* sp, des parasitoïdes d'*Aphis craccivora* qui infestent les plants de niébé au laboratoire et au champ, ont montré que *L. fabarum* était l'espèce la plus dominante avec des densités relatives moyennes de **69,09% et 63,26%** au cours des saisons 2018 et 2019 respectivement, avec un pourcentage de parasitisme élevé de **82%** (soit 20 parasitoïdes / 200 pucerons par cage dans l'essai en semi-champ). De même, Völkl & Stechmann (1998), ont constaté que *L.fabarum* est plus efficace contre le puceron *A. fabae* lié aux betteraves avec un pourcentage de parasitisme remarquable.

En Roumanie, une étude réalisée sur l'efficacité du parasitisme de *L.fabarum* contre les pucerons de la culture de tomate a montré que ce parasitoïde a pu réduire le nombre de pucerons dans les tomates d'environ 90% (Gozibekov & Grozea, 2018). Cependant, en champs de céréales, une lâcher de masse de 20.000 individus de parasitoïdes par hectare ont provoqué une diminution des populations de pucerons sous le seuil économique (Levie *et al.*, 2000; Levie *et al.*, 2005).

1.1.10. Ennemies naturels de *L. fabarum*

l'efficacité d'un parasitoïde primaire est déterminée par les facteurs abiotiques (la température, l'humidité, la disponibilité de nutrition) et les facteurs biotiques, en particulier l'activité de différents ennemis naturels (Starý, 1970; Barnea *et al.*, 2005; Jaskiewicz & Sääwinska, 2005; Ferrer-Suay *et al.*, 2013). Leur efficacité est limitée par l'intervention des hyper-parasitoïdes (Darsouei *et al.*, 2011).

Dans la nature, *L. fabarum* se nourrit fréquemment dans une guildes où il est exposé aux risques extraordinairement élevés de prédation par des prédateurs aphidiphages (**Meyhöfer & Klug, 2002**). Les mêmes auteurs ont étudié les risques de prédation pour les différents stades de développement de *L. fabarum*. Effectivement, ils ont trouvés que tous ses stades de développement ont souffert d'un risque élevé de prédation lors des confrontations avec la plupart des prédateurs aphidophages tels que *Coccinella septempunctata* (larve et adulte), *Chrysoperla carnea* et *Episyrphus balteatus*).

Les pucerons sont connus pour héberger deux types de bactéries symbiotes, qui peuvent être obligatoires ou facultatifs. Ces derniers peuvent fournir une protection contre les champignons pathogènes (**Ferrari et al., 2004**) ou les hyménoptères parasitoïdes (**Oliver et al., 2003; Ferrari et al., 2004**).

Chapitre 2. Présentation de la région d'étude

1.2.1. Situation géographique

La wilaya de Khenchela est située dans la partie Nord-est de l'Algérie. Au Nord Elle est limitée par la wilaya d'Oum El Bouaghi, au Sud par la wilaya d'El Oued, à l'Est par la wilaya de Tébessa, au Nord-ouest par la wilaya de Batna et au Sud-ouest par la wilaya de Biskra. Sa superficie est estimée de 9715,6 km² (BNEDER, 2024) (Figure6).

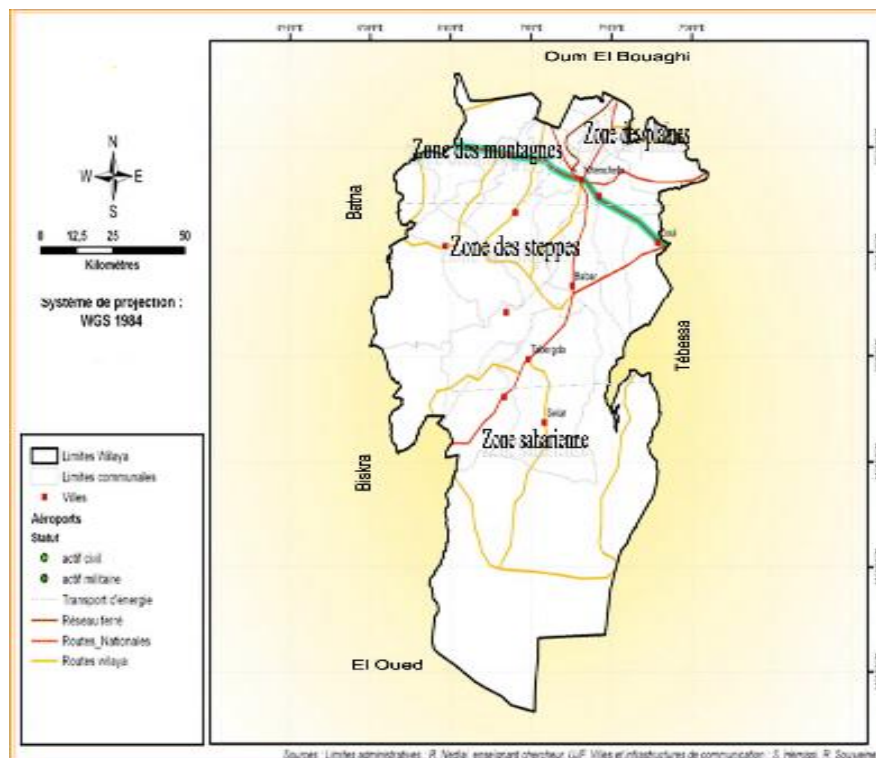


Figure6. Situation géographique de la wilaya de Khenchela (Merabet, 2011)

1.2.2. Relief

Le relief de la wilaya de Khenchela peut être divisé en 3 zones principales.

La zone montagneuse couvre 231 768 hectares de la superficie totale. Elle abrite le plus haut sommet montagneux du Nord de l'Algérie, représenté par le mont de Chélia (2328 m).

Les hauts plateaux et les plaines sont situés au Nord de la wilaya. Cette zone regroupe les plaines de Mahmel, Ouled Rachache, M'toussa, Remila et Bouhmama. Ces plaines sont occupées par des cultures céréalières et de l'arboriculture.

Les parcours steppiques se trouvent au centre et au Sud de la wilaya. Ils présentent presque la moitié de la superficie globale. Ils sont réservés à l'élevage des moutons (**Boubelli, 2009 & Bouziane, 2008**).

1.2.3. Climat

La région de Khenchela a un climat très hétérogène. En altitude, il fait très froid et il neige souvent en hiver. Par contre au Sud, est plus sec et plus chaud, surtout en été. La pluviométrie varie entre 100 mm au Sud, 300 mm au centre et plus de 500 mm dans les montagnes (**Betiché, 2007**). La diversité du relief et du climat, a confié à Khenchela une vocation agro-sylvo-pastorale.

1.2.3.1. Températures

Les insectes sont des organismes poïkilothermes, c'est-à-dire que leur température corporelle varie en fonction de la température extérieure. Par conséquent, leurs caractéristiques biologiques, telles que la vitesse de développement, la taille, la longévité, la fécondité et l'activité, varient énormément en fonction de la température ambiante (**Moiroux et al., 2014**). L'efficacité des ennemis naturels dépend d'un certain nombre de facteurs notamment de la synchronisation entre leurs cycles de vie et ceux de leurs proies/hôtes ainsi que leur capacité de les détecter et les exploiter. L'accouplement, la ponte, la sex-ratio de la progéniture, la quiescence et la diapause des hyménoptères aphidiides sont déterminés par la température (**Stary, 1970**). Le changement climatique est donc susceptible d'avoir une influence décisive sur ces organismes (**Moiroux et al., 2014**).

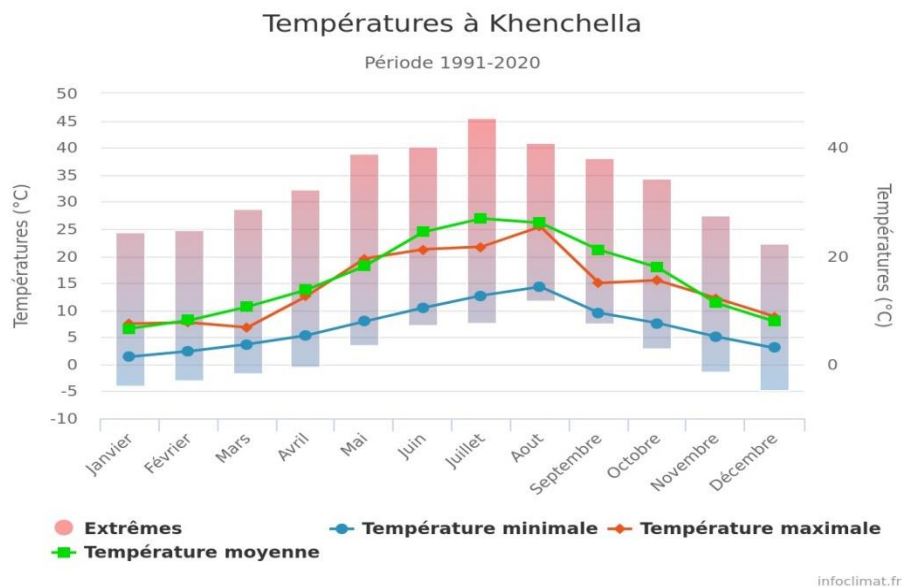


Figure7. Températures (°C) de la région de Khenchella enregistrées durant la période allant de 1991-2020 (<https://météofrance.com/>) (en 2024)

Les données climatiques illustrées par la **Figure7** durant la période allant de 1991 à 2020, ont montré que pour l'ensemble de territoire de la région de Khenchella, la période la plus chaude s'étale sur les 3 mois de (juin, juillet et août) où les températures extrêmes peuvent dépasser les 40°C. Alors que les basses températures sont enregistrées à partir du mois de novembre jusqu'au mois de mars et ce sont inférieures à 5 °C.

1.2.3.2. Précipitations

Les Précipitations sont parmi les facteurs abiotiques qui peuvent déterminer le comportement alimentaire et la reproduction des femelles des parasitoïdes (**Fink & Völkl, 1995**). La répartition mensuelle des quantités moyennes des précipitations durant la période allant de 1991 à 2020 montre que les mois d'août et d'octobre sont les plus pluvieux avec une valeur maximale dépassant 50 mm en 24 h. Alors que le cumul des deux mois, avril et septembre, est le élevé qui dépasse 250 mm pour chacun. L'analyse du graphe (**Figure8**) indique que le cumul total est en augmentation continue à partir du mois de janvier arrivant au mois de décembre.

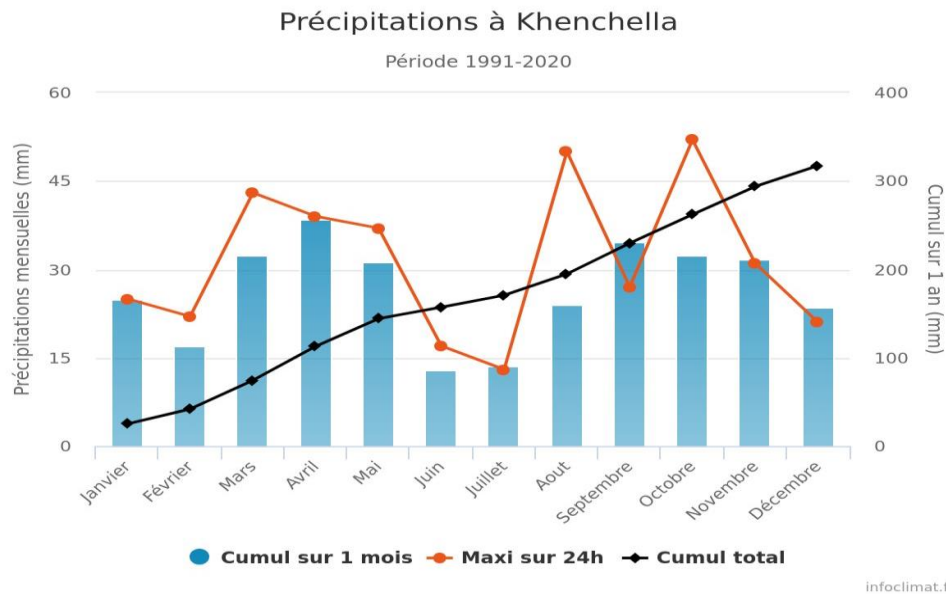


Figure8. Précipitations de la région de Khenchela enregistrées durant la période allant de 1991-2020 (<https://météofrance.com/>) (en 2024)

1.2.3.3. Diagramme Ombrothermique de Gaussien

Le diagramme Ombrothermique de GAUSSEN est destiné à mettre en évidence les périodes sèches et les périodes pluvieuses. L'étude climatique de la région de Khenchela par **Bouzekri (2015)** et à travers l'analyse du diagramme Ombro-thermique de différentes stations météorologiques a permis de distinguer quatre zones distinctes;

Station de Bouhmama et d'El Hama, les deux saisons sont d'inégales durées, la saison humide est plus longue de neuf mois, elle débute la mi-août et se prolonge jusqu'à la mi-mai, elle est caractérisée par une précipitation abondante surtout pendant le mois d'avril. Alors que, la période de sécheresse dure trois mois, allant du mi-mai jusqu'à la mi-août, elle coïncide avec la période la plus chaude de l'été (**Figure9. A**).

Station de Guentis, une période sèche s'étale sur sept mois d'avril à novembre, mais la période humide s'échelonne de la saison de l'hiver et le premier mois du printemps (**Figure9. B**).

station de Babar montre que la période sèche débute du mois d'avril jusqu'à mi-août et la période humide couvre les mois de septembre jusqu'à mai (**Figure9. C**).

Station d'El Mita, la période humide s'étale sur deux mois, décembre et janvier, et la période sèche s'étale sur le reste de l'année (**Figure9. D**).

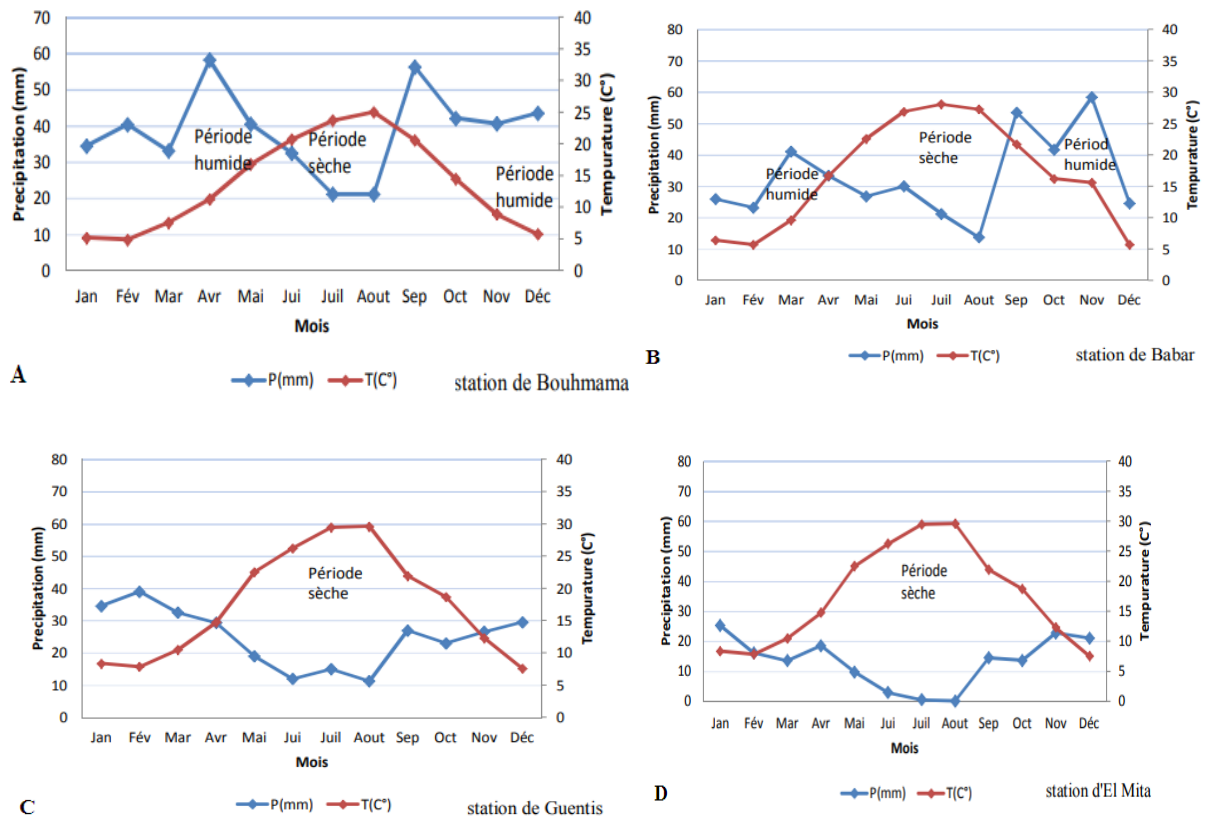


Figure9. Diagramme ombrothermique de GAUSSEN des stations météorologiques de la région de Khenchela durant la période allant de 1991-2020. **A.** Bouhmama et El Hamma, **B.** Guentis, **C.** Babar, **D.** El Mita (**Bouzekri, 2015**).

1.2.3.4. Climagramme d'Emberger

D'après l'étude climatique de **Bouzekri (2015)**, le climagramme d'EMBERGER des quatre stations météorologiques (Bouhmama et El Hamma, Guentis, Babar, El Mita) de la région de Khenchelala, classe les différents compartiments en quatre domaines via l'hétérogénéité de ses reliefs. L'irrégularité est très importante entre ses différentes zones allant du subhumide au Nord, semi-aride et aride vers le Sud avec des hivers : frais, tempéré et chaud (**Figure10**).

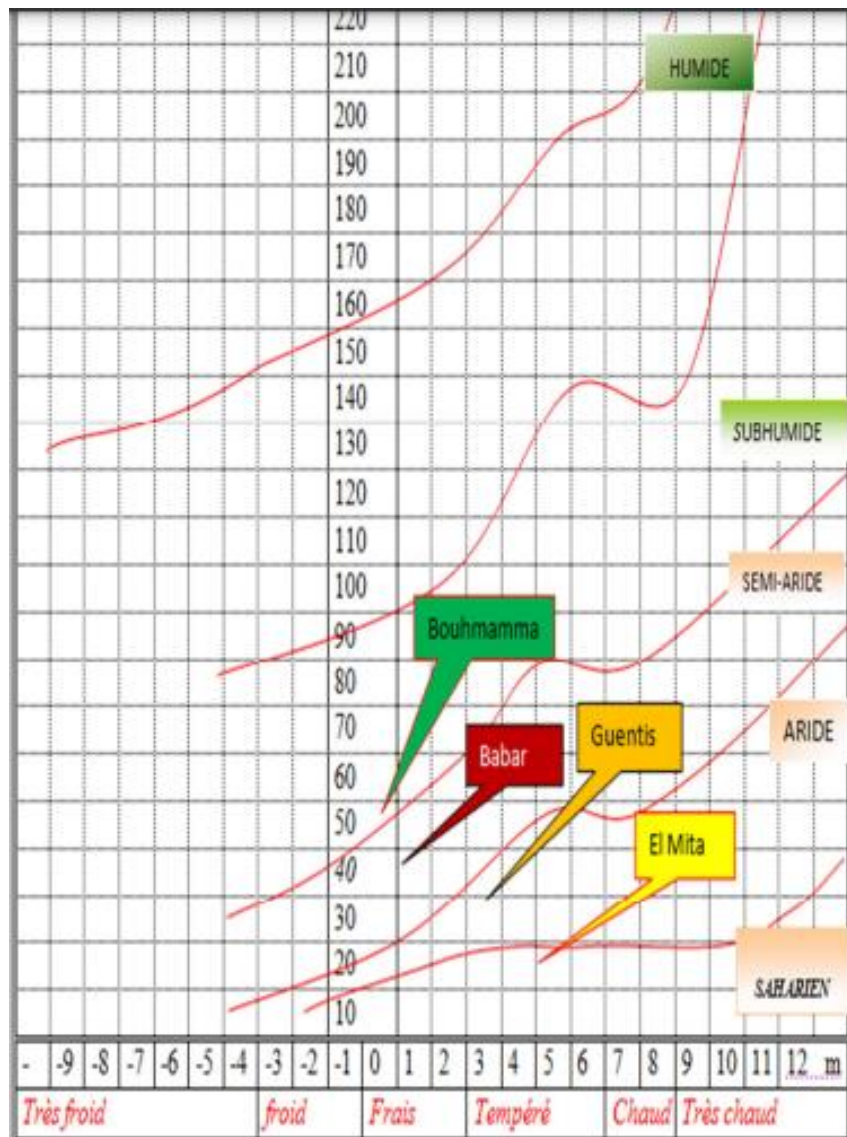


Figure10. Emplacement des quatre stations de la région de Khenchela sur le Climagramme d'Emberger (**Bouzekri, 2015**).

1.2.4. Biotopes et couvert végétal

D'après un rapport de classification de l'occupation du sol effectué durant la période 2021-2024 dans la région de Khenchela par le **BNEDER**, il ressort comme suit(**Figure11**) :

- Les espaces agricoles (cultures pérennes et annuelles irriguées et non irriguées, ainsi que les zones de parcours) occupent une superficie 206 353,13 ha, soit environ 30 % de la superficie totale de la wilaya ;

- Les espaces forestiers occupent 147 152,13 ha, soit 21 % de la superficie totale de la wilaya ;
- Les espaces improductives occupent 209 519,30 ha, soit 30 % de la superficie totale de la wilaya.
- Les espaces pastoraux occupent 135 696,57 ha, soit 19 % de la superficie totale de la wilaya.

De point de vue diversité végétale, l'étude de **Baghami (2013)** sur la cédraie de massif d'Ouled Yakoub a pu répertorier 249 espèces végétales appartenant à 156 genres et 47 familles. Cette étude a repéré l'intérêt inestimable des espèces ligneuses, de l'ensemble région méditerranéenne avec 44% et de taux endémisme avec 11% des taxa trouvées. Cette diversité est dominée par les espèces des Astéracées, suivie par les Fabacées, puis les Lamiacées. En effet, ces trois familles englobent 105 espèces, ce qui représente 42% de la richesse totale (**Baghami, 2013**).

En outre, une investigation de massif de Chélia a pu décrire quatre groupements végétaux ; à *Juniperus oxycedrus*, à *Quercus ilex* et *Fraxinus dimorpha*, à *Cedrus atlantica*, à *Bupleunum spynosum* et *Cytisus balancae* (**Baghami, 2013**). Cette étude a confirmé la dégradation et la régression du couvert végétale avec la disparition progressive des phanérophytes et l'envahissement des chaméphytes et des thérophytes. L'activité anthropique est la cause principale de cette décadence.

Effectivement, cette perte de richesse des habitats naturels influe directement sur les espèces des insectes et leurs niveaux trophiques supérieurs liés aux plantes comme source de nutrition.

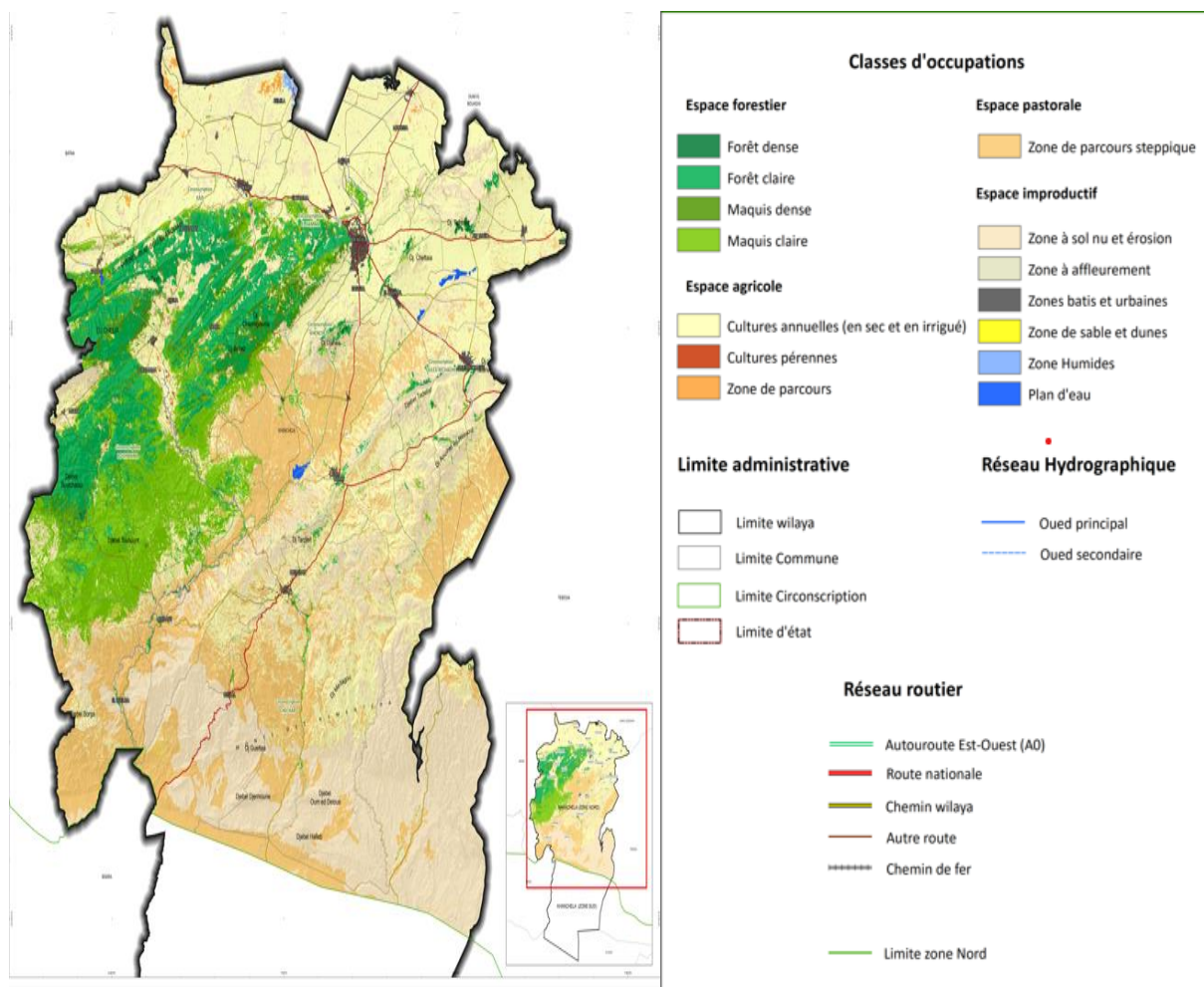


Figure11. La distribution du couvert végétal dans la région de Khenchela (BNEDER, 2024)

Partie II. Etude expérimentale

Chapitre 1. Biodiversité trophique de *Lysiphlebus fabarum*

2.1.1. Introduction

Les insectes auxiliaires détiennent un grand intérêt, en particulier les hyménoptères parasitoïdes comme moyen de lutte efficace et propre contre les ravageurs phytophages (Altieri *et al.*, 2005). La lutte biologique est la régulation préventive et durable des principaux ravageurs par leurs ennemis naturels. Cette interaction repose sur trois facteurs : le ravageur, l'ennemi naturel et son habitat (Dib, 2010). A ce propos, la diversité des plantes dans un habitat est souvent en corrélation positive avec le contrôle naturel des insectes phytophages par leurs ennemis naturels (Alvarez-Baca *et al.*, 2023). Cependant, l'augmentation de la diversité végétale en général n'aboutit pas toujours à la suppression des ravageurs. parfois, elle a des effets neutres à négatifs sur la diversité des ennemis naturels et même sur l'abondance des ravageurs qui ont été observés comme la prédation intragilde ou l'hyper-parasitisme (Letourneau *et al.*, 2009).

Donc, il est nécessaire de mieux comprendre les effets de la diversité végétale quelques types d'habitats et le rôle fournit par chacun dans la lutte biologique. A cet égard, en quantifiant la richesse qualitative des parasitoïdes de pucerons, en déterminant les différentes interactions trophiques au sein d'une communauté d'insectes (aphides-parasitoïdes, fourmis,..) et en fin en estimant le taux de parasitisme et la sex-ratio. Dans ce chapitre, ces paramètres sont évalués pour *L. fabarum* et également pour les autres parasitoïdes échantillonnés dans la région d'étude.

2.1.2. Matériels et méthodes

2.1.2.1. Matériel de travail

2.1.2.1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal est composé essentiellement de rameaux, de feuilles, d'inflorescences et de plantes entières trouvées infestées par les pucerons dans les milieux naturels, cultivés (des bordures des champs, des vergers et des parcelles cultivées) et urbains. Tous types de végétation sont prospectés (arbres fruitiers, forestiers, plantes ornementales et spontanées).

2.1.2.1.2. Matériel animal

Il est formé de colonies de pucerons et de momies rencontrées sur les plantes prospectées.

2.1.2.1.3. Matériel de manipulation

La conservation, le triage, le montage et l'identification des différents échantillons a nécessité l'emploi **des produits chimiques** (Ethanol,.....) **des matériels** (boîtes de Pétri, des verres de montre, micro-fioles, loupes et microscopes, lames et lamelles, pinces entomologiques, épingle entomologique et des **clés d'identification** des pucerons et leurs hyménoptères parasitoïdes.

2.1.2.2. Méthodes de travail

2.1.2.2.1. Choix des localités

Quatre sites représentant trois différents habitats de la région de Khenchela sont retenues pour cette étude : milieu naturel (steppique et forestier), cultivé et urbain.

La première localité d'étude est la région de **Fringuel (Figure12.A)**. Cette localité est située au sud de chef-lieu de la commune d'El Hamma, entre les coordonnées (35°23'44.73"N; 7° 5'36.65"E et 35°23'44.83"N; 7° 5'27.35"E) à des altitudes entre 1243 m à 1254 m). Elle représenté par des parcours steppique composé essentiellement de plantes herbacées et vivaces ou annuelles, de type *Ampelodesma mauritanica*, *Stipa tenacissima*, *Carduus pycnocephalus* et *Euphorbia helioscopia*. En plus des petits vergers des arbres fruitiers et des cultures maraîchères. Cette zone steppique fait partie de l'étage semi-aride.

La deuxième localité retenue est celle de **Bouhmama (Figure12. B)**. Elle est située entre (35°18'27.37"N, 6°46'4.68"E et 35°18'34.98"N; 6°46'13.61"E et entre des altitudes de 1178 à 1220 m, C'est une région forestière, constituée de plusieurs massifs (Tafrent, Chelia), dont le cèdre de l'atlas « *Cedrus atlantica* » (2040 ha), le chêne vert « *Quercus ilex* » (9803ha) et le pin d'Alep « *Pinus halepensis* » (757 ha), sont les principales essences rencontrées. Cette zone montagneuse fait partie de l'étage bioclimatique subhumide.

Le troisième lieu de prospection se trouve à **El Hamma (Figure13. A)**. Il fait partie de l'étage bioclimatique semi-aride. Il se trouve entre les coordonnées (35°30'37.71"N, 7° 4'31.33"E et 35°30'34.11"N, 7° 4'31.35"E et à des altitudes de 886 à 887 m, Il est caractérisé

principalement par des plaines céréalières et des parcours mais surtout le pratique de l'arboriculture fruitière.

Le quatrième lieu est proche de la ville de **Khenchela** a été retenue également pour le prélèvement des échantillons entend que milieu urbain (**Figure13. B**). Elle est située entre (35°30'38.07"N, 7° 4'30.69"E et 35°25'25.65"N, 7° 7'37.55"E et aux altitudes qui varient entre 886 à 1198 m, les plantes ornementales, fruitiers et spontanées sont prospectées.

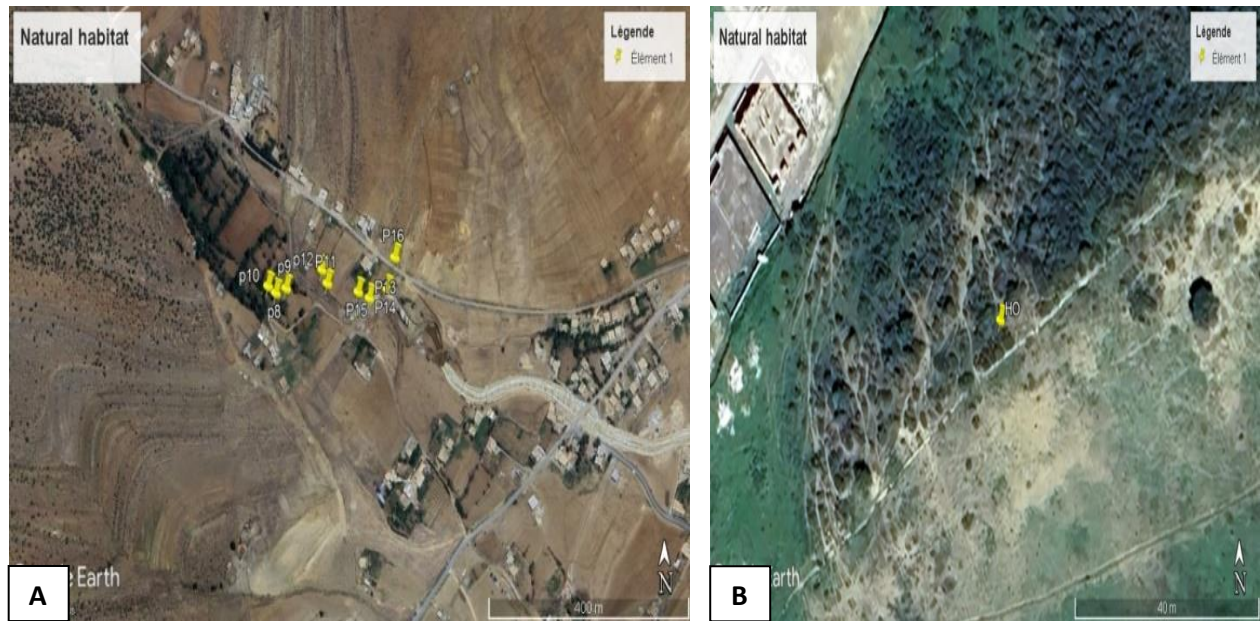


Figure12. Milieux naturels prospectés dans les localités; **A.Fringuel** (steppique); **B.Bouhmama** (forestier).

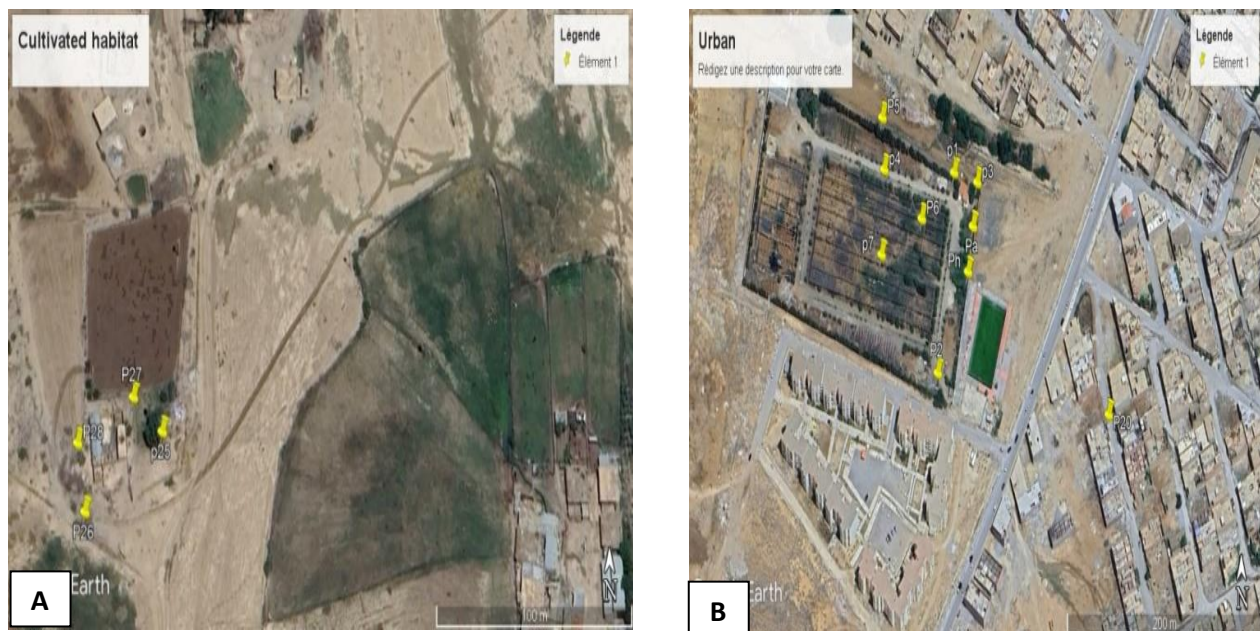


Figure13. Milieux prospectés dans les localités ; **A. El Hamma** (cultivé); **B .ville de Khenchela** (urbain).

2.1.2.2.2. Echantillonnage

L'échantillonnage a été effectué dans des milieux différents, au printemps et au début de l'été, et dans certains cas en automne et en hiver durant les années 2017, 2018, 2019 et 2020. L'échantillonnage est de type aléatoire basé sur l'aspect présence-absence à raison d'une sortie par semaine. Lors de chaque sortie et sur chaque site, le temps réservé à la prospection est allant d'une à deux heures, et les recherches sont effectuées surtout pendant les moments les plus ensoleillés de la journée. Des observations minutieuses et systématiques de l'ensemble des plantes sont réalisées afin de collecter le maximum de colonies aphidiennes saines et momifiées. Pour la strate herbacée, l'observation est généralisée sur la plante entière (feuilles, tiges, inflorescences et même les racines). Quant aux arbres et arbustes : l'examen est effectué sur les bourgeons terminaux, les jeunes pousses, les branches, sont les organes les plus touchés par les aphides. A chaque sortie, les plantes ou les organes colonisés par les pucerons sont prélevés et placés séparément dans des boîtes ou des sachets en plastique préalablement étiquetés avec la date et lieu de prélèvement, et aussi la plante hôte.

2.1.2.2.3. Triage et conservation

Au laboratoire, les échantillons ont été soigneusement triés. Les aphides sains sont conservés dans l'éthanol à 75 % pour les identifier plus tard. Alors que, les momies maintenues sur le support végétal sont placées dans des boîtes de Pétri suffisamment aérées afin de favoriser l'émergence des adultes des parasitoïdes. Les échantillons ont été examinés quotidiennement pour récupérer les parasitoïdes et les conservés dans l'éthanol à 75%. Les momies qui ne présentent aucune trace d'émergence des parasitoïdes, se sont conservées pour une période supplémentaires de 2 à 3 semaines (**Kavallieratos *et al.*, 2001; Starý *et al.*, 2004; Güz & Kilincer, 2005**). Les plantes hôtes sont identifiées et serrées en herbiers. Elles jouent un rôle important pour l'identification des pucerons.

2.1.2.2.4. Montage des pucerons et des Hyménoptères

Le montage et l'identification des pucerons sont réalisés au Laboratoire de Mr **Favret** de la systématique et de la diversité des insectes, institut de recherche en biologie végétale-Centre sur la biodiversité d'université de Montréal, Canada.

2.1.2.2.4.1. Pucerons

Le montage des pucerons est effectué suivant la méthode de **Favret (2023)**. Pour les pucerons conservés dans l'éthanol, il est pratiqué d'abord une incision au niveau de l'abdomen avec une minutie. Ajouter le tampon suivant (STE+ SDS+ de protéinase K) aux spécimens. Passer ces spécimens au chauffage à 56 °C, pendant au moins un jour ou jusqu'à ce que leur corps soit clair. Ensuite, transférer le spécimen dans des séries de bains : l'éthanol pour quelques minutes, l'acide acétique glaciale, mélange d'acide acétique et de terpinéol, et enfin le terpinéol. Le montage est effectué dans une goutte de Baume de Canada, placée entre lame et lamelle. Mettre les lames dans un four à 50 °C pendant au moins une semaine et les étiqueter.

2.1.2.2.4.2. Hyménoptères

Dans le cas des Hyménoptères, Starý & Ghosh (1983) cités par **Abdessemed (1998)** ont précisé qu'il est possible de monter l'individu entier ou seulement certaines parties de son corps entre lame et lamelle. Pour la dissection de l'adulte, il faut fixer son corps au niveau du thorax à l'aide d'une épingle entomologique. Il est procédé ensuite à la séparation de la tête, des ailes, du premier tergite abdominal et du propodeum. Ces parties sont ensuite montées entre lame et lamelle à l'aide d'une goutte d'Eukitt.

2.1.2.2.5. Identification

L'identification morphologique des pucerons s'appuie sur divers caractères morphologiques, tels que, le nombre d'articles antennaires, le développement des tubercules antennaires, la présence et l'absence des spicules de tête, les yeux, la longueur du corps, les tubercules marginaux et dorsaux, la structure et la sclérotisation abdominale avec la présence ou l'absence des sensorias et leur disposition, la striation abdominale, la cauda et les cornicules, les pattes, le rostre et la présence ou non des glandes cireuses (**Figure 14**). Les observations de l'identification sont effectuées sous un microscope de « ZEISS » de systèmes de microscopie optique, électronique, à rayons X et ionique, et avec l'aide des clés d'identification de **Holman (1981)**; **NietoNafria et al. (2005)** & **Favret (2023)**.

La confirmation des espèces aphidiennes identifiées est faite par le professeur **Colin Favret** de l'université Montréal-Canada.

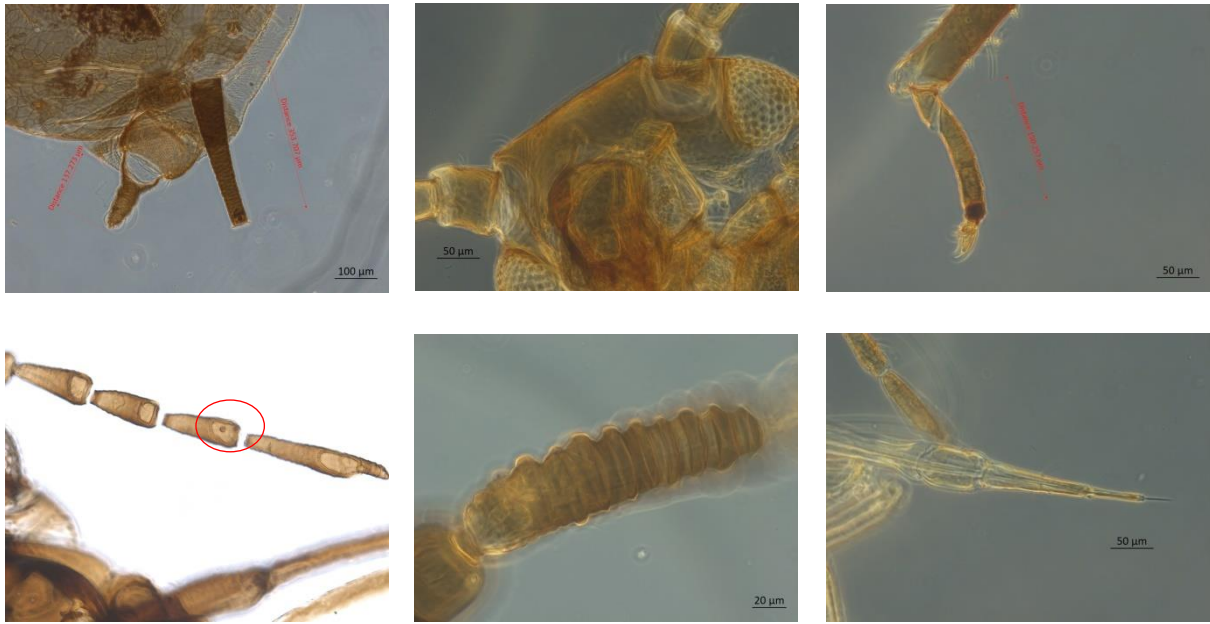


Figure14. Quelques caractères microscopiques d'identification des pucerons. **A.** Cornicules et cauda d'*Aphis amaranthi*, **B.** Tubercules antennaires absent d'*A. brotericola*, **C.** Tarse d'*A. solanella*, **D.** Rhinarias ou Sensorias primaires d'*Aploneura lentisci*, **E.** Sensorias secondaires annulaires de *Pemphigus immunitis*, **F.** Rostre long de *Thelaxes suberi* (**Photos originales**).

Pour les Hyménoptères parasitoïdes, l'identification nécessite également l'observation de certains caractères morphologiques comme la couleur de l'individu, la nervation des ailes, la forme du stigma, du premier tergite abdominal (pétiole), du propodeum, la forme et le nombre d'articles antennaires. Parfois, l'identification de ces parasitoïdes nécessite l'observation et le comptage microscopique des placodes sur le flagellum et des poils, la forme des flagellomères et la forme de l'ovipositeur. En outre, La couleur et la forme de la momie peuvent donner également des renseignements sur le genre et même l'espèce du parasitoïde (**Figure15**).

L'identification des espèces est faite au laboratoire des sciences agronomiques de l'université de Biskra, et leur confirmation est réalisée par Dr: **Tahar-Chaouche Souad**; maître de recherche (A) au Centre de recherche scientifique et technique sur les régions arides (**CRSTRA**) **Biskra** -Algérie.

Parmi les clés utilisées pour l'identification des parasitoïdes, il y a lieu de citer celles de **Starý & Schlinger (1967)**; **Takada (1968)**; **Starý (1976)**; **Starý (1979)**; **Chou (1981)**; **Kavallieratos et al. (2001)**; **Tamonović et al. (2003)**; **Rakhshani et al.(2005)**; **Talebi et al.(2009)**; **Barahoei et al. (2012)**; **Nazari et al. (2012)**; **Rakhshani et al. (2012)**.

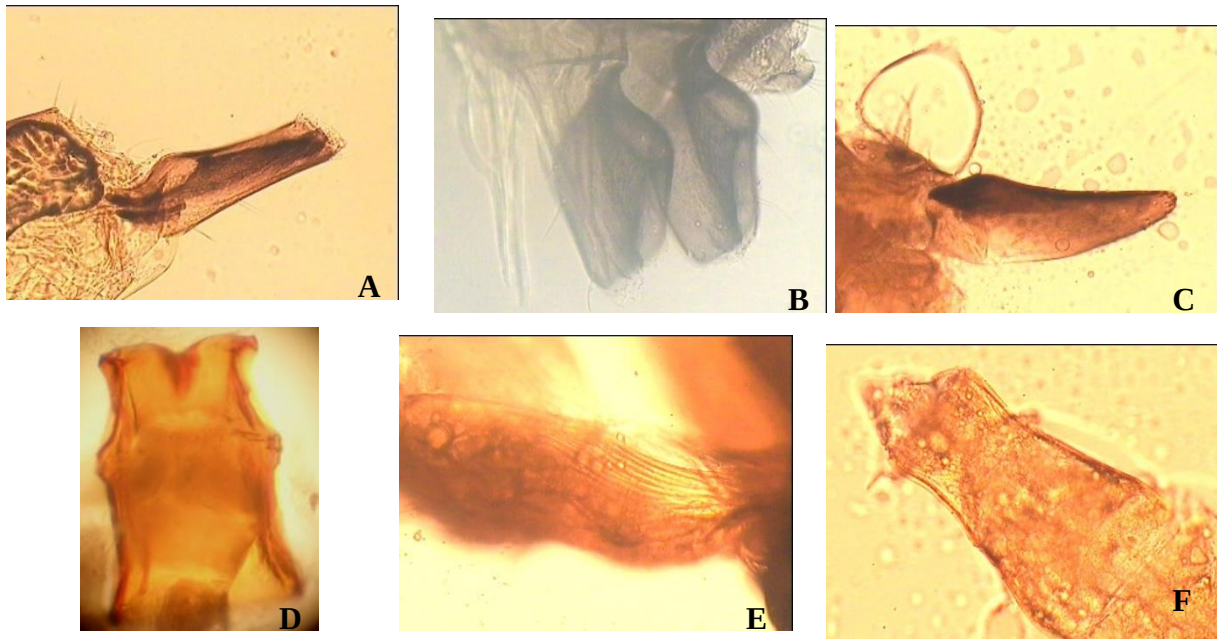


Figure15. Quelques caractères microscopiques d'identification des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons. **Ovipositeur**, A. *Aphidius funebris*, B. *A. ervi*, C. *Praon yomenae*, **Pétiole**, D. *P. volucre*, E. *A. matricariae*, F. *Lysiphlebus fabarum* (photos originales, Aggoun, 2015).

2.1.2.2.6. Quantification de paramètres démo-écologiques et associations trophiques

Une analyse statistique des nombres des associations trophiques au moyen d'ACP est accomplie pour classer les différentes catégories des espèces de parasitoïdes recensées dans la région d'étude. Cette analyse est achevée en utilisant le logiciel XLSTAT.16

Les momies collectées sont exploitées pour calculer le taux d'émergence et la sex-ratio de *L. fabarum* émergé.

* **Le taux d'émergence (%)** = le nombre d'adultes émergés *100 / le nombre de momies comptées (He *et al.*, 2004).

* **Le taux parasitisme (%)** = le nombre d'espèce émergé (primaires ou hyper-parasitoïdes) *100 / le nombre total de momies comptées (He *et al.*, 2004).

***La sex-ratio de chaque espèce parasitoïde** = le nombre de mâles / le nombre de femelles.

2.1.3. Résultats

2.1.3.1. Relations tritrophiques de *L. fabarum* et les autres parasitoïdes trouvés

Dans cette étude, les résultats obtenus ont permis de repérer que l'espèce parasitoïde primaire « *L. fabarum* » a pu établir 17 relations tri-trophiques avec 11 espèces d'aphides et 12 espèces végétales différentes appartenant aux 7 familles botaniques: Apiaceae, Asteraceae, Chenopodiaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Punicaceae. Par ailleurs, ces espèces aphidiennes appartiennent aux 4 genres, *Acyrtosiphon*, *Aphis*, *Brevicoryne* et *Uroleucon*. Parmi les 11 espèces de pucerons identifiées, 7 espèces du genre *Aphis* sont ciblées par les attaques de ce parasitoïde particulièrement sur les plantes spontanées (**Tableau 1**).

Tableau1. Relations tri-trophiques de *L.fabarum* notées dans la région d'étude.

Pucerons	Plantes hôtes	Familles Botaniques
<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	<i>Medicago sativa</i> L., 1753	Fabaceae
<i>Aphis amaranthi</i> (Holman, 1974)	<i>Amaranthus hybridus</i> L., 1753	Chenopodiaceae
<i>Aphis brotericola</i> (Mier Durante, 1978)	<i>Euphorbia helioscopia</i> L., 1753	Euphorbiaceae
<i>Aphis craccivora</i> (Koch, 1854)	<i>Vicia sativa</i> L.1753	Fabaceae
<i>Aphis gossypii</i> (Glover, 1877)	<i>Eryngium triquetrum</i> Vahl, 1791	Apiaceae
	<i>Picris aculeata</i> Vahl, 1973	Asteraceae
	<i>Eryngium dichotomum</i> L., 1753	Apiaceae
	<i>Marrubium vulgare</i> L., 1753	Lamiaceae
	<i>Punica granatum</i> L., 1753	Punicaceae
<i>Aphis idaei</i> (Van der Goot, 1912)	<i>Eryngium triquetrum</i> Vahl, 1791	Apiaceae
	<i>Marrubium vulgare</i> L., 1753	Lamiaceae
	<i>Picris aculeata</i> Vahl, 1973	Asteraceae
<i>Aphis sp</i>	<i>Picris echoides</i> (L.) Holub, 1973	Asteraceae
<i>Aphis terricola</i> (Rondani, 1847)	<i>Picris echoides</i> (L.) Holub, 1973	Asteraceae
<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Euphorbia helioscopia</i> L., 1753	Euphorbiaceae
<i>Uroleucon compositae</i> (Theobald, 1915)	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill, 1769	Asteraceae
<i>Uroleucon inulae</i> (Ferrari, 1872)	<i>Inula viscosa</i> L., 1973	Asteraceae

Concernant les autres aphidiines prélevés, une richesse qualitative de 20 espèces a été inventoriées, dont 19 espèces appartiennent à la sous-famille des Aphidiinae et une seule espèce inclut au genre *Aphelinus* de la famille des Aphelininae. Les espèces trouvées sont réparties en 9 genres, le genre *Aphidius* étant le plus représenté avec 8 espèces, suivi par le genre *Lysiphlebus* avec 4 espèces (**Tableau 2**). En revanche, les autres genres comprennent entre une à deux espèces. Les genres *Binodoxys*, *Lipolexis*, *Trioxys* et les espèces d'*Aphidius transcaspicus* et de *Binodoxys angelicae* sont signalées pour la première fois dans la région

d'étude. L'identification de 8 espèces (38 %) est arrêtée au niveau des genres sous l'effet de la confusion surtout pour les espèces des genres *Aphidius* et *Lysiphlebus*.

Tableau2. Liste des espèces des hyménoptères parasitoïdes primaires rencontrées dans la région d'étude entre 2017 et 2020.

Familles	Sous-familles	Genres	Espèces
Aphidiidae	Aphidiinae	Aphidius Nees, 1819	<i>A. ervi</i> Haliday, 1834
			<i>A. colemani</i> Viereck, 1912
			<i>A. funebris</i> Mackauer, 1961
			<i>A. matricariae</i> Haliday, 1834
			<i>A. transcaspicus</i> Telenga, 1958*
			<i>Aphidius</i> sp1
			<i>Aphidius</i> sp2
			<i>Aphidius</i> sp3
		Binodoxys Mackauer, 1960	<i>B. angelicae</i> Haliday, 1833*
			<i>Binodoxys</i> sp
		Diaeretiella Stary, 1960	<i>D. rapae</i> M'intosh, 1855
		Lipolexis Förster, 1862	<i>Lipolexis</i> sp
		Lysiphlebus Forster, 1862	<i>L. confuses</i> Haliday, 1834
			<i>L. fabarum</i> Marshall, 1896
			<i>L. testaceipes</i> Cresson, 1880
			<i>Lysiphlebus</i> sp.
		Praon Haliday, 1833	<i>P. volucre</i> Haliday, 1833
			<i>P. yomenae</i> Takada, 1968
		Trioxy Haliday, 1833	<i>Trioxy</i> sp
		Paesia Quilis, 1931	<i>P. silana</i> Tremblay, 1969
Aphelinidae	Aphelininae	Aphelinus Dalman, 1820	<i>Aphelinus</i> sp

(*) : Signaler pour la première fois dans la région d'étude

Les résultats de la diversité des pucerons hôtes révèlent la présence de 31 espèces de pucerons inféodés aux 32 espèces végétales appartiennent aux 16 familles botaniques : Amaranthaceae, Apiaceae, Asteraceae, Chenopodiaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Geraniaceae, Lamiaceae, malvaceae, Papaveraceae, Pinaceae, Poaceae, Polygonaceae, Punicaceae, Rosaceae, Solanaceae (**Annexes 1**).

En effet, la famille des Asteraceae comprend 12 espèces de plantes hôtes hébergeant 16 espèces aphidiennes réparties sur 8 genres qui sont : *Acyrtosiphon*, *Aphis*, *Aulacorthum*, *Brachycaudus*, *Capitophorus*, *Hyperomyzus*, *Rhopalosiphum* et *Uroleucon*. L'ensemble des aphides recensés sont associées aux différentes plantes : cultivées, spontanées, arbres fruitiers et forestiers. Parmi lesquelles 14 espèces appartiennent au genre *Aphis* et 4 espèces du genre *Uroleucon*. Les autres genres sont représentés par une à deux espèces. 4 espèces de pucerons sont inféodées aux arbres fruitiers et ornementaux. La diversité aphidienne sur arbres forestiers est la moins riche en espèces. Elle comprend uniquement une espèce de la famille Lachninae.

D'après la Figure 16, 74 associations tri-trophiques sont établies par les 21 espèces de parasitoïdes primaires collectées dans la région de Khenchela. Le plus grand nombre d'associations a été enregistré pour *Lysiphlebus fabarum* (17), suivi par *L. testaceipes* (15), *Praon volucre* (7) et *Aphidius funebris* (6).

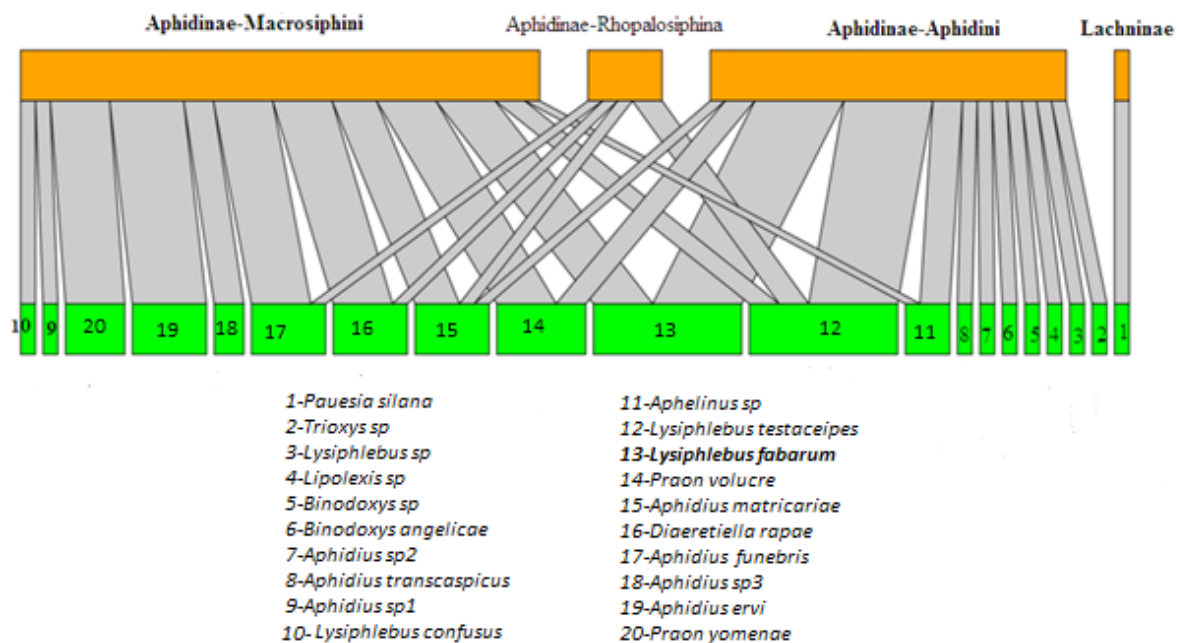


Figure16. Visualisation de réseaux trophiques entre les pucerons et les parasitoïdes primaires (Aphidiinae).

Une analyse statistique au moyen d'ACP (**Figure 17**), et l'arbre hiérarchique (**Figure 18**), qui exprime la variation des populations de parasitoïdes primaires sous l'impact des espèces de pucerons hôtes, ont permis de classer les parasitoïdes recensés en 4 groupes;

- les espèces généralistes représenté par *L. fabarum* et *L.testaceipes*,
- les espèces oligophages représenté par *Praon volucre*, *Aphidius funebris*....
- les espèces strictement spécialistes comme exemple l'espèce *pauesia silana*
- les espèces spécialistes qui ont une gamme d'hôtes plus restreinte.

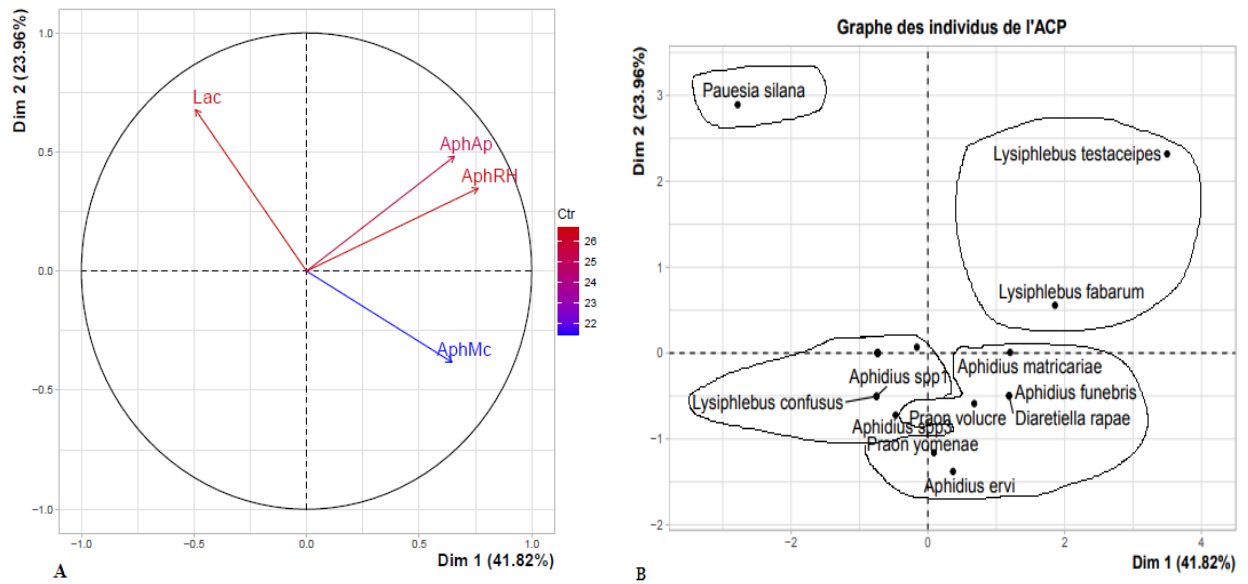


Figure17. Analyse en composantes principales. **A:** Projection des pucerons hôtes, **B:** Projection des parasitoïdes sur le plan factoriel à Khenchela.

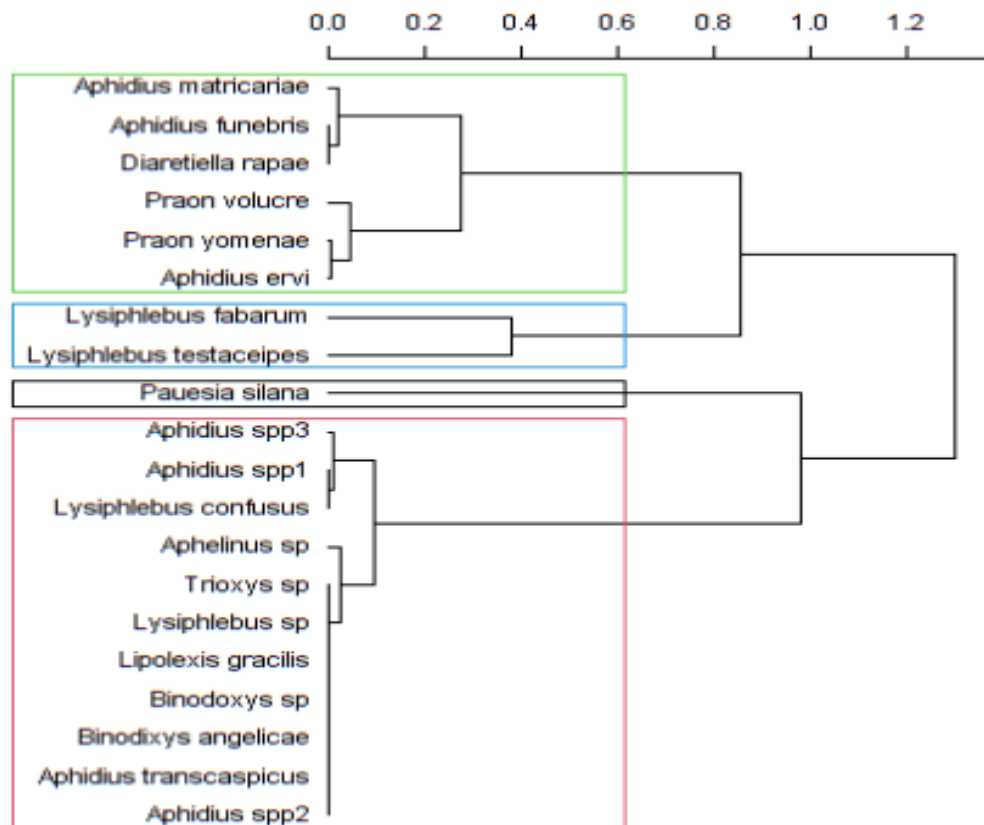


Figure18. Arbre hiérarchique et classification des parasitoïdes primaires dans la région de Khenchela

2.1.3.2. Taux de parasitisme de *L. fabarum* et des autres parasitoïdes trouvés

Un total de **3114** momies collectées et conservées dans des boîtes de Petri, **2931** momies ont été émergées, soit un taux d'émergence de **94,12 %**. Le taux d'émergence varie en fonction des deux partenaires, le puceron et le parasitoïde. Par ailleurs, 11 espèces de pucerons se sont révélées être des hôtes pour *L. fabarum* et également pour d'autres parasitoïdes primaires et même des hyper-parasitoïdes. Ces derniers pourraient réduire le taux d'émergence de *L. fabarum* dans certains cas. *L. fabarum* et *L. testaceipes* présentent les taux d'émergence les plus élevés lorsqu'ils sont installés sur des pucerons du genre *Aphis* notamment *A. amaranthi*, *A. brotericola*, *A. craccivora*, *A. gossypii* (**Tableau3**).

Tableau3. Taux de parasitisme et d'émergence de *L. fabarum* et ses associations, avec quelques parasitoïdes primaires ou hyper-parasitoïdes prélevés.

Pucerons	Nombre Momies		Taux d'émergence (%)	Parasitoïdes	Nombre (individus)	Taux parasitisme (%)
	Total	émergées				
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	22	15	68,18	<i>Lysiphlebus fabarum</i>	10	45,45
				<i>Aphidius ervi</i>	1	4,54
				<i>Aphidius sp3</i>	2	9,09
				<i>Diaeretiella rapae</i>	1	4,54
				Hyper-parasitoïdes	1	4,54
<i>Aphis amaranthi</i>	48	44	91,66	<i>L. fabarum</i>	44	91,66
<i>A. brotericola</i>	211	206	97,63	<i>L. fabarum</i>	200	94,78
				<i>L. confusus</i>	6	2,84
<i>A. craccivora</i>	290	188	64,82	<i>L. fabarum</i>	182	62,75
				<i>L. testaceipes</i>	4	1,37
				<i>Praon volucre</i>	2	0,68
<i>A. gossypii</i>	2450	2442	99,67	<i>Aphelinus sp</i>	4	0,16
				<i>A. colemani</i>	2	0,1
				<i>Binodixys angelicae</i>	9	0,36
				<i>Lipolexis sp</i>	1	0,04
				<i>L.fabarum</i>	94	3,83
				<i>L. testaceipes</i>	2307	94,16
				<i>Trioxys sp</i>	2	0,1
				Hyper-parasitoïdes	23	0,93
<i>A. idaei</i>	43	5	11,62	<i>L. fabarum</i>	5	11,62
<i>Aphis sp</i>	12	2	16,66	<i>L.fabarum</i>	2	16,66
<i>A. terricola</i>	11	8	72,72	<i>L. fabarum</i>	8	72,72
<i>Brevicoryne brassicae</i>	8	2	25	<i>L. fabarum</i>	2	25
<i>Uroleucon compositae</i>	16	8	50	<i>A. funebris</i>	1	6,25
				<i>L. fabarum</i>	1	6,25
				Hyper-parasitoïdes	6	37,5
<i>U. inulae</i>	13	11	84,61	<i>A. matricariae</i>	8	61,53
				<i>L. fabarum</i>	1	7,69
				<i>L.testaceipes</i>	2	15,38
Total	3114	2931	94,12		2931	94,12

Les taux de parasitisme les plus élevés ont été obtenus avec les pucerons hôtes, *A. brotericola* et *A. amaranthi* parasités par *L. fabarum* (94,78 % et 91,66 %), et avec le puceron *A. gossypii* parasité par *Lysiphlebus testaceipes* (94,16 %).

Le taux de parasitisme de l'espèce *L. fabarum* est en moyenne de 45,45 % pour le puceron *A. pisum* et de 62,75 % pour *A. craccivora*. Alors que pour le reste des pucerons, ce taux étaient faibles pour *L. fabarum* et également pour les autres parasitoïdes primaires, en particulier dans le cas de puceron *U. compositae* où l'activité des hyper-parasitoïdes était considérable avec un taux d'émergence de (37,5 %).

Parmi les 8 espèces de parasitoïdes qui ont émergé de pucerons *A. gossypii*, le parasitoïde *L. testaceipes* a montré une dominance importante, à la fois en nombre d'individus et au taux d'émergence.

2.1.3.3. Sex-ratio de *L. fabarum* prélevé dans la région de Khenchela et en Algérie

Le **Tableau4** montre la relation entre le puceron hôte et la sex-ratio de *L. fabarum* à Khenchela et en Algérie, ce rapport est défini comme la proportion de mâles dans la descendance.

Dans la région d'étude, la sex-ratio de *L. fabarum* groupe (*L. fabarum* + *L. confusus*) a révélé que la descendance est complètement uniparental femelle. En Algérie, les populations émergées des espèces de pucerons appartenant aux genres *Acyrtosiphon*, *Aphis*, *Brachycaudus*, *Brevicoryne*, *Capitophorus*, *Hyperomyzus* et *Uroleucon* sont uniparentales femelle. Dans le reste des échantillons, il y avait des populations biparentales avec un grand biais en faveur des femelles. Le ratio mâle/femelle était égal dans un seul cas où le puceron était *Brachycaudus helichrysi*.

Trois nouvelles populations thélitotique de *L. fabarum* sont enregistrées pour la première fois dans la région d'étude et en Algérie. Ces associations sont (*L. fabarum* + *Uroleucon inulae*), (*L. fabarum* + *Acyrtosiphon pisum*) et (*L. fabarum* + *Aphis amaranthi*).

Tableau4. Sex-ratio de *L. fabarum* selon les pucerons hôtes à Khenchela et en Algérie.

Pucerons hôtes	Nombre d'échantillons	Nombre de spécimens	Nombre de Mâle	Nombre de Femelle	Sex-ratio
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	1	10	0	10	**
<i>Aphis amaranthi</i>	1	44	0	44	**
<i>Aphis astragali</i>	1	65	1	64	0,01
<i>Aphis brotericola</i>	2	32	0	238	**
<i>Aphis brotericola</i>	1	206 (6 L.c)	0	206	**
<i>Aphis craccivora</i>	11	1445	39	1406	0,03
<i>Aphis craccivora</i>	1	182	0	182	**
<i>Aphis fabae</i>	11	65	10	55	0,18
<i>Aphis gossypii</i>	7	183	8	175	0,05
<i>Aphis gossypii</i>	1	94	0	94	**
<i>Aphis confusa</i>	1	78	0	78	**
<i>Aphis idaei</i>	1	16	0	16	**
<i>Aphis idaei</i>	1	5	0	5	**
<i>Aphis pseudocardui</i>	1	62	0	62	**
<i>Aphis rumicis</i>	1	2	2	0	*
<i>Aphis sambuci</i>	1	3	0	3	**
<i>Aphis terricola</i>	1	146	0	146	**
<i>Aphis terricola</i>	1	8	0	8	**
<i>Aphis umbrella</i>	1	88	0	88	**
<i>Aphis spp2</i>	1	2	0	2	**
<i>Brachycaudus helichrysi</i>	2	2	1	1	1,00
<i>Brachycaudus cardui</i>	2	9	0	9	**
<i>Brevicoryne brassicae</i>	2	201	0	201	**
<i>Brevicoryne brassicae</i>	1	2	0	2	**
<i>Capitophorus elaeagni</i>	1	3	0	3	**
<i>Dysaphis sp</i>	1	1	1	0	*
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	11	0	11	**
<i>Myzus persicae</i>	2	3	1	2	0,50
<i>Uroleucon compositae</i>	2	16	1	16	0,06
<i>Uroleucon compositae</i>	1	1	0	1	**
<i>Uroleucon picridis</i>	1	7	0	7	**
<i>Uroleucon inulae</i>	1	1	0	1	**

Populations uniparentales: **females,* mâles, Les lignes colorées: Sex-ratio des espèces de la région d'étude, L.c : *Lysiphlebus confusus*.

3.1.3.4. Relations tétra-trophiques de *L. fabarum* « Parasitisme secondaire »

Cette étude a mis en évidence la diversité des espèces de parasitoïdes secondaires attaquant le parasitoïde primaire *L.fabarum*. Ils appartiennent respectivement aux genres *Alloxysta* et *Asaphes* de familles Figitidae et Pteromalidae (Tableau5).

Tableau5. Liste des espèces de parasitoïdes secondaires attaquant *L.fabarum* à Khenchela.

Super-Famille	Famille	Hyper-parasitoïdes	Pucerons	Plantes
Cynipoidea	Figitidae	<i>Alloxysta victrix</i> (Westwood, 1833)	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Punica granatum</i>
Chalcidoidea	Pteromalidae	<i>Asaphes sp.</i>		<i>Marrubium vulgare</i>
		<i>Asaphes suspensis</i> (Nees, 1834)	<i>Uroleucon compositae</i>	<i>Sonchus asper</i>

Un total de 17 relations-tétra-trophiques est noté dans la région d'étude (**Tableau6**), les trois espèces hyper-parasitoïdes *Pachyneuron aphidis*, *Coruna clavata* et *Asaphes suspensis* sont les plus répondues dans la région d'étude et qui forment 4 associations pour chacune, suivies par *Syrphophagus aphidivorus* qui compose 2 associations. Les espèces *D. carpenteri*, *S. aphidivorus* et *A. victrix*, se sont montrées plus spécifiques (**Tableau5 et 6**).

Tableau6. Relations Tetra-trophiques « hyper-parasitoïdes- parasitoïdes primaires- pucerons- plantes » des autres espèces parasitoïdes prélevées

Hyper parasitoïdes	Parasitoïdes primaires	Pucerons	Plantes
<i>Alloxysta sp</i>	<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Phalaris Canariensis</i>
	<i>Aphidius ervi</i>	<i>Acyrtosiphon gossypii</i>	<i>Carduus pycnocephalus</i>
<i>Asaphes suspensis</i>	<i>Aphidius funebris</i>	<i>Uroleucon sonchi</i>	<i>Sonchus asper</i>
		<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Phalaris Canariensis</i>
		<i>Uroleucon compositae</i>	<i>Carduus pycnocephalus</i>
		<i>Praon volucre</i>	<i>Geranium robertianum</i>
<i>Coruna clavata</i>	<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Aphis fabae</i>	<i>Silybum marianum</i>
<i>Coruna sp</i>	<i>Aphidius sp3</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Erodium malacoides</i>
<i>Dendrocercus carpenteri</i>	<i>Diaretiella rapae</i>	<i>Rhopalosiphum padi</i>	<i>Phalaris Canariensis</i>
<i>Dendrocercus sp</i>	<i>Praon volucre</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Papaver rhoeas</i>
<i>Pachyneuron aphidis</i>	<i>Aphelinus sp</i>	<i>Aphis fabae</i>	<i>Silybum marianum</i>
	<i>Aphidius funebris</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Sonchus asper</i>
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Carduus pycnocephalus</i>
		<i>L. testaceipes</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
<i>Pteromalidae sp</i>	<i>L. testaceipes</i>	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Punica granatum</i>
<i>Syrphophagus aphidivorus</i>	<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Aphis fabae</i>	<i>Silybum marianum</i>
	<i>Binodixys angelicae</i>	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Malva parviflora</i>

2.1.3.5. Autres types de relations

2.1.3.5.1. Relation *L. fabarum*-fourmis

Les prospections menées dans la région d'étude ont permis de collecter et identifier une seule espèce de fourmi « *Tapinoma nigerriumum* Nylander, 1856, qui vit en association avec les colonies de puceron *Aphis idaei*, parasité par *L. fabarum*.

Quatre autres espèces de pucerons à savoir *Aphis gossypii*, *Rhopalosiphum maidis*, *Cinara maghrebica* et *Aphis sp1* trouvées en associations avec cette espèce de fourmi. Ces aphides ont également été parasités respectivement par *Aphelinus sp*, *Lysiphlebus testaceipes*, *Pauesia silana* et *Praon volucre* (Tableau7).

Tableau7. Les espèces de pucerons et leurs parasitoïdes associés avec *Tapinoma nigerriumum* rencontrées dans la région d'étude.

Parasitoïdes primaires	Pucerons	Plantes hôtes
<i>Aphelinus sp</i>	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Malvaviscus arboreus</i>
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	<i>Aphis idaei</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Glebionis coronaria</i>
	<i>Aphis idaei</i>	<i>Marrubium vulgare</i>
<i>Pauesia silana</i>	<i>Cinara maghrebica</i>	<i>Pinus halepensis</i>
<i>Praon volucre</i>	<i>Aphis sp1</i>	<i>Geranium robertianum</i>

2.1.3.5.2. Relation *L. fabarum*-prédateur

Les aphidiines interagissent également avec plusieurs groupes de prédateurs des pucerons aux différents stades larvaires, adultes et même parasités. En plus, nos observations effectuées dans les colonies de pucerons ont permis de détecter l'activité des hyperparasitoïdes, des fourmis, et de quelques espèces de prédateurs appartenant aux plusieurs ordres, telques : les **Coléoptères** (Coccinellidae et Cantharidae), les **Punaises** (Nabidae et Anthocoridae), les **Névroptères** (Chrysopidae et Hemerobiidae), et les **Dipteres** (Syrphidae et Cecidomyiidae).

2.1.3.6. Distribution spatiotemporelle de *L.fabarum* et des autres parasitoïdes

En Algérie, une synthèse des travaux disponibles a repéré que *L.fabarum* est plus abondant dans les habitats naturels soit 69 % que dans les habitats cultivés (31 %). Dans ce dernier habitat, ce parasitoïde elle montre une forte préférence aux pucerons installés sur les

cultures légumières (46 %), suivis par les arbres fruitiers (27%) et ainsi les agrumes (16 %). Alors que son activité sur les aphides des céréales est faible seulement (3%) (Figure 19).

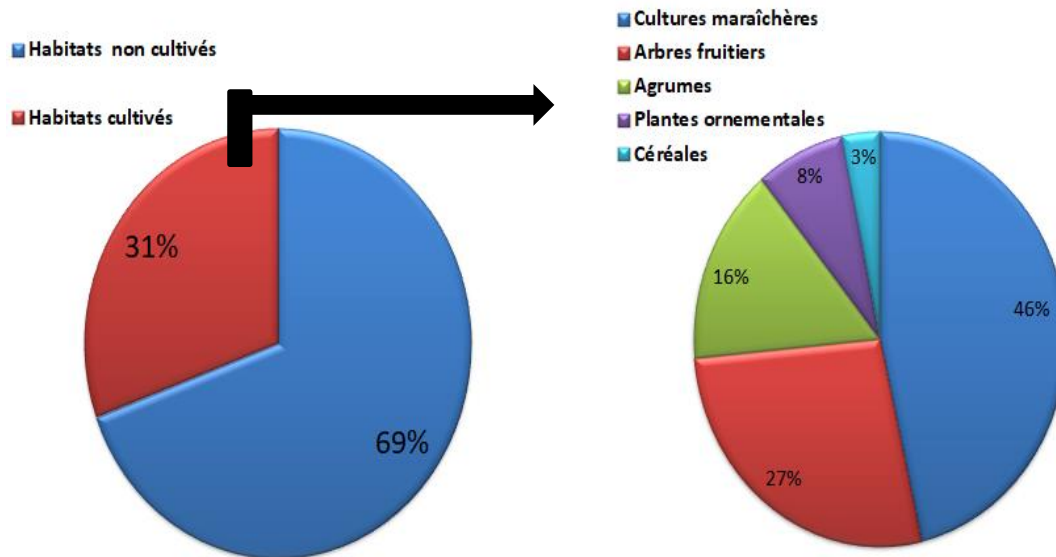


Figure19. Distribution de *L. fabarum* en fonction des habitats en Algérie

En revanche, dans la région de Khenchela, la majorité des échantillons prélevés de *L. fabarum* étaient dans les habitats naturels, pour le reste des parasitoïdes, 10 espèces sur 21 (47,61 %) sont collectées exclusivement dans les habitats naturels. En outre, dans l'habitat urbain, l'activité de 4 espèces a été notée par rapport aux différents milieux cultivés et trois taxa dans le milieu cultivé. *L.testaceipes* est la seule espèce qui a enregistré sa présence dans les trois types d'habitats (Figure20).

En Algérie, selon les études disponibles, la distribution altitudinale de *L. fabarum* est variable entre les étages bioclimatiques. Cette espèce est active au niveau des altitudes extrêmes dans les régions appartenant aux étages humide et saharien, Par contre dans les régions semi-arides, ce parasitoïde est présent dans la tranche altitudinale plus de 453 à 1533m (Figure21).

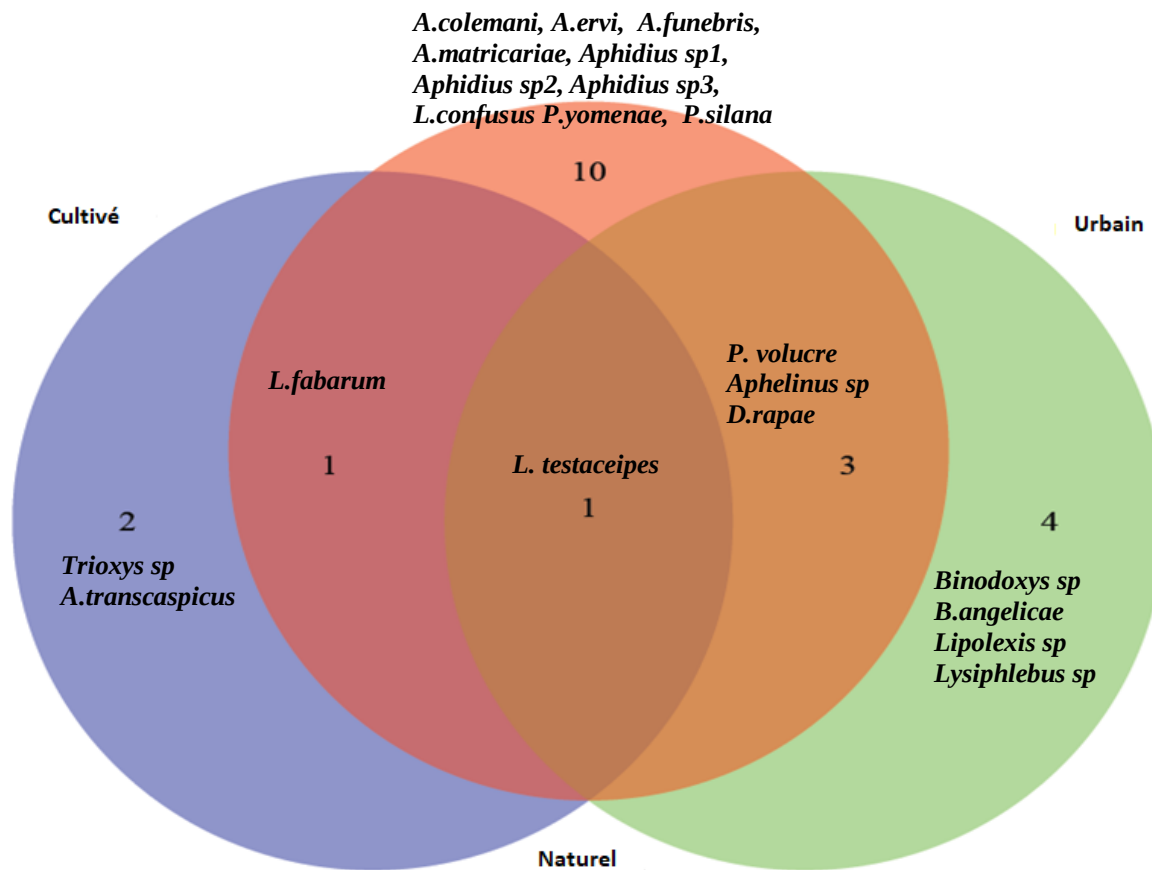


Figure20. Diagramme de Veen représente la distribution de *L.fabarum* en fonction des habitats dans la région d'étude

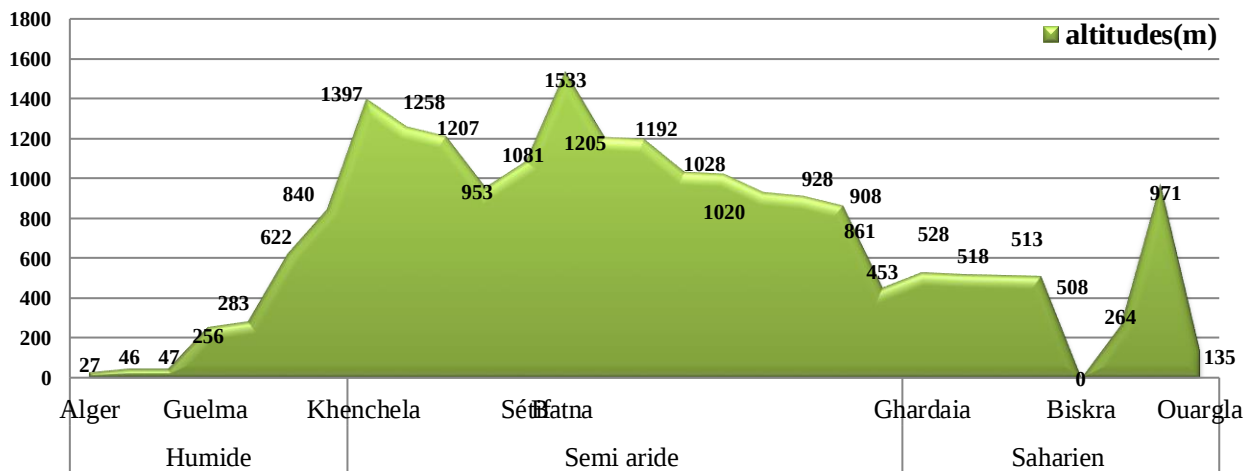


Figure21. Distribution de *L.fabarum* dans quelques régions algériennes en fonction des altitudes et étages bioclimatiques

Les prospections effectuées dans la région de Khenchela ont permis de collecter *L. fabarum* aux altitudes élevées qui varient entre 852 et 1243 m. Le plus grand nombre d'individus de cette espèce est prélevé entre 1183 et 1243 m.

Le plus grand nombre d'associations, de 3 et 5, recensé aux altitudes 1194 et 1201 m (**Tableau8**). Donc, cette étude confirme les données précédentes que *L. fabarum* est une espèce des altitudes élevées qui dépassant les 800 m.

Tableau 8. Nombre des individus et des associations trophiques de *L.fabarum* en fonction des altitudes dans la region de Khenchela

Altitude (m)	Nombre des individus	Nombre des associations
1194	8	1
1243	200	1
1194	2	1
1201	94	5
1194	5	3
1183	182	1
886	1	1
1092	1	1
852	2	1
887	10	1
1193	44	1

Le suivi temporel des populations de *L. fabarum* et des autres espèces de parasitoïdes a permis de distinguer une activité intense durant la saison printanière, de la majorité des parasitoïdes recensés, avec 16 sur 21 espèces (**Figure 22**). La seule espèce active uniquement en hiver est *Pauesia silana* parasitant le puceron *Cinara maghrebica* qui est un aphide spécifique à l'espèce d'arbre forestière *Pinus halepensis*. Les deux espèces *L. fabarum* et *Lipolexis sp* sont les seules aperçues durant la saison d'automne. La saison d'été se caractérise par la présence de 7 espèces de parasitoïdes (**Figure22**). En effet, Aucune espèce des aphidiides n'est observée durant l'ensemble des quatre saisons.

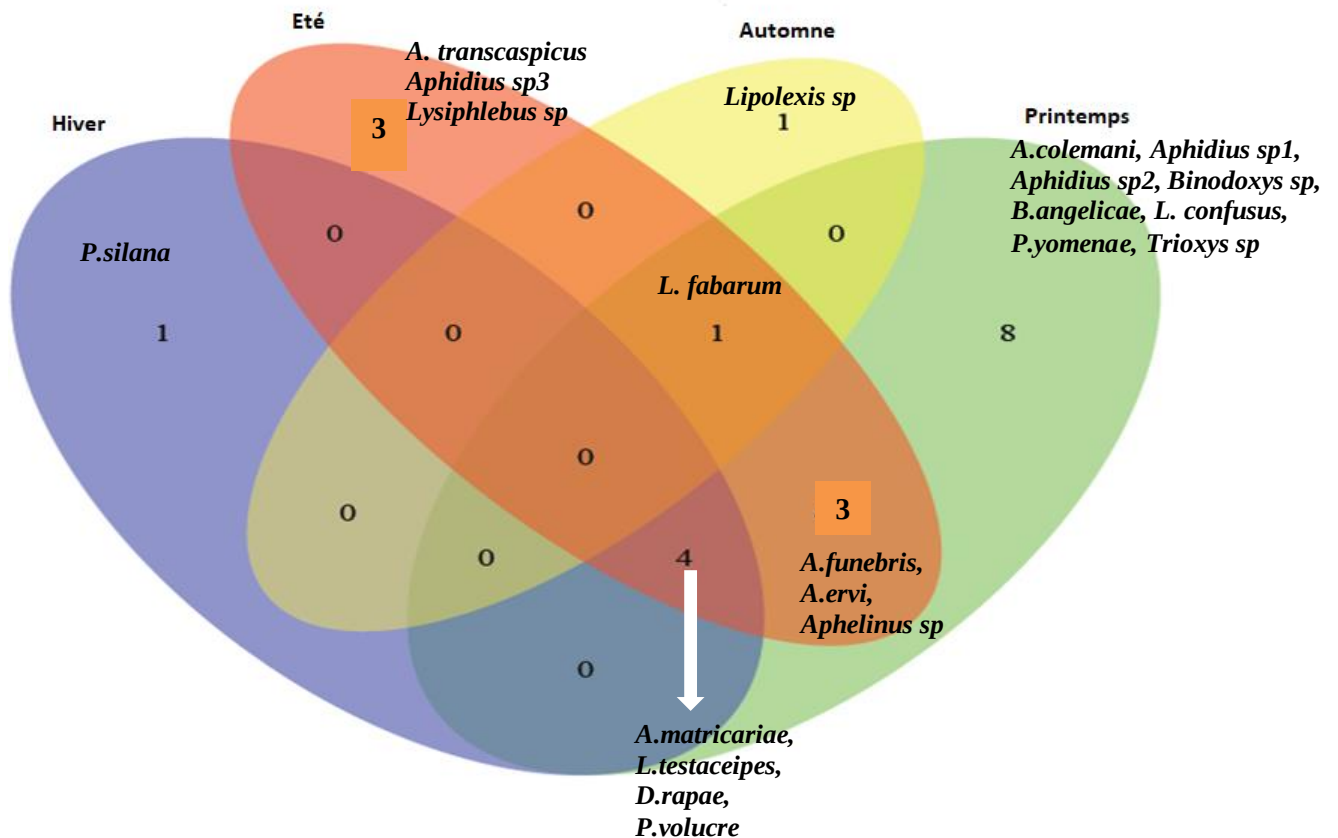


Figure 22. Diagramme de **Veen** représente la distribution temporelle de *L. fabarum* et des autres parasitoïdes prélevés dans la région de Khenchela

2.1.4. Discussion

Les parasitoïdes primaires de pucerons sont principalement des Aphidiinae et des Aphelinidae (**Pujade-Villar *et al.*, 2012**). A travers le monde la sous famille d'Aphidiinae compte environ 615 espèces regroupé en 50 genres (**Yu *et al.*, 2012; Lopes *et al.*, 2016**), dont seulement 35 espèces appartenant à 8 genres ont été décrites en Algérie (**Laamari *et al.*, 2012; Benhamacha *al.*, 2017; Ghelamellah *et al.*, 2018**). L'ensemble des ces hyménoptères parasitoïdes sont des endoparasitoïdes, solitaires et koinobiontes (**Stary, 1970**). Ils sont largement utilisés dans certains pays pour contrôler les populations des pucerons dans les divers agro-écosystèmes (**Mackauer & Stary, 1967; Stary, 1970; Farhad *et al.*, 2011**).

Les résultats de cette étude montrent que les associations tri-trophiques de *L. fabarum* recensées dans la région de Khenchela sont complémentaires aux travaux menés par Aggoun

en 2011 et 2015. Ces travaux ont également noté que ce parasitoïde a réalisé 14 associations avec 12 pucerons et 8 plantes hôtes.

En Algérie, les études de **Tahar Chaouche & Laamari (2015)** ; **Tahar Chaouche (2018)**; **Hemidi & Laamari (2020)** ont trouvé que l'activité de cette espèce est occasionnelle dans la région de Biskra, par contre **Chehma (2013)** a signalé qu'elle est plus importante dans la région de Ghardaïa. Une étude récente de synthèse des travaux réalisée par **Aggoun et al. (2024)**, sur ce parasitoïde en Algérie, a indiqué qu'il a une large gamme d'hôtes qui compte 40 espèces de pucerons. Ces dernières sont installées sur 50 plantes hôtes et il a pu établir un total de 91 associations tri-trophiques dans 28 localités appartenant à 8 wilayas.

Dans plusieurs pays du monde, *L.fabarum* a fait l'objet de nombreuses études, par exemple en Serbie, d'après **Ilić Milošević et al. (2014)** ont noté que ce parasitoïde est établi 186 associations tri-trophiques avec 64 espèces de pucerons sur 148 espèces végétales. Ils ont identifié 18 genres de pucerons, dont le genre *Aphis* est représenté par 38 espèces. Les interactions les plus fréquentes entre ce parasitoïde et ses hôtes étaient celles d'*Aphis fabae*, d'*A. craccivora* et d'*A. ruborum* (**Ilić Milošević et al., 2014**). D'autre part, en Iran, il est connu comme étant l'espèce de parasitoïde la plus abondante et dominante d'*A. craccivora*. Il a été signalé sur 47 espèces de pucerons hôtes appartenant à 12 genres sur plus de 99 espèces de plantes (**Rakhshani et al., 2013**).

Dans notre région d'étude, ces résultats obtenus sont importants en termes de gamme d'hôte et/ou nombre d'associations établies par une seule espèce de parasitoïde. *L. fabarum*, comme potentiel biologique, ce parasitoïde peut être utilisé en lutte biologique contre au moins *Aphis fabae* et *Myzus persicae* (**Albittar et al., 2016**), car il est le plus abondant sur *A. fabae* dans les agro-écosystèmes, il réduit considérablement leur abondance et pourrait donc être utile pour la lutte biologique (**Völkl, 1992**).

Concernant la diversité des parasitoïdes trouvés en association avec *L. fabarum* ou non, les espèces du genre *Aphidius* sont les plus abondantes, occupant la première place avec 8 espèces. Ce genre est le plus diversifié avec 70 espèces décrites à travers le monde (**Tomanović et al., 2003**; **Kavallieratos et al., 2006**; **Rakhshani et al., 2008**; **Garantonakis et al., 2009**). Il est représenté par *A. ervi*, *A. colemani*, *A. funebris*, *A. matricariae*, *A. transcaspicus*, *Aphidius sp1*, *Aphidius sp2*, *Aphidius sp3*.

La deuxième place est occupée par le genre *Lysiphlebus* avec 3 autres espèces à savoir: *L. confuses*, *L. testaceipes*, *Lysiphlebus* sp.

Les genres *Aphidius* et *Lysiphlebus* sont peu exigeants d'un point de vue climatique, ce qui explique leur large répartition dans le monde (Starý *et al.*, 1975). Les genres *Binodoxys* et *Praon* sont représentés chacun par deux espèces, alors que les genres restants à savoir *Aphelinus*, *Diaeretiella*, *Lipolexis*, *Pauesia* et *Trioxys* sont classés en dernière position chacun représenté par une seule espèce. Les espèces appartenant aux genres *Trioxys* et *Binodoxys*, telles que : *Trioxys* sp, *Binodoxys* sp et *B. angelicae* sont des parasitoïdes spécifiques des pucerons appartenant au genre *Aphis* (Starý *et al.*, 1971).

Selon Takada (1968); Starý (1976); Pike & Starý (1996), parasitoïdes primaires des pucerons peuvent être divisées en 2 groupes. Ceux qui sont spécifiques aux pucerons inféodés aux milieux naturels, notamment les essences forestières, le cas des parasitoïdes du genre *Pauesia*. Un second groupe comprend les parasitoïdes généralistes, qui peuvent vivre pour un certain temps sur les pucerons des milieux naturels mais en présence des cultures, ils se déplacent vers l'agro-système pour participer au contrôle de la faune aphidienne. C'est le cas des espèces de parasitoïdes appartenant aux genres *Aphidius*, *Diaeretiella*, *Lysiphlebus* et *Praon*.

Les espèces les plus généralistes qui ont une large gamme d'hôtes, ont enregistré les nombres d'associations les plus élevés, le cas surtout de *L. testaceipes* avec 15 associations suivi par *Praon volucre* avec 7 et *Aphidius funebris* avec 6. En outre *Lysiphlebus testaceipes* est un parasitoïde généraliste d'origine néotropicale (Carver, 1984; Tomanović *et al.*, 2018). Il a été introduit dans de nombreux pays dans le cadre de la lutte biologique contre plusieurs espèces de pucerons. Il peut s'installer sur plus de 100 espèces de pucerons (Pike *et al.*, 2000), dont ceux appartenant aux genres *Aphis*, *Brachycaudus*, *Rhopalosiphum*, *Toxoptera*, *Myzus* (Starý *et al.*, 1988; Carver & Franzmann, 2001). En Algérie, Laamari & Starý (2013), ont mentionné que ce parasitoïde occupe la deuxième position après *Aphidius matricariae*. Il a pu développer 74 associations tri-trophiques.

D'autres parasitoïdes ont une gamme d'hôtes plus restreinte, c'est le cas d'*Aphelinus*. L'espèce *Binodoxys angelicae* a été collectée dans la zone d'étude à partir des momies d'*Aphis gossypii*. Dans la plaine de la Mitidja (au nord algérien), ce parasitoïde a été prélevé sur *Toxoptera aurantii* (Aroun, 1985). En Tunisie, il est rapporté sur *Aphis citricola*, *A. nerii*,

M. persicae et *T. aurantii* (Ben Halima-Kamel & Ben Hamouda, 2005). Il est d'origine paléarctique (Stary, 1979). Selon Rakhshani *et al.* (2007), il s'agit d'un parasitoïde abondant et commun qui s'attaque à plusieurs espèces de pucerons.

Dans la présente étude, *Pauesia silana* est la seule espèce de parasitoïde spécifique à une espèce de puceron inféodé à une essence forestière. Il a été signalé dans la même région en 2015 (Aggoun, 2015) et en Tunisie (Ben Halima-Kamel *et al.*, 2022).

Notre la liste des pucerons hôtes identifiés et leurs nombre des relations bi-trophiques sont importants. Des nouvelles données sont enregistrées pour Khenchela et d'autre pour l'Algérie, cependant, la liste reste très pauvre par rapport aux 156 espèces découvertes en Algérie (Laamari *et al.*, 2010 & 2013) et les 4700 espèces identifiées dans le monde (Remaudière & Remaudière, 1997).

Parmi les facteurs déterminant la performance de l'activité des parasitoïdes, la situation géographique, la température, l'humidité relative de l'air, l'espèce hôte, le support végétal, et l'activité des hyper-parasitoïdes (Starý, 1970). Par ailleurs, si le comportement parentale détermine l'environnement dans lequel la progéniture se développera, il choisit sur quel complexe hôte-plante sera s'copuler et/ou pondre. Dans ce sens, ces réponses apprises pourraient être transmises à la génération suivante en tant qu'effets parentaux (Bernardo, 1996), en plus la fiabilité à l'égard du complexe de leur plantes-hôtes pourrait devenir trans-générationnelle et constituer un héritage épigénétique de sa préférence (Rossiter, 1996 ; Maturana & Mpodozis, 2000).

A Khenchela, *L. fabarum* était dominant lorsqu'il parasitait *Aphis amaranthi*, *A. brotericola*, *A. craccivora* et *A. terricola*, avec des taux de parasitisme entre 78 et 62,75 %. Sur *Acyrtosiphon pisum*, son efficacité est moyenne avec 45,45 %. Ces résultats viennent de confirmer ceux trouvés par Aggoun (2011 & 2015).

En revanche, *L. testaceipes*, l'espèce exotique la plus fréquente et l'envahissante, son grand taux de parasitisme 94,16 % est enregistré sur son hôte préféré *Aphis gossypii*. A titre d'exemple, En présence de ces trois espèces de parasitoïdes, *Aphidius matricariae*, *Lysiphlebus fabarum* et *Lysiphlebus testaceipes*, dans la même colonie d'*Uroleucon inulae*, une compétition effectuée entre eux et la faveur est de la part d'*Aphidius matricariae*, avec un taux de parasitisme de 61,53 %. Effectivement, l'absence des espèces du genre *Praon* les plus

spécialisées aux pucerons du genre *Uroleucon* a donné l'opportunité à l'action d'*Aphidius matricariae*.

Chez les Aphidiides, la reproduction parthénogénétique est de trois types ; la parthénogenèse **arrhénotoque** est caractérisée par le fait que les œufs peuvent donner naissance à la fois à des mâles et à des femelles. Ce type de multiplication est très fréquent chez les espèces appartenant aux genres des *Aphidiinae* (**Starý, 1970**). Le même auteur ajoute que les deux parthénogenèses deutérotoque et thélytoque sont trouvées chez *L. fabarum*, pour la première, les œufs pondus ne donnent que des mâles alors que, pour la deuxième les œufs ne produisent que des femelles et les mâles sont inconnus (**Starý, 1970**).

Le sexe de l'œuf est sous le contrôle comportemental direct des femelles (**Godfray, 1994; Jarosík et al., 2003**). Les femelles accouplées sont capables de réguler la sex-ratio de leur progéniture en fonction de l'espèce et de la taille de l'hôte qu'elles attaquent et des conditions climatiques (**King, 1987; Godfray, 1994; Jarosík et al., 2003**).

A Khenchela, *L. fabarum* à une reproduction uniquement thélytoque, et les populations obtenues sont composées des femelles, ces résultats confirment les travaux menés par **Aggoun (2011 & 2015)**. Ce même type de population est trouvé à Ghardaïa par **Chehma (2013)** et à Biskra par **Tahar Chaouche (2018)**. Ce mode de reproduction prédominant chez *L. fabarum* et les femelles sont produites à partir d'œufs diploïdes non fécondés (**Starý et al., 1988; Belshaw et al., 1999**). La thélytoquie chez *L. fabarum* se détermine génétiquement et se produit par automixie de fusion centrale (**Belshaw & Quicke, 1997; Sandrock et al., 2011**), de sorte que les lignées thélytoques sont fortement homozygotes et génétiquement homogènes (**Parreno et al., 2016**). Probablement, en raison de la présence fréquente de la mode de reproduction thélytoquie de *L. fabarum* groupe devient l'un des clades de parasitoïdes de pucerons les plus difficiles à déterminer sur le plan taxonomique (**Parreno et al., 2016**).

L'efficacité des parasitoïdes primaires est limitée par l'intervention des hyperparasitoïdes (**Darsouei et al., 2011**). Ces derniers sont des parasitoïdes solitaires, regroupés en deux catégories: les endoparasites représentés par la famille des Cynipidae et les ectoparasites représentés par les familles des Pteromalidae et Megaspilidae (**Sullivan, 1987**). Selon le même auteur, le mode de parasitisme de ces deux groupes est le suivant :

Les endo-hyper-parasitoïdes, la femelle parasite le puceron encore vivant et dépose son œuf à l'intérieur de la larve du parasitoïde primaire, ensuite la larve d'hyper-parasitoïde des espèces des genres *Alloxysta*, *Phaenonglyphis*, *Lytoxysta* et *Tetrastichus*, consomme alors entièrement la prépupe du parasitoïde primaire. Chez les ecto-hyper-parasitoïdes, la femelle attaque le parasitoïde primaire une fois la momie formée. Tout le développement larvaire et pupal se fait alors à l'intérieur de la momie. Ces espèces d'ecto-hyper-parasitoïdes appartiennent aux genres *Asaphes*, *Coruna*, *Dendrocercus* et *Pachyneuron*. Les hyper-parasitoïdes sont considérés comme des espèces généralistes, en absence des parasitoïdes primaires des pucerons, ils peuvent parasiter d'autres espèces d'insectes (Sullivan, 1987 & 1999).

Les hyper-parasitoïdes identifiés dans la région d'étude sont connus. Cependant, les taux de l'hyper-parasitisme semblent considérable aux dépens des parasitoïdes primaires, surtout vers la fin de printemps (plus de 60 %), lorsque les densités de population de pucerons s'effondrent en raison de la diminution de la qualité des ressources (Lohaus *et al.*, 2013). Les mêmes auteurs ont conclu que les faibles interactions entre les pucerons et les parasitoïdes primaires peuvent induire des effets qui se répercutent en cascade sur le niveau trophique suivant et favorisent l'apparition des structures complexes entre les parasitoïdes primaires et secondaires. ils ont suggéré qu'une faible complexité du réseau trophique en conjonction avec des taux élevés de parasitisme des pucerons n'ont pas de conséquences sur les niveaux trophiques supérieurs entre les parasitoïdes primaires et secondaires (Gagic *et al.*, 2011). Donc, le rôle des parasitoïdes secondaires est peu connu, ce qui nécessite une résolution taxonomique basée sur l'analyse de ces interactions par des approches moléculaires (Traugott *et al.*, 2008).

De nombreux groupes d'espèces hémiptères, y compris les pucerons, entrent dans une relation mutuelle obligatoire ou facultative avec les fourmis, connue sous le nom de **trophobie** (Delabie, 2001). Cette association mutualiste est basée sur le fait que les fourmis obtiennent la riche nourriture des pucerons sous forme de miellat, et que les colonies de pucerons sont protégées de leurs ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes) par la présence des fourmis. Neanmoins, cette relation n'implique pas nécessairement que l'un ou l'autre soit complètement dépendant de l'un ou de l'autre (Stadler & Dixon, 2005; Shiran *et al.*, 2013; Starý *et al.*, 2013). La plupart des pucerons sont entretenus par des fourmis des genres *Formica*, *Lasius* et *Myrmica* (Stadler & Dixon 1999). En effet, les associations pucerons-

fourmis sont toutefois plus communes dans les écosystèmes forestiers que dans les écosystèmes herbacés et agricoles, mais les mécanismes mis en cause restent indéterminés (**Bristow, 1991**). La protection des pucerons par les fourmis n'est pas complète, car certains prédateurs et parasitoïdes. Ces derniers ont développé des adaptations morphologiques et/ou comportementales qui leur permettent d'exploiter les ressources des pucerons protégés par les fourmis (**Völkl, 1997**).

Nos résultats apportent des informations originales sur les relations entre fourmis, parasitoïdes et pucerons hôtes en Algérie. Nous avons identifié une seule espèce de fourmi, *Tapinoma nigerriunum*, associée avec 5 espèces de pucerons de genres : *Aphis*, *Rhopalosiphum* et *Cinara* qui sont des hôtes des espèces appartiennent aux genres : *Aphelinus*, *Lysiphlebus*, *Pauesia* et *Praon*.

Tapinoma nigerriunum appartient à la famille des formicidae qui sont des hyménoptères sociaux, et dont les sociétés atteignent un niveau particulièrement élevé. Cette espèce a un régime alimentaire omnivore, et une large distribution dans la quasi-totalité des écosystèmes de la planète (forêt équatoriale, zones tempérées, toundras arctiques,...) (**Lucas et al., 2002; Passera & Aron, 2005**).

En Iran, **Shiran et al. (2013)** ont collectés un total de 20 espèces de fourmis appartenant à 12 genres et de 3 sous-familles, qui vivent en association avec 33 espèces de pucerons réparties en 14 genres, 3 familles et 5 sous-familles qui peuvent infester 83 espèces de hôtes. **Rakhshan (2015)** a signalé 12 espèces de fourmis appartenant à 3 sous-familles (Formicinae, Myrmicinae, Pseudomyrmicinae). Ces espèces mutualistes entre en association avec *Aphis craccivora* sur diverses plantes hôtes de la famille des fabacées dans le nord-est du Bihar en Inde.

Dixon & Agarwala (1999) ; Kunert et al. (2008) pensent que la présence de fourmis peut protéger les colonies d'*Aphis fabae* contre ses nombreux ennemis naturels.

Cependant, **Völkl & Stechmann (1998)**, ont indiqué que *L. fabarum* peut bénéficier de la présence des fourmis et parasiter *A. fabae* à des taux plus élevés. A cette fin, le parasitoïde semble possède des adaptations spécifiques, chimiques et comportementales, qui annulent généralement les réponses agressives de diverses espèces de fourmis, y compris *Lasius niger*, *Lasius fuliginosus*, *Myrmica spp.* et *Formica polyctena* (**Völkl & Mackauer 1993; Völkl, 1997**).

Par ailleurs, **Völki & Mackauer (1983)** ont émis l'hypothèse que *Lysiphlebus cardui* peut imiter le profil lipidique cuticulaire de ses pucerons hôtes, ce qui lui permet d'être toléré dans la colonie de son hôte par les fourmis collectrices de miellat. Pour démontrer cette hypothèse, plusieurs expériences ont été réalisées par **Liepert & Dettner (1993)** sur *L. cardui* qui parasite les colonies d'*Aphis fabae cirsiacanthoidis* fréquentées par la fourmi *Lasius niger* qui ne provoque aucun comportement agressif contre lui. En revanche, dans les mêmes colonies, une autre espèce parasitoïde *Trioxys angelicae*, est rapidement reconnue et vigoureusement attaqué par cette fourmi.

Ces expériences confirment l'hypothèse que le parasitoïde *L. cardui* utilise des indices chimiques situés sur la surface cuticulaire pour éviter l'attaque des fourmis protectrices des pucerons (**Völki & Mackauer, 1983**). Une autre stratégie d'incorporation dans la colonie d'un puceron consiste à produire le bouquet d'acides gras typique de cet hôte. Ensuite des analyses faites par **Liepert & Dettner (1996)** ont démontré que *L. cardui* possède presque tous les composés spécifiques à l'hôte, ainsi que des hydrocarbures spécifiques à l'espèce d'un poids moléculaire principalement plus élevé. Donc, le principe de cette stratégie consiste à utiliser le mimétisme chimique comme mécanisme d'intégration qui est très efficace dans le cas du parasitoïde *L. cardui*. Dans ce cas, il peut parasiter presque la quasi-totalité de la colonie de pucerons sans être dérangée par les fourmis présentes (**Völkl, 1992**).

En général, les interactions non agressives entre les fourmis-parasitoïdes semblent être assez courantes au sein du genre *Lysiphlebus*, le spécialiste *L. hirticornis* et le polyphage *L. fabarum* présentent le même schéma comportemental de performance cryptique que *L. cardui* lorsqu'ils butinent dans des colonies hôtes fréquentées par des fourmis. Dans ce sens, dans une colonie de pucerons, le parasitoïde polyphage *L. testaceipes* a développé des mécanismes de protection contre les attaques de la fourmi *L. niger* (**Völkl & Mackauer, 1993**). Des analyses réalisées récemment sur des séquences, des gènes nucléaires et mitochondriaux, du génome de *L. fabarum* a montré qu'il a perdu les gènes désaturases impliqués dans la reconnaissance chimique des insectes tout comme c'est le cas chez son hôte le puceron. Cela permet au parasitoïde de passer inaperçu dans les colonies de pucerons entretenues par les fourmis et donc il est facile à les parasiter (**Dennis et al., 2020**).

La relation de mutualisme signalée entre *Tapinoma nigerriunum* et *L. fabarum*, ainsi que avec les autres parasitoïdes recensées dans la région de Khenchela est de type facultatif,

car cette espèce de fourmi est omnivore, et elle a autorisé l'activité de différentes espèces de parasitoïdes au niveau des colonies entretenues par cette dernière.

Malgré la relation mutuelle existe entre les fourmis et les pucerons, les fourmis peuvent être des antagonistes dans cette relation. Elles peuvent occasionnellement ou même principalement manger des pucerons plutôt tendres et devenir l'un des prédateurs des pucerons parasités (**Stadler & Dixon, 1999; Delabie, 2001**).

Dans une colonie de puceron, la prédation intraguild (IGP) entre un prédateur actif comme la coccinelle, et un prédateur furtif, telle que la larve de cécidomyie, peut causer la disparition du prédateur furtif. Généralement, le prédateur actif a un effet significatif sur le prédateur furtif de façon directe par prédation et indirecte par réduction des ressources alimentaires « pucerons » (**Voynaud, 2008**). Les comportements défensifs des pucerons comme la chute et l'architecture de la plante hôte peuvent influencer le taux d'IGP entre ces deux prédateurs.

De même, puisque cette compétition se déroule au site de nutrition du prédateur furtif, la relation d'IGP entre un prédateur actif et un parasitoïde ressemble davantage à une relation d'IGP entre prédateurs actif et furtif qu'à une relation d'IGP entre deux prédateurs actifs. Bien entendu, des divergences importantes existent entre ces deux types de relations intraguildes, telles que l'absence de possibilité de fuite pour le parasitoïde confiné à l'intérieur de sa momie (**Brodeur & Rosenheim, 2000**). Ces derniers auteurs ont mentionné également qu'en raison de leur mode de développement spécialisé, les parasitoïdes sont désavantagés lors d'interactions directes avec des prédateurs intraguildes généralistes.

La conservation des agents de contrôle naturel a fait l'objet d'une attention considérable en tant qu'élément important du développement de systèmes agricoles durables (**Landis et al., 2000**). Un élément important de cette conservation est le rôle de la végétation non cultivée dans l'accumulation des ennemis naturels et leur migration vers les cultures (**Perdikisa et al., 2007**). Les zones non cultivées autour des cultures jouent un rôle crucial dans la stabilité des agro-écosystèmes (**Hillocks, 1998 ; Villegas et al., 2013**); d'où les parasitoïdes généralistes peuvent vivre pendant un certain temps sur les pucerons du milieu naturel, et en présence de cultures, ils se déplacent vers ces agro-systèmes pour participer au contrôle la faune aphidienne.

Les informations concernant les relations trophiques entre les plantes non cultivées et les ennemis naturels doivent être reconnues avant de pouvoir procéder à une manipulation efficace de l'habitat pour améliorer la persistance des prédateurs et des parasitoïdes dans l'agroécosystème (**Perdikisa et al., 2007**).

En Algérie et dans notre région d'étude, les milieux naturels et les milieux adjacents aux cultures renferment l'activité la plus importante de parasitoïde *L. fabarum* et les autres espèces parasitoïdes. La composition spatiale et la distribution des communautés végétales sont également importantes pour favoriser la propagation de diverses espèces de ravageurs dans une région, et le déplacement de certains parasitoïdes spécifiques des habitats non cultivés vers les champs cultivés. Cependant, ces effets contraires sont généralement équilibrés dans les paysages structurellement complexes (**Schmidt et al., 2004**).

La majorité des espèces de pucerons détectées dans notre étude sont connues pour être capables d'attaquer une large gamme de plantes alternatives, y compris les espèces cultivées. Ce phénomène a été suivi par l'activité dominante d'espèces de parasitoïdes généralistes comme *L. fabarum*, *Aphidius matricariae* et *Lysiphlebus testaceipes*. Ces données pourraient expliquer pourquoi les interactions non-spécifiques sont les plus nombreuses dans les différents habitats et les espèces d'Aphidiinae sont les moins monophages (interactions spécifiques). En général, la capacité des espèces de parasitoïdes à passer d'une espèce hôte à une autre et d'une population à une autre peut être considérable. Un grand nombre de pucerons hôtes de plantes non cultivées peut augmenter de manière significative la population des parasitoïdes dans les agro-écosystèmes. Ces faits peuvent être importants dans la lutte biologique contre les pucerons (**Tomanović et al., 2009**). Il est intéressant de noter que plusieurs plantes hôtes spontanées dans les habitats adjacents peuvent agir comme des réservoirs de certains parasitoïdes potentiels et contrôleurs de nombreuses espèces de pucerons. En plus, elles assurent des populations stables et permanentes d'espèces de parasitoïdes natives (**Jaureguiberry et al., 2010**).

La distribution générale des parasitoïdes des aphides est déterminée par plusieurs facteurs, entre autres, la répartition de la flore, et des espèces aphidiennes, et enfin l'impact des facteurs anthropiques. L'espèce *L. fabarum* est plus généraliste et à une gamme d'hôtes qui comprend au moins 144 espèces de pucerons réparties sur 36 genres (**Carver, 1984**). La large gamme d'hôtes est susceptible de rendre *L. fabarum* plus adaptée à la recherche de son nourriture dans des scénarios complexes, car il peut changer d'hôte. En Algérie, *L. fabarum* a

pu gagner tous les étages bioclimatiques situés à différentes altitudes qui varient entre 27-1533m. Il a été inventorié à Alger, Batna, Biskra, Guelma, Ghardaia, Khenchela, Ouargla et Sétif (**Aggoun et al., 2024**).

A Khenchela, *L. fabarum* est un parasitoïde des altitudes élevées qui dépassent les 800 m quel que soit son puceron hôte et son activité est étalé du printemps à l'automne. **Rakhshani et al. (2013)**, ont noté qu'aucune association entre *L. fabarum* et *Brachycaudus* sp. n'était évidente que dans les régions de plaine dont les altitudes inférieure à 475 m. Ils ont ajouté qu'en présence dans la même zone des pucerons du genre *Brachycaudus*, *L. fabarum* était remplacée par d'autres espèces de parasitoïdes de pucerons comme *Aphidius colemani* et *Aphidius matricariae*.

2.1.5. Conclusion

L'étude de la biodiversité trophique de *Lysiphlebus fabarum* réalisée entre 2017 et 2020 dans plusieurs localités de la région de Khenchela, a montré que ce parasitoïde a pu établir 17 relations tri-trophiques avec 11 espèces de pucerons et 12 espèces végétales répartis sur 7 familles botaniques.

Une liste de 21 espèces de parasitoïdes primaires de pucerons a également été dressée dans les milieux naturels, cultivés et urbains dans la même région. Ces espèces appartiennent aux sous familles des Aphidiinae et des Aphelininae. Parmi les 21 espèces inventoriées, les genres *Binodoxys*, *Lipolexis*, *Trioxy* et les espèces *Aphidius transcaspicus* et *Binodoxys angelicae* sont signalées pour la première fois dans la région étudiée.

Ces parasitoïdes primaires sont associés aux 31 espèces aphidiennes et 32 espèces de plantes hôtes appartenant aux 16 familles. Ainsi, ils ont établi un total de 74 associations tri-trophiques, le nombre le plus élevé étant enregistré pour *L. fabarum* avec 17 associations.

Une classification des parasitoïdes primaires en fonction des espèces de pucerons hôtes a permis de diviser les parasitoïdes recensés en quatre groupes, les espèces généralistes, oligophages, les strictement spécialistes et les espèces spécialistes qui ont une gamme d'hôtes plus restreinte.

Il a été constaté que le taux d'émergence était plus important et très élevé lorsque *L. fabarum* et *L. testaceipes* ont parasité les pucerons du genre *Aphis*, en particulier *Aphis amaranthi*, *Aphis brotericola*, *Aphis craccivora* et *Aphis gossypii*.

La sex-ratio de *L. fabarum* groupe (*L. fabarum* + *L. confusus*) descendance est complètement uniparental. Trois nouvelles populations thélytoque de ce parasitoïde sont enregistrées pour la première fois dans la région d'étude et en Algérie. Ces associations sont (*L. fabarum* + *Uroleucon inulae*), (*L. fabarum* + *Acyrtosiphon pisum*) et (*L. fabarum* + *Aphis amaranthi*).

Cette étude a identifié les genres *Alloxysta* et *Asaphes* des deux familles Figitidae et Pteromalidae comme hyper-parasitoïdes associés à *L. fabarum*, et aussi *Tapinoma nigerrimum*, une espèce de fourmi associée aux colonies d'*Aphis idaei* parasitées par *L. fabarum*.

L'étude spatio-temporelle de *L. fabarum* en Algérie a révélé que *L. fabarum* est plus abondant dans les habitats naturels que dans les habitats cultivés, et dans ces derniers il montre une préférence pour les cultures légumières. Dans la zone d'étude, il est collecté à des altitudes élevées allant de 852 à 1243 m. Il est le plus actif pendant la saison printanière et est également trouvé en automne avec *Lipolexis sp* uniquement.

Chapitre 2. Biodiversité morpho- métrique des biotypes de *Lysiphlebus fabarum*

2.2.1. Introduction

Les techniques morpho-métriques multi-variées, ont été largement utilisées chez les espèces d'hyménoptères étroitement apparentées (**Roth & Mercer, 2000**). Elles se sont avérées utiles dans les études taxonomiques pour distinguer des espèces étroitement semblables, justifier les synonymies, démontrer la variation morphologique le long de gradients altitudinaux ou géographiques et aussi proposer de nouvelles espèces (**Roth & Mercer, 2000**). Cette technique se base sur des mesures de la taille des spécimens, qui représentent un élément standard de contrôle de la qualité de parasitoïdes exploités en élevage avec masse, afin de les utiliser en lutte biologique (**Ameri et al., 2013**).

Deux types de techniques d'analyse morpho-métrique sont couramment utilisés par les entomologistes. La morphométrie traditionnelle est basée sur des analyses statistiques multi-variées, alors que la morphométrie géométrique est appuyée sur l'analyse géométrique orientée graphiquement de la taille (**Rohlf, 1990**). Les analyses morpho-métriques multi-variées sont effectuées soit pour regrouper les organismes (cluster), soit pour les séparer (discrimination). Et ainsi, elles fournissent des méthodes statistiques qui permettent d'étudier les interrelations entre de nombreuses variables (**Madjdzadeh et al., 2011**).

L'impact de l'activité des parasitoïdes primaires sur une population aphidienne est évalué à partir de nombre de momies collectées sur une plante hôte et entre les individus de pucerons non parasités, donc ce phénomène représente une indication notée comme la plus importante. L'utilisation des momies vides pour déterminer l'identité de l'espèce de parasitoïde pourrait être nécessaire lorsque le parasitoïde adulte a finalement émergé (**El-Heneidy & Adly, 2009**).

Cette étude a pour objectif principal la discrimination morphométrique entre les biotypes de *L. fabarum* d'une part, et d'autre part, de déterminer s'il existe des caractères morphologiques dans les momies vides des espèces parasitoïdes du puceron *L. fabarum* qui seraient suffisamment significatifs pour les utiliser dans la différenciation entre les biotypes de *L. fabarum* qui ont émergé des momies, ou pour les discriminer des momies des autres espèces de parasitoïdes.

2.2.2. Matériels et méthodes

2.2.2.1. Matériel de travail

2.2.2.1.1. Matériel animal

Le matériel animal mesuré est formé des échantillons de spécimens adultes de *L.fabarum* adultes et de ses momies disponibles et prélevées, et ainsi que d'autres momies de l'espèce parasitoïde *Lysiphlebus testaceips* collectées.

2.2.2.1.2. Matériel de manipulation

Les différents échantillons des spécimens et des momies ont exigé l'emploi des produits de conservation comme l'éthanol à 75 % et un réfrigérateur jusqu'à leur manipulation. Les mesures nécessitent des boîtes de Pétri, une loupe, des lames, des lamelles, un microscope, stéréomicroscope, des épingles entomologiques et une micromètre oculaire dont les unités arbitraires égalent à 0,97 mm pour un grossissement de (10x) et 2, 44 mm (4x).

2.2.2.2. Méthodes de travail

2.2.2.2.1. Choix des échantillons

Afin de tester l'effet des conditions locales sur la qualité morphologique, des spécimens de *L.fabarum* prélevés dans quelques régions algériennes, appartenant à différents étages bioclimatiques. Six biotypes sont choisis pour cette étude. Pour les momies, trois échantillons sont utilisés (**Tableau9**).

Tableau9. Données détaillées sur les spécimens de *L. fabarum* et les momies utilisées pour les mesures morpho-métriques

Type	Codes des biotypes	Puceron hôte	Plante hôte	Région	Date	Effectifs (individus)
Spécimens	LFACHC	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Hedysarum carnosum</i>	Biskra	2014	30
	LFAPMC	<i>Aphis pomi</i>	<i>Malus communus</i>	Ghardaia	2014	29
	LFACAR	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Amaranthus retroflexus</i>	Batna	2018	10
	LFAPGH	<i>Dysaphis plantaginea</i>	<i>Malus domestica</i>	Oum-El Bouaghi	2023	10
	LFGUEL	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Vicia sativa</i>	Guelma	2018	10
	LFKHC	<i>Aphis brotericola</i>	<i>Euphorbia helioscopia</i>	Khenchela	2014	10
Mommies	LFACHO	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Hedysarum carnosum</i>	Biskra	2017	10
	LFACHM	<i>Aphis craccivora</i>	<i>H.carnosum</i>	Biskra	2014	10
	LTACON	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Ononis natrix</i>	Biskra	2014	10

2.2.2.2.2. Mesures morpho-métriques des spécimens et des momies

- **Mesures morpho-métrique des spécimens de *L. fabarum***

Les caractères morphologiques retenus lors cette analyse sont ceux utilisés par **Tomic *et al.* (2005); Zikic *et al.* (2009); Barahoei *et al.* (2011)**. Dix-sept caractères quantitatifs ont été choisis et mesurés sur 99 spécimens de six biotypes de *L. fabarum* (**Figure24**). Certains caractères morphologiques tels que le nombre de palpes labiaux (un segment), le nombre de palpes maxillaires (trois segments), étaient identiques dans tous spécimens utilisés dans cette étude.

- **Mesures morpho-métrique des momies de *L. fabarum***

Après l'émergence et l'identification des adultes, 20 momies de ce parasitoïde (10 répliques/traitement) ont été disséquées à l'aide d'une aiguille fine, dans une goutte d'alcool. Les mesures des caractères des momies sont réalisées à l'aide d'un stéréomicroscope muni d'une micromètre oculaire. Les caractères mesurés sont : longueur (**LM**) et largeur (**LargM**)

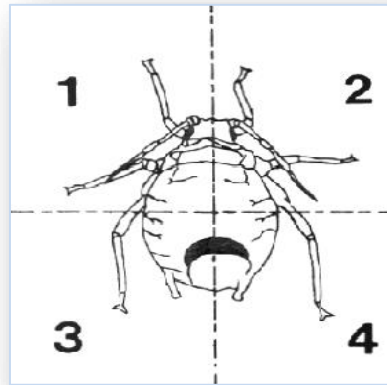


Figure23. Le système du quadrant (**Johnson, 1978**).

de la momie ; longueur (**LT**) et largeur (**LargT**) du trou de sortie et aussi le nombre de boulettes dans l'amas méconial (**NBm**). La localisation du trou de sortie (**L**) et des boulettes méconiales (**LMp**) par système de quadrant (**Figure23**) en ce qui concerne l'orientation dorsale, ventrale ou latérale, la forme du trou de sortie (**SpH**) et la forme de sa marge

(Mrgh), la présence ou l'absence d'un opercule (**Op**) et la forme des boulettes méconiales (**SpMp**).

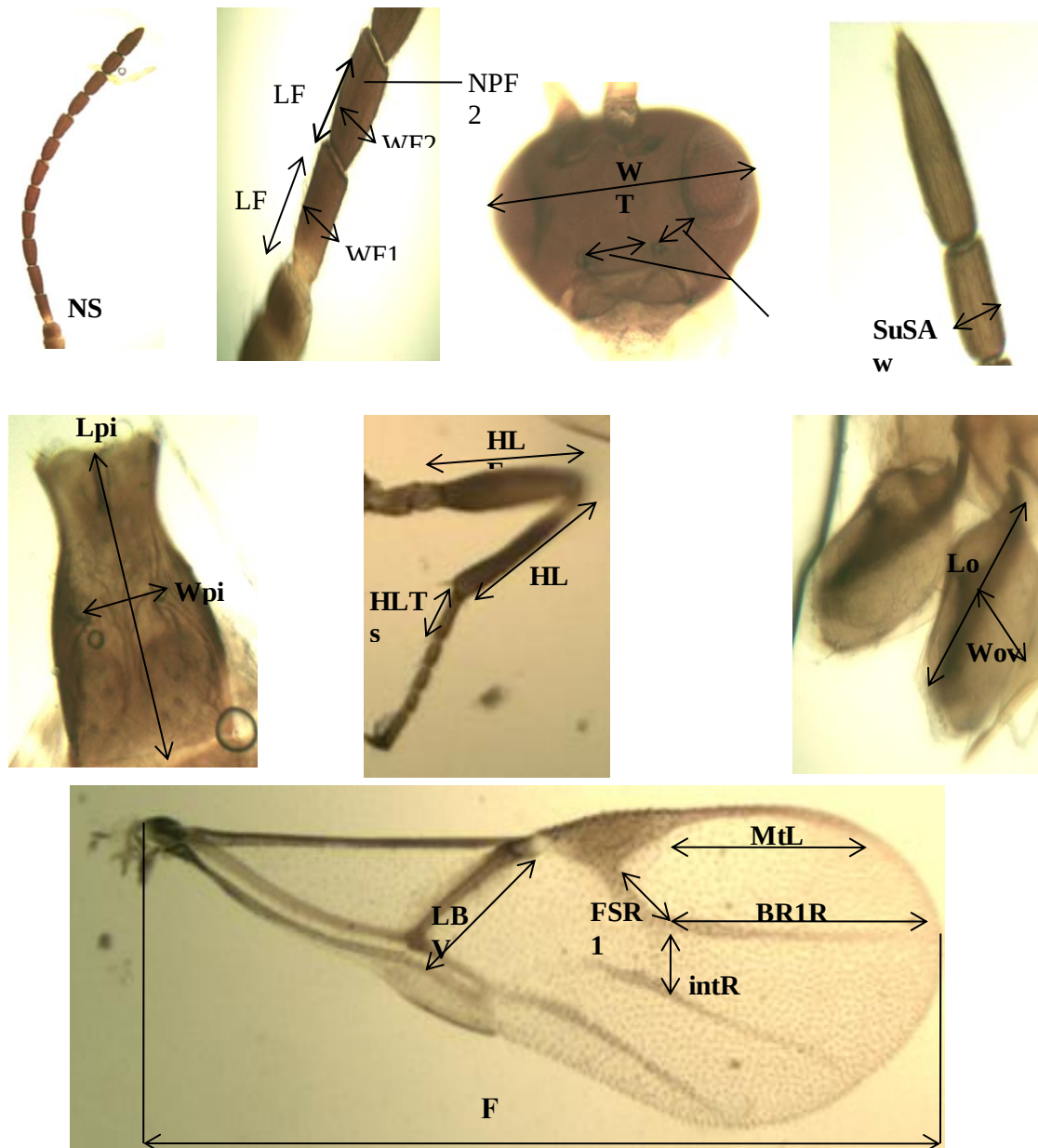


Figure 24. Parties du corps de parasitoïde *L.fabarum*, mesurées pour l'étude morpho-métrique. Nombre de segments antennaires (**NS**), Longueur de l'aile (**FL**), Longueur de métacarpe (**MtL**), Longueur de ptérostegma (**PtL**), Longueur du tibia (**HLT**), Longueur du tarse (**HLTs**), Longueur du fémur (**HLF**), Longueur du segment antennaire F1(**LF1**), Largeur du segment antennaire F1(**WF1**), segment antennaire F2 (**LF2**), Largeur du segment antennaire F2 (**WF2**), Longueur de l'ovipositeur (**Lo**), Largeur de l'ovipositeur (**Wov**), Longueur du pétiole (**LPio**), Largeur du pétiole (**WPio**), Index tentorial (**Ti**), Largeur de la tête (**WT**), Longueur de la 1^{ère} section de la veine R1 (**FSR1**), Largeur de la distance basale de la veine R1(**LBV**), Longueur de la veine inter-radiale (**intRV**), Longueur de la distance entre R1-R2 (**BR1R2**), Largeur du sub-segment antennaire (**SuSAw**), Nombre de placodes sur S2(**NPS2**) (Tahar Chaouche, 2018).

2.2.2.2.3. Analyse statistique des résultats

Une analyse en composantes principales (ACP) a été exploitée pour faire ressortir la variabilité intra-spécifique chez les biotypes de *L. fabarum*. Les mesures des caractères des momies ont été analysées à l'aide du logiciel statistique SPSS ver. 20.0. Cette analyse a visé des variables quantitatives suivantes : longueur de momie (**LM**), largeur de momie (**LrgM**), longueur de trou (**LongT**), largeur de trou (**LrgT**) et nombre de boules méconiales (**NbBm**) et d'autres qualitatifs ; emplacement de trou (**EmpTr**), forme de trou (**FmTr**), couleur de momie (**ClM**), marge de trou (**MrgTr**), forme de boules méconiales (**FrBm**), emplacement de boules méconiales (**EmpBm**). L'objectif de ces mesures est de déterminer si ces variables contribuent à la séparation des populations des parasitoïdes et s'il peut exister une discrimination entre les momies des biotypes de *L. fabarum*.

2.2.3. Résultats

2.2.3.1. Discrimination morpho-métrique entre les biotypes de *L. fabarum*

Chez les femelles des différents biotypes de *L. fabarum*, l'analyse de la variance (**ANOVA**) des 17 caractères morpho-métriques mesurés a mis en évidence la présence de deux catégories. La première est composée de trois caractères qui ne présentent aucune différence significative entre les six biotypes. Ces caractères sont : le nombre de segments antennaires (**NS**), la longueur de l'ovipositeur (**Lov**) et la longueur de segment antennaire F2 (**LF2**). Par contre, la catégorie majoritaire constituée de 14 caractères dont les différences sont significatives à hautement significatives entre les six biotypes de *L. fabarum* (**Tableau10**).

Cependant, l'analyse à composantes principales (ACP) en deux étapes est basée sur les valeurs de 17 caractères morpho-métriques a repéré 9 caractères qui expliquent à 98,84 % la variabilité observée entre les populations des six biotypes de *L. fabarum*. Les inerties des mesures des caractères des ailes et des pattes sont les plus importantes (**Tableau11**).

La projection de ces caractères sur les plans CP1 et CP2 a figuré la contribution des inerties les plus élevées des mesures des caractères des ailes, des pattes, de la tête et de pétiote dans la séparation des populations des différents biotypes de *L. fabarum* (**Figure 25**).

Tableau 10. L'analyse de la variance des différents caractères morpho-métriques chez les biotypes de *L.fabarum*

			Somme des carrés	df	Moyenne des carrés	F	Sig
Nombre segments antennaires * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	3,175	5	,635	,136	,984NS
	Intra-classe		435,815	93	4,686		
	Total		438,990	98			
Nombre de placodes sur S2 * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	15,634	5	3,127	8,417	,000*
	Intra-classe		34,548	93	,371		
	Total		50,182	98			
Longueur de pétiole * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	4,042	5	,808	9,716	,000*
	Intra-classe		7,738	93	,083		
	Total		11,780	98			
Largeur de pétiole * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	1,238	5	,248	2,378	,045
	Intra-classe		9,681	93	,104		
	Total		10,918	98			
Largeur de tête * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	11,109	5	2,222	10,012	,000*
	Intra-classe		20,640	93	,222		
	Total		31,749	98			
Longueur de l'ovipositeur * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	1,533	5	,307	1,162	,334NS
	Intra-classe		24,533	93	,264		
	Total		26,066	98			
Longueur d'ail * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	7,532	5	1,506	3,020	,014
	Intra-classe		46,393	93	,499		
	Total		53,925	98			
Longueur de tibia * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	2,615	5	,523	20,392	,000*
	Intra-classe		2,385	93	,026		
	Total		5,000	98			
Longueur de fumur * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,589	5	,118	4,420	,001
	Intra-classe		2,476	93	,027		
	Total		3,065	98			
Longueur de tarsus * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,226	5	,045	10,665	,000*
	Intra-classe		,395	93	,004		
	Total		,621	98			
Largeur de sub- segment antennaire * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,497	5	,099	8,114	,000*
	Intra-classe		1,138	93	,012		
	Total		1,635	98			
Longueur de segment antennaire F2 * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,202	5	,040	1,507	,195NS
	Intra-classe		2,493	93	,027		
	Total		2,695	98			
Longueur de métacarpe * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,393	5	,079	2,830	,020
	Intra-classe		2,580	93	,028		
	Total		2,973	98			
Longueur de la distance entre R1-R2 * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	12,708	5	2,542	39,413	,000*
	Intra-classe		5,997	93	,064		
	Total		18,705	98			
Longueur de la veine inter-radiale * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	3,489	5	,698	78,474	,000*
	Intra-classe		,827	93	,009		
	Total		4,317	98			
Largeur de la distance basale de la veineR1 * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	,196	5	,039	4,064	,002
	Intra-classe		,898	93	,010		
	Total		1,094	98			
Longueur de la 1ère section de la veineR1 * Association trophique	Inter-groupes	Combiné	3,409	5	,682	147,254	,000*
	Intra-classe		,431	93	,005		
	Total		3,840	98			

NS : non-significatif, *: hautement significatif ; $P < 0,05$ (significatif) ; $P < 0,001$ (hautement significatif) ;

$P < 0,0001$ (très hautement significatif)

Tableau11. L'analyse à composantes principales (ACP) des caractères morpho-métriques chez les biotypes de *L. fabarum*.

Matrice des composantes^a		
Variables	ComposanteS	
	1	2
Longueur de pétiole	,710	,285
Largeur de tête	,808	-,236
Longueur d'ail	,736	-,274
Longueur de tibia	,868	-,017
Longueur de fémur	,827	-,228
Longueur de tarsus	,782	,229
Longueur de la distance entre R1-R2	,706	-,481
Longueur de la veine inter-radiale	,205	,866
Largeur de la distance basale de la veineR1	,719	,129
Longueur de la 1ère section de la veineR1	,353	,804

La projection graphique des individus a montré la présence de quatre populations bien séparées. La première est formée par l'association **LFACAR** (*L. fabarum* + *Aphis craccivora*+ *Amaranthus retroflexus*) de la région de Batna, la deuxième est établie par l'association **LFGUEL** (*L. fabarum* + *Aphis craccivora*+ *Vicia sativa*) de la région de Guelma, la troisième créée par deux associations **LFACHC** (*L. fabarum* + *Aphis craccivora* + *Hedysarum carnosum*) de la région de Biskra, et **LFAPMC** (*L.fabarum* + *Aphis pomi*+ *Malus communis*) de la région de Ghardaia, et la quatrième population est composée de deux associations (**LFKHC**) (*L. fabarum* + *Aphis brotericola* + *Euphorbia helioscopia*) de la région de Khenchela et (**LFAPGH**) (*L. fabarum* + *Dysaphis plantaginea* + *Malus domestica*) de la région d' Oum-El Baoughi (**Figure26**).

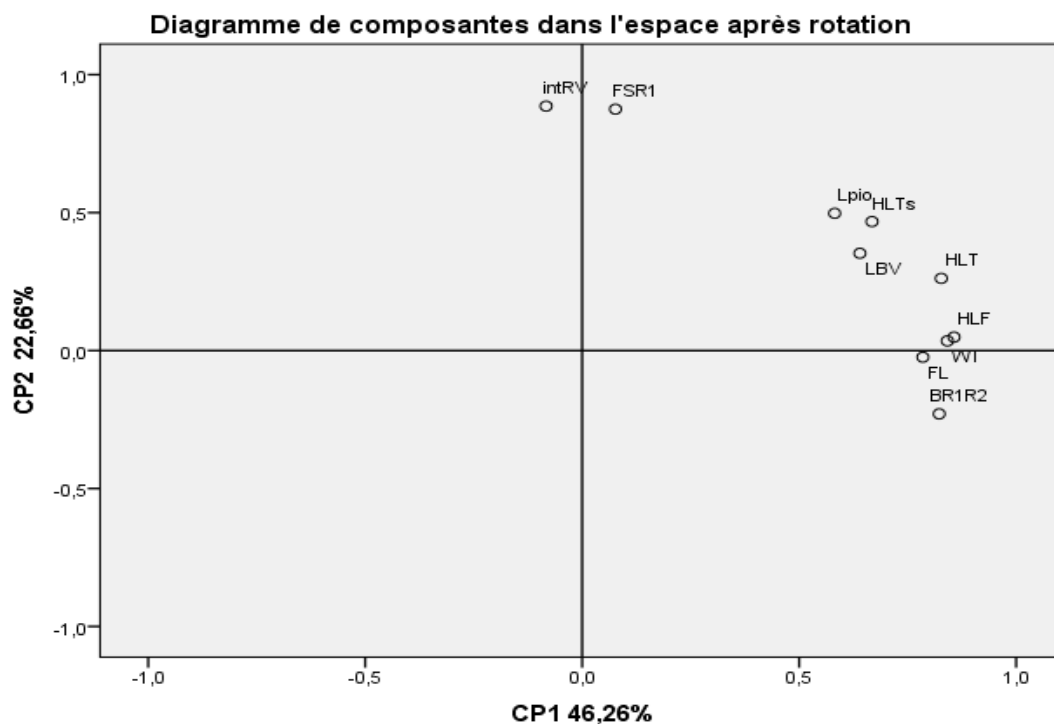


Figure25. Projection graphique des caractères morpho-métriques sur les plans axes CP 1* CP2

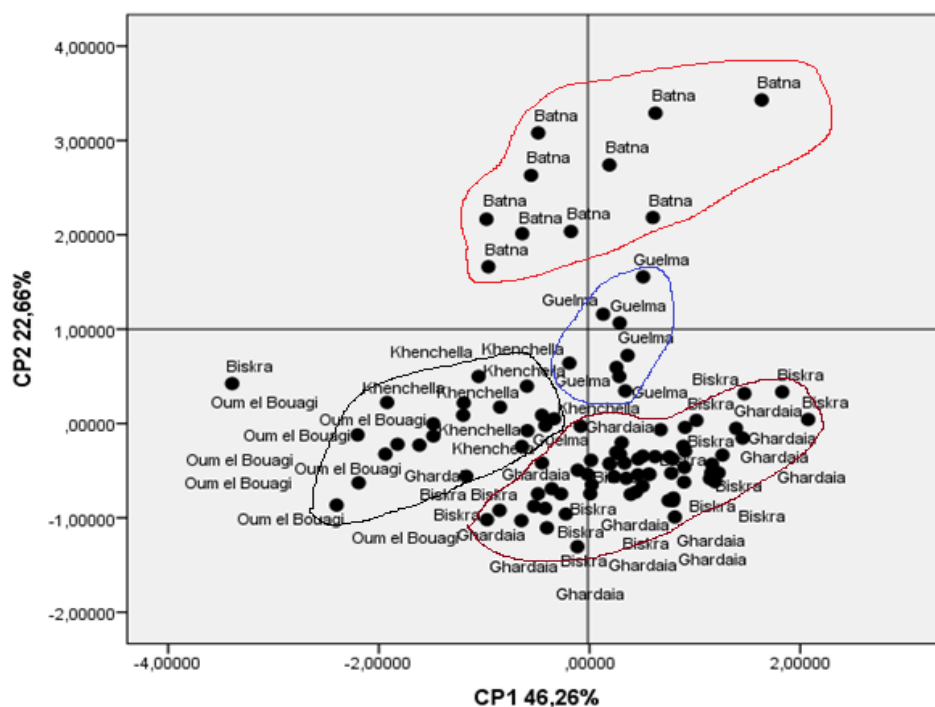


Figure26. Projection graphique des individus des biotypes de *L.fabrum* sur les plans axes CP 1* CP2

Sur la **Figure26**, la séparation de la totalité des individus de Batna, et de la majorité des individus de Guelma, et aussi de quelques individus des autres associations dans les régions qui restent est due aux valeurs très distinctes de la mesure de la longueur de la veine inter-radiale (intRV), de la longueur de la 1^{ère} section de la veine R1 (**FSR1**) et de la longueur de tibia (**HLT**). Ces trois mesures se caractérisent par les inerties les plus élevées qui sont **0,866**; **0,804** et **0,868** pour les trois caractères (**intRV**), (**FSR1**) et (**HLT**) respectivement (**Tableau 11**). En revanche, que le regroupement des associations de Biskra et Ghardaia d'une part et de Khenchela et d'Oum-ElBouaghi d'autre part est relié aux valeurs très proches des mesures de ces trois caractères (**Annexes 3**).

2.2.3.2. Caractérisation des momies de *L. fabarum* et *L. testaceipes*

Les résultats des mesures quantitatives effectuées sur les momies des deux espèces *L.fabarum* et *L. testaceipes* ont présenté des différences entre les deux espèces plus ou moins importantes. Les moyennes des mesures de la largeur de momie (**LargM**), de la largeur de trou (**LT**) et du nombre des boules méconiales (**NBm**) étaient les plus indicatives chez les trois associations (**Tableau 12**).

Tableau12. Moyennes des mesures morpho-métriques des momies chez les *L.fabarum* et *L. testaceipes*.

Association trophique	Longueur de la momie(LM)	Largeur de la momie (LargM)	Longueur de trou (LT)	Largeur de trou (LargT)	Nombre des boules méconiales(NBm).
LFACHCO	5,68	4,67	2,27	2,27	20,40
LFACHCM	5,93	5,22	2,17	2,48	17,10
LTACONM	5,32	4,56	2,04	3,75	17,50
Total	5,64	4,82	2,16	2,83	18,33

Un test de corrélation a confirmé l'impact des facteurs Longueur de la momie(LM) et Largeur de la momie(LargM) sur la Longueur de trou (LT) (**Tableau12**). Chez *L.testaceipes*, les valeurs de la longueur de la momie (**LM**), de la Largeur de la momie (**LargM**) et de la longueur de trou étaient les plus faibles, par contre la valeur de largeurs de trou était la plus élevée.

Tableau13. Corrélations des variables quantitatives mesurées sur les momies de *L. fabarum* et *L. testaceipes*.

	LM	LargM	LT	LargT	NbBM
LM	1				
LargM	0,611**	1			
LT	0,499**	0,499**	1		
LargT	-0,095	-0,051	-0,074	1	
NbBM	-0,224	-0,405	-0,143	-0,127	1

Les résultats de l'ACP sont effectués à base des valeurs des caractères de momies et plus la projection des individus des trois associations représentant les deux espèces. Ces résultats ont permis d'apercevoir une séparation entre les variables corrélées positivement LM, LargM et LT (**Tableau 13**) et les variables corrélées négativement LargM et NbBM (**Figure 27**).

Sur le plan CP1, les variables corrélées positivement ont pu séparer chez *L. fabarum*, les 80 % individus de la première association (**LFACHCM**) et les 50 % individus de la deuxième association (**LFACHCO**) (**Figures 27 et 28**). Par contre, chez *L. testaceipes*, uniquement 30 % des individus qui ont des mesures proches aux individus de *L. fabarum*.

Sur le plan CP2, les variables corrélées négativement ont pu séparer chez *L. fabarum* les 20 % des individus de la première association (**LFACHCM**), sous l'influence de l'inertie de la Largeur de trou (**LargT**). En plus les 50 % des individus de la deuxième association (**LFACHCO**) sous l'effet de l'inertie de caractère **NbBM** (**Tableau13**). Chez *L. testaceipes*, 70 % des individus de l'association sont représentés sur ce plan sous l'impact de l'inertie de la Largeur de trou (**LargT**) (**Figures 27 et 28**) et (**Tableau13**).

Pour les caractères qualitatifs, les résultats trouvés ont signalé une grande ressemblance pour la majorité des caractères (**Tableau14**). Donc, le seul caractère de différence entre les associations des deux espèces est la forme de boules méconiales. Pour la distinction entre les momies des deux espèces, *L. fabarum* et *L. testaceipes*, la variabilité du paramètre couleur est dépendante de puceron hôte et de la saison de prélèvement.

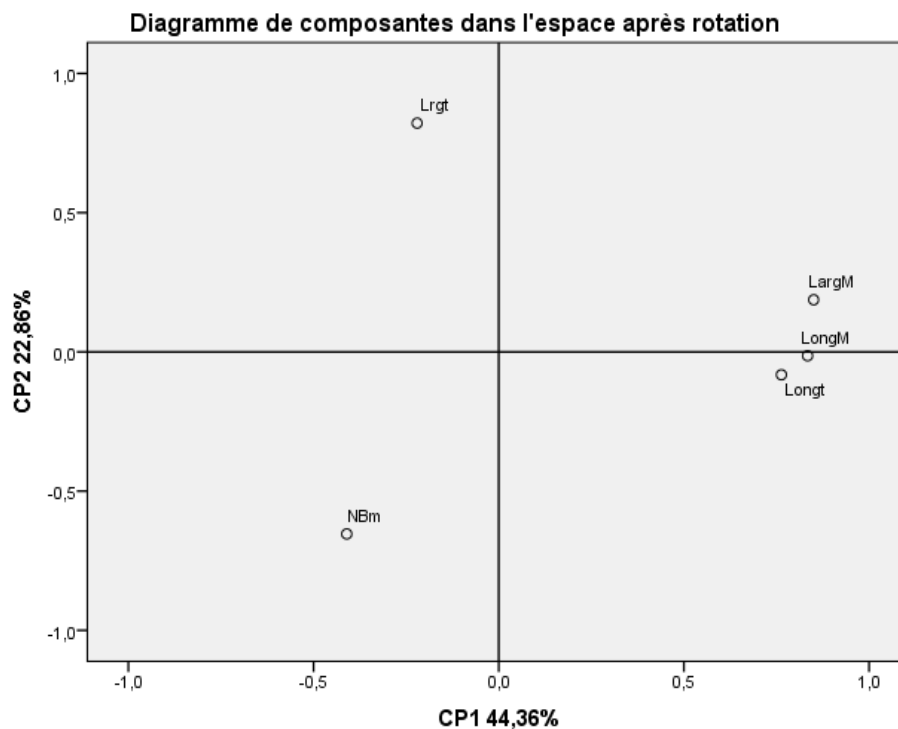


Figure27. Projection graphique des mesures des momies de de *L. fabarum* et de *L. testaceipes* sur les plans axes CP 1* CP2

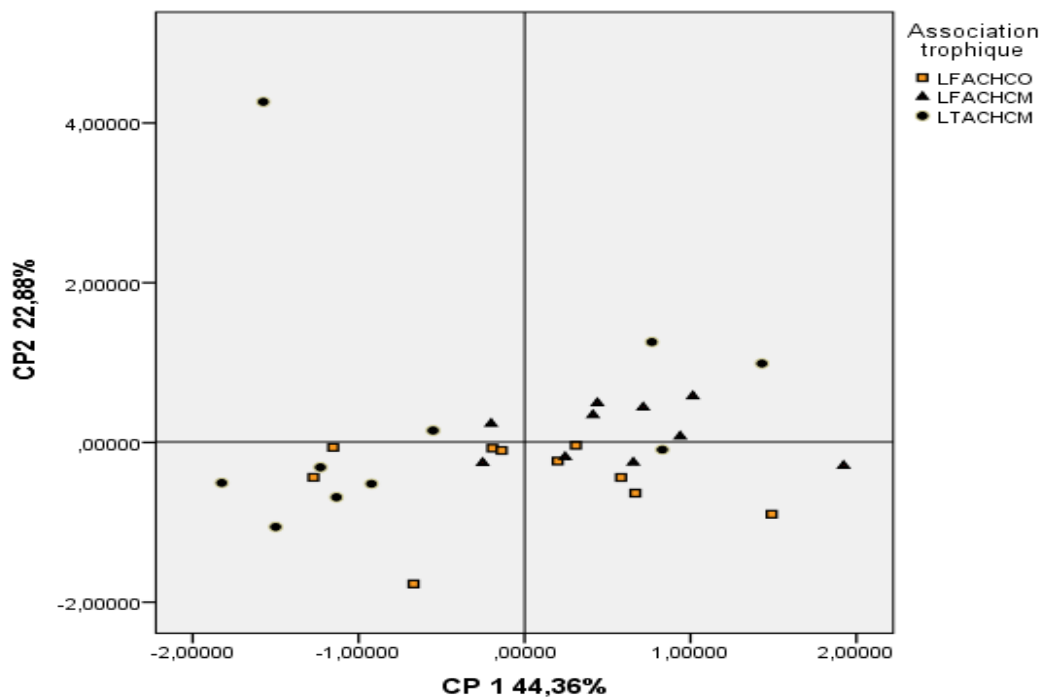


Figure28. Projection graphique des individus des momies de *L. fabarum* et de *L. testaceipes* sur les plans axes CP 1* CP2.

Tableau14. Modalités des variables qualificatives trouvées sur les momies chez *L. fabarum* et *L. testaceipes*.

Qualitatives caractères	Modalités	Parasitoïdes associations					
		LFACHCO		LFACHCM		LTACHCM	
		N	%	N	%	N	%
Emplacement des trous	PSD	00	00	00	00	00	00
	PSG	00	00	00	00	00	00
	EC	10	100	10	100	10	100
Forme de trou	Arrondie	10	100	10	100	10	100
	Ovale	00	00	00	00	00	00
Couleur de momies	Jaune d'or	10	100	10	100	00	00
	Beigefoncé	00	00	00	00	10	100
Marge de trou de sortie	Lisse	10	100	09	90	10	100
	Dentée	00	00	01	10	00	00
Forme de boules méconiales	Oblongue	00	00	00	00	10	100
	Plus longue	10	100	10	100	00	00
Emplacement des boules méconiales	ECD	07	70	06	20,00	06	20,00
	ECG	03	30	04	13,33	04	13,33

Modalité: PSD: Partie supérieure droite de momie, **PSG** : Partie supérieure gauche de momie, **EC**: Entre cornicules, **ECD**: Entre cornicule droite, **ECG**: Entre cornicule gauche.

2.2.4. Discussion

Dans cette étude, la comparaison des mesures morpho-métriques effectuées sur les différents biotypes de *L. fabarum* a permis de discriminer quatre populations distinctes. Les caractères morpho-métriques mesurés sur l'aile représentent 50 % (5/10) de l'ensemble des caractères les plus puissants qui ont contribué à la séparation des populations étudiées. Suivie par les mesures des parties de pattes postérieures droites avec 30% (3/10). La largeur de la tête et la longueur du tibia postérieur se sont révélées être les indicateurs les plus appropriés pour la longueur totale du corps (**Ameri et al ., 2013**).

En plus, les motifs de la nervation des ailes constituent des caractères de diagnostics importants pour de nombreux genres d'aphidiines (**Starý, 1970**). L'analyse de ce trait est un outil supplémentaire précieux dans la boîte à outils des taxonomistes qui étudient des groupes difficiles tels que les parasitoïdes des pucerons, qui offrent peu de traits morphologiques directement mesurables pour distinguer les taxons. Néanmoins, il n'est pas clair si ces différences sont dues à l'utilisation de différentes espèces de pucerons hôtes ou si elles reflètent des facteurs génétiques (**Parreño et al ., 2016**).

Deux hypothèses contradictoires s'opposent par **Parreño et al. (2016)** sur le fait que la forme de l'aile est un trait rigide, génétiquement déterminé, qui n'est pas fortement modelé par

l'environnement dans lequel le parasitoïde se développe. Bien que d'autres entomologistes suggère que l'hôte affecte la forme de l'aile par le biais de changements allométriques liés à la taille, mais il ne l'a pas fait au point de masquer les différences entre des lignées génétiquement distinctes (**Parreño et al., 2016**). Des élevages des générations de *L. fabarum* sur le même hôte et sur des hôtes différents ont aperçu que les parents issus de même hôte influent positivement les traits de la fitness (taille du corps, la durée courte de développement, la charge et la taille des œufs sont importantes) des femelles de la progéniture (**Astaraki et al., 2019**).

Parreño et al. (2016), croient que ces différences puissent raisonnablement être liées à la capacité de vol, mais ils ignorent si elles sont d'une manière ou d'une autre adaptatives. Ces auteurs ont ajouté que la grande diversité intra-spécifique implique également que la forme des ailes pourrait évoluer rapidement si elle était soumise à une forte sélection naturelle. Cependant, les parasitoïdes du genre *Lysiphlebus* sont connus pour être des disperseurs relativement faibles (**Rauch & Weisser, 2007**).

En outre, dans les taxons ayant divergé plus récemment, une grande partie de la variation de la forme des ailes a été expliquée par les différences entre les lignées sexuées et asexuées, ce qui suggère un mécanisme d'adaptation de la forme des ailes à l'environnement et c'est le cas notamment remarquable dans le groupe d'espèces « *fabarum* » (**Petrović et al., 2015**). Dans une étude comparative réalisée en condition de super-parasitisme entre les lignées sexuées et asexuées de *L. fabarum*, ses résultats ont dévoilé que les lignées asexuées utilisent le super-parasitisme pour améliorer la qualité de l'hôte et par conséquent la fitness des générations filles alors que les lignées sexuées donnent la priorité au nombre des descendants (**Rasekh et al., 2018**).

En Iran, une analyse morpho-métrique réalisée sur cinq biotypes de *L. fabarum* associés à cinq espèces de pucerons hôtes qui sont *Aphis craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *Brachyunguis zygophylli* et *Melanaphis sacchari* a montré que les spécimens de *L. fabarum* élevés sur l'association *Melanaphis sacchari/Sorghum halepense* ont montré une nette différenciation par rapport aux autres *L. fabarum*. les caractères ; longueur de la distance entre R1-R2, la longueur du métacarpe, la largeur du pétiole, la distance basale de la veine R1 et la longueur du fémur ont montré la plus forte contribution à la séparation des biotypes adaptés à l'hôte (**Barahoei et al., 2011**). Deux seuls caractères sont en commun entre cette

étude et la présente étude à savoir, longueur de la distance entre R1-R2 et la longueur du fémur.

Donc, les études génétiques ont confirmé que le groupe « *fabarum* » est l'un des trois groupes d'espèces monophylétiques au sein du genre *Lysiphlebus* ; il inclut *L. fabarum* groupe qui comprend *L. fabarum*, *L. cardui*, *L. confusus*, *L. hirticornis*, *L. brachycaudi* sp et *L. volkli* sp (Tomanović *et al.*, 2018). La géo-morphométrie de la forme des ailes antérieures s'est révélée être un outil puissant pour délimiter les espèces apparentées au sein du groupe « *fabarum* » et cet outil a pu séparer *L. volkli* de *L. cardui* sur la base des mesures très précises de la nervation de l'aile (longueur/largeur du stigmate de 3,80 à 4,00 chez *L. volkli* par rapport de 3,20 à 3,60 chez *L. cardui*) et aussi de l'identité de puceron hôte (Tomanović *et al.*, 2018). De même pour *L. brachycaudi* qui diffère de *L. fabarum* par longueur/largeur du stigmate qui est 3,40 à 3,80 chez *L. brachycaudi* comparé à 2,80 à 3,40 chez *L. fabarum*, *L. brachycaudi* est spécialisé dans le parasitisme de *Brachycaudus cardui* sur *Carduus* sp et *Cirsium* sp. Ces espèces de plantes sont très souvent attaquées par des colonies mixtes d'*Aphis fabae* et de *B. cardui*, qui sont toutes les deux parasitées par *L. fabarum* (Schär & Vorbürger, 2013).

L'objectif principal était de mettre en évidence les caractéristiques visuelles des momies vides des associations des deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes* dans le but de les différencier et amplifier le nombre des facteurs qui peuvent contribuer à la discrimination entre les biotypes de *L. fabarum* et/ou entre des espèces du même genre.

Dans l'étude en cours, une similarité de la forme des momies des associations des deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes*, et ainsi leurs momies qui sont de forme arrondie et de couleurs différentes (Figure 29). L'aspect visuel de la forme des momies de pucerons dépend de l'espèce de parasitoïde et non de l'espèce de puceron (El-Heneidy & Adly, 2009). Chez les genres des Aphidiinae, les momies sont presque sphériques, rondes et de couleur brun foncé à clair, tandis que chez les Aphelininae, les momies sont presque ovales et de couleur noire (El-Heneidy & Adly, 2009). Starý *et al.* (1997), ont noté que les formes et les couleurs des momies soient une caractéristique spécifique de l'espèce et de la famille du parasitoïde du puceron mais la couleur des momies a un large spectre et peut parfois être influencée par l'espèce du puceron hôte (Legrand *et al.*, 2004; Raghuwinder & Marjorie, 2007). La couleur joue un rôle important dans la thermorégulation de nombreuses espèces de

parasitoïdes et présentent une grande variabilité dans leurs morphes de couleur, ce qui représente des réponses adaptatives aux conditions climatiques (Hance *et al.*, 2007).

Donc, ces différences de couleur des momies ont rendu difficile l'utilisation de la couleur comme critère d'identification (Raghuwinder & Marjorie, 2007). Cependant, toutes les momies semblaient similaires en termes de texture et de taille, même si elles différaient en termes de couleur (El-Heneidy & Adly, 2009).



Figure29. Formes et couleurs des momies formées par les parasitoïdes *L.fabarum* et *L.testaceipes* (Photos originales)

Pour les trous de sortie des momies des deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes* étaient circulaires de forme, sans bords déchiquetés et peuvent présenter ou non un couvercle d'émergence facilement cassé et manquant (Figure30. A). La location des trous lisses est généralement entre les cornicules, dans la partie apicale de l'abdomen (Figure30. C) et l'apex entier fonctionne comme un couvercle lorsque le parasitoïde émerge (Starý, 1974). Le type de couvercle (opercule) d'émergence semble être une caractéristique du genre et pourrait être suffisant et efficace pour la distinction entre les genres de parasitoïdes de pucerons (El-Heneidy & Adly, 2009). L'opercule d'émergence des espèces du genre *Lysiphlebus* est de forme allongée (Figure 30. B). Les marges des trous chez les momies des Aphidiinae sont

lisses, par contre, les bords déchiquetés (dentés) caractérisent les espèces des parasitoïdes des Aphelininae et les espèces des hyper-parasitoïdes (**Figure30. C, D**).

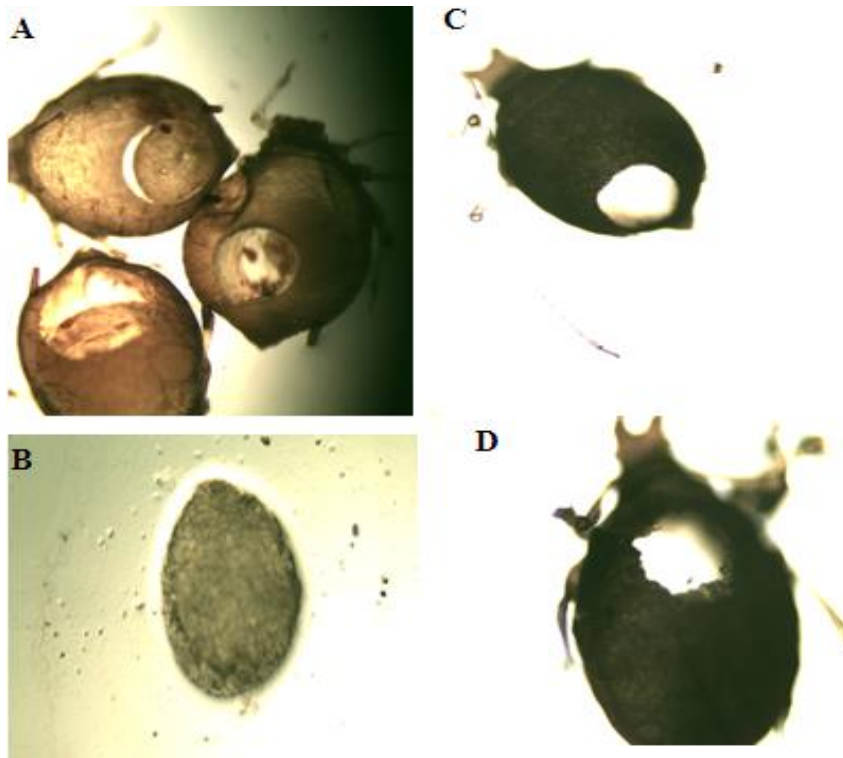


Figure30. Trous d'émersion de *L.fabarum*. **A:** position des trous d'émersion des momies, **B:** forme d'opercule (couvercle), **C:** marge lisse de trou d'émersion, **D:** position et marge déchiquetée de trou d'émersion chez les hyper-parasitoïdes (**Photos originales**).

Le stade pré-pupal commence par l'évacuation du méconium à l'intérieur de la momie du puceron. Ces boules méconiales varient selon les espèces de parasitoïdes (**Hafez, 1965**). Elles sont de forme oblongue, d'une couleur noir brillant ou brun foncé et leur nombre variable entre (entre 10 et 34 chez la majorité des genres des Aphidiinae. Chez les Aphelininae, Ces boules méconiales sont arrondies et aplaties, leur nombre est assez limité et varie entre 3 et 7 (**El-Heneidy & Adly, 2009**) (**Figure31. A, B, C, D**).

La comparaison des résultats obtenus et ceux de la bibliographiques disponible permis de conclure que l'association de *L. fabarum* (**LFACHCO**) a noté le nombre moyen le plus élevé avec 20,40 (11 à 31) par rapport aux résultats d'**El-Heneidy & Adly (2009)** qui ont signalé chez *L. fabrum* une moyenne de 26,9 alors que la moyenne trouvée de l'association de *L. testaceipes* est de 17,50 (08 à 23). Donc la variation du nombre des boules méconiales est en fonction de sade du puceron hôte et ce paramètre ne peut être utilisé comme

caractéristique claire pour identifier les espèces de parasitoïdes des pucerons (El-Heneidy & Adly, 2009).

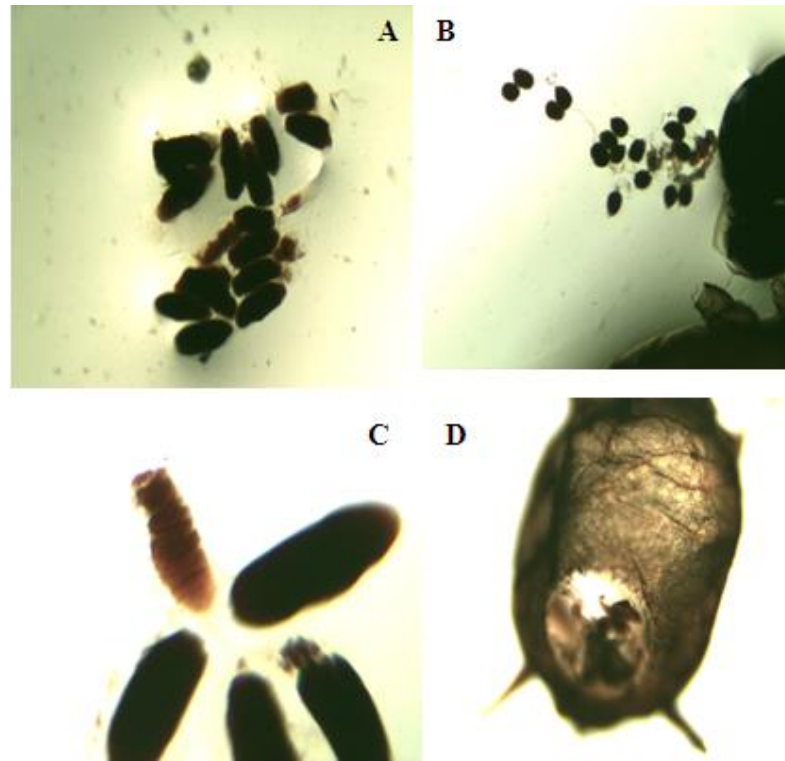


Figure31. Méconia de *L. fabarum*. **A:** forme de méconia, **B:** forme de méconia Chez les hyperparasitoïdes, **C:** texture et couleur de méconia, **D:** position de méconia à l'intérieur des momies (Photos originales).

2.2.5. Conclusion

Dans ce chapitre, l'analyse d'ANOVA des 17 paramètres morpho-métriques mesurés chez les femelles de *Lysiphlebus fabarum* de six biotopes différents a révélé la présence de deux catégories. La première est composée de trois caractères qui ne présentent aucune différence significative entre les six biotopes. Et la deuxième catégorie majoritaire constituée de 14 caractères, dont les différences sont significatives à hautement significatives entre les biotypes de *L. fabarum* étudiés.

Une analyse complémentaire basée sur les valeurs de 17 caractères morpho-métriques a mis en évidence 9 caractères expliquant 98,84 % de la variabilité observée entre les

populations des six biotopes de *L.fabarum*, dont les inerties de mesures des caractères des ailes, des pattes sont les plus importantes. En plus, la projection graphique des individus a montré la présence de quatre populations bien séparées.

Les résultats des mesures quantitatives effectuées sur les momies des deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes* ont montré des différences plus ou moins significatives entre les deux espèces, la seule différence entre les associations des deux espèces étant la forme des boules de méconiales.

Les moyennes de la largeur de la momie, de la largeur du trou et du nombre de boules méconiales étaient les plus indicatives. En ce qui concerne la couleur des momies entre les associations des deux espèces *L. fabarum* et *L. testaceipes*, la variabilité de ce paramètre dépend du puceron hôte et de la saison d'échantillonnage.

Chapitre 3. Biodiversité génétique des biotypes de *Lysiphlebus fabarum*

2.3.1. Introduction

Lors de la mise en œuvre d'un programme de lutte biologique, l'identification des espèces doit être aussi précise que possible. La description morphologique est l'une des premières méthodes d'identification des espèces, et elle est encore largement utilisée en taxonomie. Elle repose sur l'utilisation de caractères morphologiques communs ou non à plusieurs individus, sur la base de critères phénotypiques (observables et quantifiables) (**Genson, 2020**). Mais l'une des limites est qu'il existe des espèces cryptiques qui ne présentent pas de différences morphologiques visibles mais qui sont génétiquement différentes (**Bickford et al., 2006**). Effectivement, il existe de nombreux cas de morphes différents, induits par l'environnement, qui ont été traités à tort comme des espèces différentes jusqu'à ce que des études plus détaillées soient réalisées des cycles de vie ou des analyses moléculaires, les identifient conspécifiques (**Nijhout, 1999**). L'identification des espèces peut avoir des conséquences désastreuses lorsqu'il s'agit de mettre en œuvre des stratégies de contrôle biologique (**Delfosse, 2005**). Dans ce cas L'identification morphologique doit être complétée, par l'identification génétique. Cependant, depuis le début des années 2000, toutes les nouvelles descriptions morphologiques sont complétées par une identification moléculaire dont les séquences sont accessibles via des bases de données internationales (**Fontenille et al., 2017**). Le gène mitochondrial du cytochrome c oxydase I (COI) a été adopté comme « code-barres taxon » standard pour la plupart des groupes d'animaux (**Hebert et al., 2003**), et il est de loin le plus représenté dans les banques de gène publiés. Pour avoir une vision sur le processus de déroulement de cette méthode innovante d'identification, une initiation de manipulation est effectuée dont les but sont, maîtriser la technique, connaître ses difficultés et les besoins en matière d'information.

2.3.2. Matériels et méthodes

2.3.2.1. Matériel de travail

2.3.2.1.1. Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans cette section est représenté par des échantillons qui ont été collectés à travers les deux régions, Khenchela et Guelma contenant des individus de parasitoïde *Lysiphlebus fabarum* parasitant différentes espèces de pucerons hôtes, tandis que

le reste des échantillons ont été prêtés par quelques collègues (**Tableau15**). Les spécimens ont été identifiés morphologiquement grâce aux clés de détermination des auteurs suivants: **Starý (1976) ; Tomanović et al.(2018) et Rakhshani et al. (2019)**. La confirmation de l'identification des spécimens est accomplie par M^{me} **Tahar Chaouche Souad**; maitre de recherche A, au centre de recherche scientifique et technique en régions arides-Biskra.

Tableau15. Prélèvement spatio-temporel des spécimens de *L. fabarum* utilisés dans l'extraction et la purification D'ADN.

Échantillon	Date	lieux
1	09/06/2020	Khenchela
2*	01/05/2023	O.BOUGHI
3*	23/02/2021	Biskra
4	01/09/2020	Khenchela
5	20/09/2020	Khenchela
6	02/05/2017	Khenchela
7	07/06/2017	Khenchela
8	29/05/2018	Guelma
9	12/06/2014	Khenchela
10	25/05/2017	Khenchela
11	09/06/2018	Khenchela
12*	24/11/2018	Batna
13	30/05/2019	Guelma
14	01/02/2014	Khenchela
15	16/05/2014	Khenchela
16	01/06/2018	Khenchela
17	31/07/2014	Khenchela

* : les echantillons prêtés

2.3.2.1.2. Matériel de manipulation

➤ Produits chimiques utilisés

***Tampon de lyse** (GST, GSB Buffer et Protéinase k) : Brise les lipides des membranes plasmiques des organismes qui ont des membranes. Avec la solution de la protéinase K qui contient des enzymes qui s'attaquent les protéines, elle permettra de briser les membranes et inactiver les enzymes susceptibles d'endommager l'ADN.

***Tampon de dénaturation** (Ethanol): pour réduire la solubilité d'ADN, et l'isoler facilement des débris cellulaires.

***Tampon de lavage** (W1 Buffer, Wash Buffer): pour éliminer les contaminants cellulaires.

***Tampon d'élution** (pre-heated élution Buffer) : permet de modifier le pH de filtre ce qui permet de libérer l'ADN.

***Gel d'agarose**

➤ **Matériels utilisés**

La liste du matériel suivante représente tous les instruments exploités dans l'extraction et la purification de l'ADN

- ❖ Pince entomologiques
- ❖ Micro-fioles
- ❖ Smarte micropipettes et Microlite boîte à pipettes
- ❖ Agitateur
- ❖ Incubateur
- ❖ Centrifugeuse
- ❖ Spectrophotomètre
- ❖ Thermocycleur
- ❖ Réfrigérateur
- ❖ Cuve à électrophorèse
- ❖ Sécheur de gel pour électrophorèse
- ❖ Générateur pour électrophorèse
- ❖ Système de documentation sur gel GDS II et GDS...

2.3.2.2. Méthodes de travail

Les manipulations ont été réalisées au **Laboratoire Favret** de la systématique et de la diversité des insectes, institut de recherche en biologie végétale-Centre sur la biodiversité d'université de Montréal, Canada.

2.3.2.2.1. L'extraction et la purification de l'ADN

Les individus de *L. fabarum* conservés dans de l'alcool pur ont été lavés dans deux bains successifs d'eau distillée stérile. L'ADN a été extrait à partir des individus de cette espèce, à l'aide du protocole '**gSYNCTM DND Extraction kit Quick protocol**'. Les fragments COI mitochondriaux ont été amplifiés à l'aide des amorces LCO1490 et HCO2198. Les amorces LCO1490 :5'- GGTCAACAAATCATAAAGATATTGG – 3' et HCO2198 : 5'TAAACTTCAGGGTGACCAAAAAATCA -3', ont été utilisés respectivement en amont et en aval. Les individus ont été séparément déposés dans des micros tubes stériles de 1.5 ml,

pour extraire l'ADN des cellules, on doit utiliser **un tampon de lyse** (Ajouter 200 µl de GST et 20 µl de protéinase K, incubation à 60 ° C, pendant 24 heures), puis on ajout 200 µl de GSB buffer 5, et Agiter le contenu vigoureusement pendant quelques secondes.

Afin de poursuivre la purification d'ADN, on doit éliminer les contaminants c.-à-d les débris cellulaires qui se trouve en solution avec ADN, en ajoutant **le tampon de dénaturation** avec 200 µl d'éthanol pure au lysat de l'échantillon et mélanger immédiatement en agitant vigoureusement pendant 10 secondes. Ensuite, pipeter la solution obtenue et la déposer dans une colonne de purification inséré dans un Godet et Garce au tampon de lavage on peut éliminer les contaminants cellulaires. Ajouter le tampon de **lavage 1** (400µl de W1 Buffer), centrifugeuse à 14-16,000 x.g, 30 secondes. Jeter le godet et placer la colonne dans un nouveau godet et ajouter le tampon de lavage2 (600 µl de Wash Buffer) et faire la centrifugation durant 30 secondes sur la même vitesse. Puis on doit faire une autre centrifugation pendant 3 minutes pour bien séché le filtre de la colonne. Pour détacher l'ADN retenue par le filtre de la colonne, il faut mettre cette colonne dans un micro tube stérile et ajouter **le tampon d'élution** (100 ul de **pre-heatedélution Buffer**), laisser 3 minutes, faire la centrifugation.

L'ADN cette fois se trouve en solution, on doit le conservé dans une température baisse pour la prochain étape.

2.3.2.2.2. Quantification et contrôle de la qualité de l'ADN

La quantification et l'évaluation de la pureté de L'ADN à partir des échantillons de 1 µl à 2 µl, on a utilisé le spectrophotomètre à micro-volume Nano-Drop. Etant donné que les bases puriques (Adénine et Guanine) et pyrimidiques (Cytosine, Thymine et Uracile) absorbent fortement dans l'ultra-violet à 260 nm, alors le dosage de l'ADN en spectrophotométrie (Nano-drop) se fait à cette longueur d'onde. Une éventuelle contamination protéique est recherchée par une mesure de la DO à 280 nm. Cependant, une mesure de la DO à 270 nm permet de révéler une éventuelle contamination. Ces contaminations peuvent entraîner une surestimation de la concentration de l'ADN et risquent d'inactiver ou de gêner la digestion ou l'amplification de l'ADN. Ainsi les concentrations des ADN extraits ont été mesurées au moyen de la spectrophotométrie de masse. Des dilutions à 20 ng/µL ont été effectuées pour leurs utilisations dans la réaction de l'amplification en chaîne par polymérase (PCR).

2.3.2.2.3. Amplification des séquences d'ADN par la PCR

La **PCR (polymérase Chain réaction)** est une réaction biochimique de synthèse ADN réalisée in vitro et de manière répétée, ce qui permet d'amplifier en grande quantité d'un fragment d'ADN à partir d'une matrice d'ADN qui contient ce fragment.

Pour amplifier l'ADN extrait et en plus l'amorce principale, on a essayé d'adapter autres amorces disponibles au laboratoire dans le but d'avoir un succès important l'amplification d'ADN. Pour la mise au point de cette étape : Il faut d'abord pipeter la solution d'amplification dans un micro-tube, ensuite ajouter les amorces appropriés d'échantillons et ajouter l'ADN extrait et purifier. Déposer le micro tube dans l'adaptateur puis faire la centrifugeuse pendant 30 seconde a 13000 rotations/min. Ensuite amplifier les séquences d'ADN à l'aide de thermocycleur. Une fois que les cycles d'amplification sont terminés, en obtenant un produit PCR, avec elle on peut réaliser une électrophorèse sur gel d'agarose.

Les amplifications ont été réalisées dans un volume final de 25 µl contenant les différents constituants de la réaction comme le montre la **Figure 32**.



Figure32. Le principe de la PCR illustrée par les premiers cycles. **(1)** Dénaturation de l'ADN double brin afin de le rendre utilisable comme matrice simple brin; **(2)** Hybridation des amorces avec la séquence cible d'ADN; **(3)** Synthèse du brin complémentaire par élongation à partir de l'amorce.

Les cycles de la PCR sont constitués d'une première étape de dénaturation préliminaire de l'ADN pendant 3 minutes à 95° C, suivie de 35 cycles comportant 30 secondes à 94°C (dénaturation), 30 secondes à 50° C (hybridation des amorces), une minute à 72° C (élongation), et enfin la dernière étape c'est l'élongation finale pendant 5 minutes à 72° C, dans une machine PCR à gradient (**BioRad**) afin de déterminer la meilleure température d'hybridation des amorces.

2.3.2.2.4. Electrophorèse d'ADN sur gel d'agarose

L'électrophorèse sur gel d'agarose consiste à la séparation des molécules d'ADN selon leur poids moléculaire et selon leur charge. En effet, les molécules d'ADN étant chargées négativement, une fois mises dans un champ électrique, vont être attirées vers la borne positive. Selon leur poids moléculaire, les fragments d'ADN vont alors être séparés lors de la migration à travers les mailles du gel. Les fragments de grandes tailles migrent plus lentement que les fragments de petites tailles et ceci en fonction de la concentration du gel d'agarose qui inversement proportionnelle à la taille des fragments.

2.3.3. Résultats et discussion

2.3.3.1. Concentration de l'ADN

Pour la quantification d'ADN extrait à partir d'échantillons et d'après les résultats obtenus par le NanoDrop®, des différences entre les concentrations d'ADN des échantillons testées sont observées et les valeurs varient de 0,3 ng/ul à 365,3 ng/ul. Six échantillons sur dix-sept présentent les valeurs les plus élevées. D'une manière générale, la pureté d'une solution d'acide nucléique est considérée comme acceptable lorsque le ratio A260 nm/A280 nm est compris entre 1,8 à 2,0 pour l'ADN et entre 2,0 à 2,2 pour l'ARN. Les ratios A260/A230 obtenus par le NanoDrop® sont de bons indicateurs de pureté. Dans notre cas, l'échantillon 7 dont le rapport **260/280** égale à 1,88, est la seule qui se caractérise par une bonne pureté. Lorsque ce ratio est significativement plus faible que 2,0 à 2,2, cela révèle la présence de contaminants absorbant à 230 nm dans la solution (**Tableau16**).

En biologie moléculaire, il est important de quantifier et d'analyser la pureté des acides nucléiques après leur purification. La méthode la plus répandue pour le dosage d'acides nucléiques est la spectrophotométrie qui mesure l'absorbance (ou densité optique DO) des acides nucléiques à 260 nm (absorbent dans l'ultraviolet). Parallèlement, la

détermination de leur pureté grâce à la lecture réalisée à différentes absorbance à 280 nm, 230 nm et 320 nm. **Simbolo et al. (2013)**, ont noté que les mesures obtenus par le NanoDrop® sont généralement plus élevées que celles du Qubit, et sa cohérence avec la quantification de l'ADN par PCR était limitée à l'ADN de poids moléculaire élevé extrait d'échantillons. Les mêmes auteurs ont ajouté que l'influence de la contamination par l'ARN sur la quantification de l'ADN doit être prise en compte lors de l'utilisation de protocoles de co-purification ADN/ARN. Les analyses basées sur les UV, telles que NanoDrop®, ne permettent pas de distinguer l'ADN des molécules d'ARN.

Tableau16. Concentration d'ADN issues de l'extraction des différents échantillons

Échantillon	Date	lieux	Concentration d'acide nucléique	Unité	A260	A280	260/280	260/230	Type d'échantillon
1	09/06/2018	Khenchela	0,3	ng/μL	0,006	-0.001	-4.30	-5.84	ADN
2*	01/05/2023	O.Bouaghi	0,3	ng/μL	0,005	-0.006	-0.84	-0.31	ADN
3*	23/02/2021	Biskra	13,2	ng/μL	0,264	0.236	1.12	0.29	ADN
4	01/09/2020	Khenchela	144,6	ng/μL	2,892	1.901	1.52	0.81	ADN
5	20/09/2020	Khenchela	2,5	ng/μL	0,050	0.051	0.98	1.02	ADN
6	02/05/2017	Khenchela	91,1	ng/μL	1,823	1,113	1,61	0,92	ADN
7	07/06/2017	Khenchela	1,6	ng/μL	0,031	0,017	1,88	-0,48	ADN
8	29/05/2018	Guelma	365,3	ng/μL	7,306	6,742	1,08	1,29	ADN
9	12/06/2014	Khenchela	158,0	ng/μL	3,160	2,087	1,51	0,81	ADN
10	25/05/2017	Khenchela	2,7	ng/μL	0,053	0,055	0,97	0,54	ADN
11	09/06/2018	Khenchela	144,3	ng/μL	2,885	1,850	1,56	0,88	ADN
12*	24/11/2018	Batna	8,6	ng/μL	0,172	0,135	1,27	0,69	ADN
13	30/05/2019	Guelma	134,3	ng/μL	2,686	1,747	1,54	0,90	ADN
14	01/02/2014	Khenchela	2,1	ng/μL	0,043	0,038	1,12	0,44	ADN
15	16/05/2014	Khenchela	3,6	ng/μL	0,073	0,069	1,05	0,89	ADN
16	01/06/2018	Khenchela	2,4	ng/μL	0,047	0,046	1,02	1,50	ADN
17	31/07/2014	Khenchela	5,1	ng/μL	0,101	0,083	1,22	0,83	ADN

* : les échantillons prêtés

Plusieurs facteurs influencent les ratios de pureté des extraits d'ADN comme le pH, la force ionique de la solution d'acides nucléiques, la présence de bulles d'air. Selon les résultats publiés par **Wilfinger en 1997**, le ratio A260/A280 d'un ARN pur dans une solution

plus acide est significativement plus faible, pouvant induire en erreur sur l'interprétation de la pureté. Il est donc important d'utiliser le même tampon pour le blanc et pour la solution d'acides nucléiques lors du dosage par le spectrophotomètre et de vérifier régulièrement la performance et la précision de son spectrophotomètre.

La configuration des concentrations négatives est dû peut être à l'utilisation d'une solution inappropriée pour effectuer le « blanc » ou bien le « blanc » a été réalisé dans une cuvette sale ou sur une surface de piédestal sale. Il est important d'utiliser pour le « blanc » une solution dont la composition et le pH sont les mêmes que ceux utilisés pour les acides nucléiques purifiés.

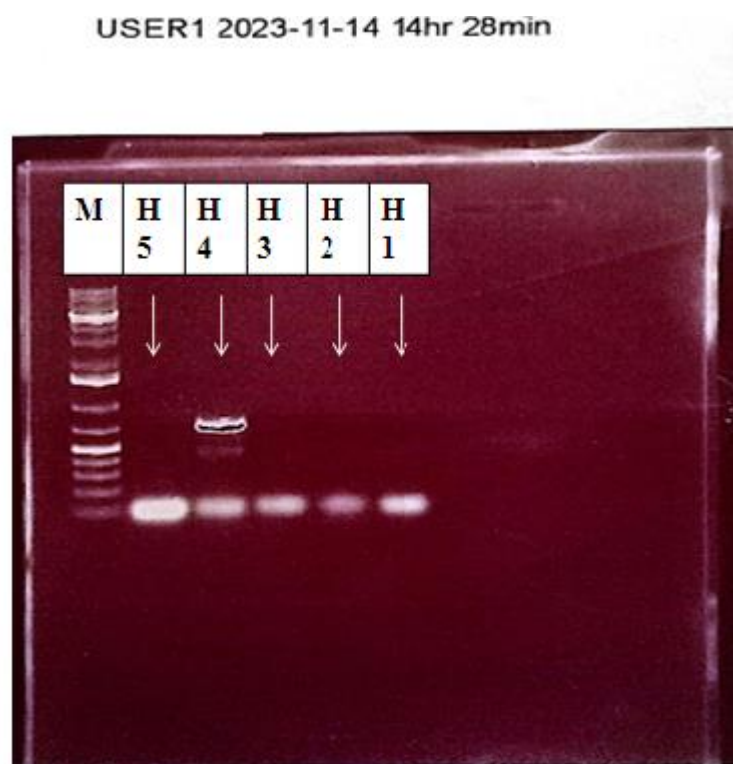


Figure33. Profils d'amplification de génome des cinq premiers échantillons de *L. fabarum*

L'ADN mitochondrial de cinq premiers spécimens cryptiques de l'espèce parasitoïde *L. fabarum* nommée H1, H2, H3, H4 et H5, soumises à l'amplification par PCR pour le marqueur COI mitochondriaux, montrant des bandes blanches visibles sur la photo correspondent à des fragments d'ADN amplifiés dans les 5 pistes du milieu de la photo (**Figure33**), indiquent malheureusement que l'ADN est non digéré pour les quatre

échantillons (H1, H2, H3, et H5), alors que la digestion de l'ADN de l'échantillon H4 est incomplète.

Ainsi, le succès d'une analyse de métabarcoding dépend particulièrement du jeu d'amorces utilisé et des loci cibles, car ils détermineront l'efficacité et la précision de la détection et de l'identification des taxons (**Leray et al., 2013**), ainsi que des conditions et de maîtrise de manipulation. Le métabarcodage reste encore une approche relativement nouvelle, et des améliorations méthodologiques et analytiques sont nécessaires pour élargir encore sa gamme d'applications (**Pompanon et al., 2012**). La couverture taxonomique du jeu d'amorces dépendra alors de la question abordée. Dans notre cas, c'est décrire la diversité et la composition d'un groupe fonctionnel spécifique, c'est-à-dire les amorces « spécifiques au groupe » seront efficaces (**Leray et al., 2013**). Donc l'adaptation des amorces disponibles a nécessité plusieurs essais mais sans résultats bien déterminés.

Les diverses études qui ont traité la diversité interspécifique chez *L. fabarum* ont montré que peu ou pas de divergence génétique entre les taxons de ce groupe. **Belshaw et al. (1999)**, ont signalé un faible niveau de divergence entre *L. fabarum*, *L. cardui*, *L. confusus* et *L. melandriicola* dans le génome mitochondrial. De même, **Sandrock et al. (2011)** ont découvert qu'il n'y a pas de séparation claire entre *L. cardui*, *L. confusus* et *L. fabarum* sexués et asexués en utilisant des séquences de barcoding, suggérant que ces trois espèces devraient être traitées comme une seule et même espèce. Des résultats semblables sont signalés par **Derocles et al. (2012)** ; **Starý et al. (2014)** ; **Petrović et al. (2015)** ; **Derocles et al. (2016)** et **Tamanović et al. (2018)**.

Les différences morphologiques héréditaires sont clairement reconnaissables et écologiquement informatives (**Starý et al., 2014**), mais qui n'ont pas de signal phylogénétique clair (**Tamanović et al., 2018**). Plusieurs auteurs suggèrent que l'occurrence fréquente de thelytoque chez *L. fabarum* groupe contribue de manière importante à cette situation complexe. La co-occurrence de lignées sexuelles et asexuées qui ne présentent pas un isolement reproductif complet entraînera inévitablement des défis taxonomiques (**Tamanović et al., 2018**).

Donc, il est important de reconnaître que chez *L. fabarum* groupe, il ya des morpho-spécifiques distinctes avec des attributs écologiques distincts (par exemple gammes d'hôtes), mais peu de justification phylogénétique jusqu'à présent (**Tamanović et al., 2018**).

2.3.4. Conclusion

Une extraction et purification d'ADN de différents échantillons de *L.fabrum* afin de les analyser génétiquement et essayer de détecter les distinctions. Les résultats d'extraction obtenus sont quantifiés par le nanodropNanoDrop® dont des différences entre les concentrations d'ADN des échantillons testées sont observées et les valeurs varient entre 0,3 à 365,3 ng/μL. Six échantillons sur dix-sept présentent des valeurs de concentrations d'ADN élevées. Un seul échantillon présente une bonne pureté d'ADN. L'électrophorèse sur gel d'agarose de cinq échantillons confirme que l'ADN n'était pas digéré. Cela nécessite une nouvelle extraction de tous les échantillons avec l'adaptation et l'optimisation des amorces jusqu'à l'obtention des résultats fiables. Effectivement, l'expérience et le temps sont les deux facteurs limitant dans le succès des études génétiques.

D'après les travaux de recherche menés dans le monde entier, l'analyse génétique n'a pas pu détecter des différences entre les espèces décrites par « *L. fabarum* groupe ». Cependant, il serait souhaitable d'élargir ces recherches et soutenir les études génétiques, notamment pour d'autres espèces prédatrices, parasitoïdes et ravageurs comme les espèces de pucerons, qui donnent de bons résultats.

Conclusion générale

L'étude menée dans la région de Khenchela entre 2017 et 2020 sur le parasitoïde primaire du puceron *L. fabrum* a permis de fournir des données importantes sur ce parasitoïde, Il en sort que,

Il a pu établir 17 relations tri-trophiques avec 11 espèces de pucerons et 12 espèces de plantes appartenant aux 7 familles botaniques. Ainsi, un taux d'émergence le plus élevé que les autres parasitoïdes collectés.

La sex-ratio de la descendance du groupe *fabarum* (*L. fabarum* + *L. confusus*) est complètement uniparental femelle. Trois nouvelles populations thélytoïdes (thélytoques) de ce parasitoïde ont été enregistrées pour la première fois dans la région étudiée et en Algérie.

Cette étude a également fourni des données sur d'autres relations trophiques de type symbiose et hyper-parasitisme. Pour les hyper-parasitoïdes, les espèces des genres *Alloxysta* et *Asaphes* sont associés à *L. fabarum* par contre la symbiose est effectuée par une seule espèce de fourmis *Tapinoma nigerriunum*, associées aux colonies d'*Aphis idaei* parasitées par ce parasitoïde.

Les résultats des données sur la distribution spatio-temporelle de *L. fabarum* à Khenchela ont révélé que ce parasitoïde est plus abondant dans les habitats naturels que dans les habitats cultivés, et qu'il fréquente les hautes altitudes allant de 852 à 1243 m.

Une analyse de variance (ANOVA) des 17 paramètres morpho-métriques mesurés chez les femelles de ce parasitoïde provenant de sex biotopes différents, a révélé la présence de deux catégories. La première comprenant trois caractères qui ne montrent pas de différences significatives et la deuxième grande catégorie comprenant 14 caractères, avec des différences significatives à hautement significatives entre les biotypes de *L. fabarum* étudiés.

Cette partie d'analyse est complétée par l'ACP basée sur les valeurs de 17 caractères morpho-métriques qui permet de mettre en évidence 9 caractères expliquant 98,84 % de la variabilité observée entre les populations des sex biotopes de ce parasitoïde. Les inerties des mesures des caractères des ailes, des pattes sont les plus importantes. En plus La projection graphique des individus a montré la présence de quatre populations bien séparées.

Les résultats des mesures qualitatives effectuées sur les momies des deux espèces, *L. fabarum* et *L. testaceipes* ont montré des différences plus ou moins significatives et la seule différence entre les associations des deux espèces étant la forme des boules de méconium.

L'analyse des moyennes de la largeur de la momie, de la largeur du trou et du nombre de boules de méconium sont les plus indicatives. En ce qui concerne la couleur des momies des associations des deux espèces, *L. fabarum* et *L. testaceipes*, la variabilité de ce paramètre dépend du puceron hôte et de la saison d'échantillonnage.

La technique d'extraction et de purification de l'ADN à partir de différents échantillons de *L. fabarum* est réalisée. Des facteurs limitant (temps et expérience) ont un impact sur pour l'achèvement d'analyse génétique jusqu'à l'obtention de l'amorce spécifique des espèces de *L. fabarum* groupe. Donc, il serait souhaitable d'élargir nos recherches et de les soutenir par des études génétiques supplémentaires qui touchent notamment des taxons comme les pucerons.

Sur la base des résultats obtenus, nous pouvons conclure que ce parasitoïde occupe une place importante dans la région de Khenchela, surtout dans le milieu naturel. Apparemment, ce milieu, offre un environnement favorable et relativement stable pour la conservation et la pullulation de ce parasitoïde. Il peut être considéré comme un bon élément pour une expérience de lutte biologique dans le futur, mais des études complémentaires sont nécessaires sur les conditions d'élevage en masse, doivent être prises en compte dans l'évaluation des coûts et des bénéfices de cette stratégie de lutte.

Ce type d'étude devrait être intensifié et les prospections étendues à d'autres espèces de parasitoïdes connues en Algérie et dans la région de Khenchela afin d'enrichir cette liste de parasitoïdes primaires. Réduire au minimum l'utilisation excessive de pesticides est l'une des objectifs prévu par ce type d'étude pour une agriculture biologique qui protège la santé humaine.

Références bibliographiques

1. **Abdessemed D.F., 1998.** *Complément d'inventaire des Hyménoptères Aphidiides et contribution à l'étude biologique de Diaeretiella rapae M'int. (Hymenoptera: Aphidiidae) parasite du puceron cendré du chou Brevicoryne brassicae L. et du puceron vert du pêcher Myzus persicae Sulz. (Homoptera, Aphididae).* Mémoire Ing. Agro., Inst. Agro., Univ. Blida, 109p.
2. **Aggoun H., Tarai N. & Tahar Chaouche S., 2024.** Updated host associations and distribution of *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae) in Algeria. *Tropical agriculture*, 101(4):465:475.
3. **Aggoun H., 2015.** *Contribution à l'étude des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel dans la région de Khenchela.* Mémoire Mag. Agro., Dép. Agro., Univ. Batna1, 61p.
4. **Aggoun H., 2011.** *Etude des différentes interactions: plantes-pucerons-parasitoïdes notées dans le milieu naturel de la région de Khenchela.* Mémoire Ing. Agro., Dép. Agro., Univ. Batna1, 30p.
5. **Albittar L., Ismail M., Bragard C. & Hance T., 2016.** Host plants and aphid hosts Influence the selection behaviour of three aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *European journal of entomology*, 113: 516-522.
6. **Altieri M.A., Nicholls C.I., Fritz M.A., 2005.** Manage insects on your farm: a guide to ecological strategies. Sustainable Agriculture Network, Beltsville, MD.
7. **Alvarez-Baca J. K., Montealegre X., Alfaro-Tapia A., Alfaro-Tapia A., Zepeda-Paulo F. Van Baaren J., Lavandero B. & Le Lann C., 2023.** Composition and Food Web Structure of Aphid-Parasitoid Populations on Plum Orchards in Chile. *Insects*, 14(3) :1-15. <https://doi.org/10.3390/insects14030288>.
8. **Ameri M., Rasekh A., Michaud J.P. & Allahyari H., 2013.** Morphometric indicators for quality assessment in the aphid parasitoid, *Lysiphlebus fabarum* (Braconidae: Aphidiinae). *European Journal of Entomology*, 110(3): 519-525. <http://www.eje.cz/pdfs/110/3/519>.
9. **Aroun M.E.F. & Abdel Hussain M.S 2006.** Les Aphidiides (Hym.) d'Algérie et leurs aphides hôtes. Rencontre Méditerranéenne d'Écologie, 7 et 8 novembre 2006, Bejaia, 16 p.
10. **Aroun M.E.F., 1985.** *Les aphides et leurs ennemis naturels dans un verger d'agrumes de la Mitidja (Algérie).* Mémoire Mag. Agro., Inst. Nati. Agro. El Harrach (Alger),107p.
11. **Astaraki M., Rasekh A., Shishehbor P. & Mahi H., 2019.** Mate choice in the parasitoid *Lysiphlebus fabarum* in conditioned by host species and influences progeny fitness. *Biological Control*, 131 :8-17.

12. **Baghami Y., 2013.** *Écologie et dynamique de la végétation de l'Aurès*. Thèse Doc., Sci. Agro., univ. Biskra, 288p.
13. **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.
14. **Barahoei H., Madjdzadeh S.M. & Mehrparvar M., 2011.** Morphometric differentiation of five biotypes of *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Iran. *Zootaxa*, 2745: 43-52.
15. **Barahoei H., Rakhshani E., Nader E., Stary P., Kavallieratos N. G., Tomanovic Z. & Mehrparvar M., 2014.** Checklist of aphidiinae parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) and their host aphid associations in Iran. *Journal of Crop Protection*, 3:199-232.
16. **Barnea O., Mustata O., Mustata G. & Simon E., 2005.** The parasitoid complex which control the *Aphis fabae* Scop. colonies installed on different crop species and spontaneous plants. *Analele Stiintifice ale Universitatii*, 99-102.
17. **Bass C., Puinean A. M., Zimmer C. T., Denholm I., Field L. M., Foster S. P., Gutbrod O., Nauen R., Slater R. & Williamson M. S., 2014.** The evolution of insecticide resistance in the peach potato aphid, *Myzus persicae*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 51: 41-51.
18. **Belshaw R., Quicke D.L., Volkl W. & GodFray H.C.J., 1999.** Molecular markers indicate rare sex in a predominantly asexual parasitoid wasp. *Evolution*, 53: 1189-1199.
19. **Belshaw R. & Quicke D.L.J., 1997.** A molecular phylogeny of the aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 7:281-293.
20. **B.N.E.D.E.R. (Bureau National d'Études pour le Développement Rural), 2024.** Rapport de la stratification de l'occupation des sols du domaine forestier de la wilaya de Khenchela. 38p.
21. **Benhamacha M., Ghezali D., Chemala A. et al., 2017.** First report of *Pauesia silana* Tremblay, 1969 (Hymenoptera: Aphidiidae), a natural enemy of the aphid *Cinara pini* L., in Algeria. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, 47 (2): 283-284. <https://doi.org/10.1111/epp.12387>.
22. **Ben Halima Kamel M. & Ben Hamouda M.H., 2005.** Apropos des pucerons des arbres fruitiers de Tunisie. *Notes Fauniques de Gemnloux*, 58 :11-16.
23. **Ben Halima Kamel M., Zouari S., Barahoei H. & Rakhshani E., 2022.** Expansion in the distribution of *Pauesia silana* Tremblay (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae), across North Africa, a recent discovery in Tunisia. *Journal of Insect Biodiversity and Systematics*, 8 (3) : 435-448.

24. **Bernardo J., 1996.** The particular maternal effect of propagule size, especially egg size: patterns, models, quality of evidence and interpretations. *American Zoologist*, 36:216-236.
25. **Betiche K., 2007.** *Inventaire des plantes médicinales dans deux sites de la wilaya de Khenchela*. Mémoire Ing., Dép. Biol., Univ. Khenchela, 88 p.
26. **Blackman R.L. & Eastop V.F., 2000.** Aphids on the world's crops : An identification and information guide. 2nd Edition, Wiley. London. 476p.
27. **Boivin G., Hance T., & Brodeur J., 2012.** Aphid parasitoids in biological control. *Canadian journal of plant science*, 92: 1-12.
28. **Boivin G., 2001.** Parasitoïdes et lutte biologique: paradigme ou panacée ? *Science de l'environnement*, 2(2) : 1-28. <https://doi.org/10.4000/vertigo.4096>.
29. **Boubelli S., 2009.** *Identification et mise en évidence des formations hydrogéologiques de la wilaya de Khenchela (Nord-Est Algérien) analyse et synthèse de données*. Mémoire Mag., Hydr. Envi. Modél., Dép. Géol., Univ. Annaba, 99p.
30. **Bouzekri A. H., 2015.** *Evaluation multicritère des situations critiques au risque de la désertification dans les Aurès (Algérie)*. Thèse Doc., Amén. Terri. Gest. Risq. Maje., Univ. Batna 1, 187p.
31. **Bouziane K., 2008.** *Inventaire des plantes médicinales dans deux sites de la wilaya de Khenchela*. Mémoire Ing. Biol., Dép. Biol., Univ. Khenchela, 88p.
32. **Bristow C.M., 1991.** *Why are so few aphids attended?* See Huxley & Cutler, 104-119.
33. **Brodeur J. & Rosenheim J.A., 2000.** Intraguild interactions in aphid parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 97: 93-108.
34. **Budenberg W. J., 1990.** Honeydew as a contact kairomone for aphid parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 55(2) :139-148. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1990.tb01357.x>.
35. **Carver M. & Franzmann B., 2001.** *Lysiphlebus Förster* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Australia. *Australian Journal of Entomology*, 40: 198 -201.
36. **Carver M., 1984.** The potential host ranges in Australia of some imported aphid parasites [Hym.: Ichneumonoidea: Aphididae]. *Entomophaga*, 29 (4): 351-359.
37. **Chehma S. 2013.** *Etude Bioécologique des Hyménoptères Parasitoïdes des Pucerons Associés au Milieu Naturel et Cultivé dans la Région de Ghardaïa*. Mémoire Mag., Dép. Agro., Univ. Ouargla, 53p.
38. **Chaubet B., 2010.** Encyclop'Aphid. Écologie et génétique des insectes. INRA. <https://www4.inra.fr/encyclopediepucerons/Puceronsmilieu/Antagonistes/Parasitoides/Cycle-biologique>.

39. **Chou L. Y., 1981.** The genera of Aphidiidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) in Taiwan. *China's agricultural research system*, 30(3) : 308-323.
40. **Darsouei R., Karimi J. & Modarres-Awal M., 2011.** Parasitic wasps as natural enemies of aphid populations in the mashhad region of iran: New data from DNA barcodes and sem. *Archives of Biological Sciences*, 63 (4), 1225-1234. DOI:10.2298/ABS1104225D.
41. **Dedryver C.A., Le Ralec A. & Fabre F., 2010.** The conflicting relationships between aphids and men: a review of aphid damage and control strategies. *Comptes Rendus Biologies*, 333:539-553.
42. **Delabie J. H.C., 2001.** Trophobiosis Between Formicidae and Hemiptera (Sternorrhyncha and Auchenorrhyncha): an Overview. *Neotropical Entomology*, 30(4): 501-516.
43. **Delfosse E.S., 2005.** Risk and ethics in biological control. *Biological Control*, 35(3) :319-329.
44. **Dennis A. B., Ballesteros G. I., Robin S. et al., 2020.** Functional insights from the GC-poor genomes of two aphid parasitoids, *Aphidius ervi* and *Lysiphlebus fabarum*. *BMC Genomics*, 21: 376. doi: 10.1186/s12864-020-6764-0.
45. **Derocles S. A. P., Plantegenest M., Simon J.-C., TaberleT P. & RALEC A.L., 2012.** A universal method for the detection and identification of Aphidiinae parasitoids within their aphid hosts. *Molecular Ecology Resources*, 12,634-645. doi:10.1111/j.1755-0998.2012.03131.x.
46. **Derocles S.A.P., Plantegenest M., Rasplus J.Y., Marie A., Evans D.M., Lunt D.H. & Le Ralec A., 2016.** Are generalist Aphidiinae (Hym. Braconidae) mostly cryptic species complexes? *Systematic Entomology*, 41(2), 379-391. <https://doi.org/10.1111/syen.12160>.
47. **Dib H., 2010.** *Rôle des ennemis naturels dans la lutte biologique contre le puceron cendré, Dysaphis plantaginea Passerini (Hemiptera: Aphididae) en vergers de pommiers.* Thèse Doc., Inst. Nat. Rech Agro., Univ Avignon - Pays de Vaucluse, 239 p.
48. **Digilio M.C., Isidoro N., Tremblay E., Pennacchio F., 2000.** Host castration by *Aphidius ervi* venom proteins. *Journal of Insect Physiology*, 46(6) : 1041-1050.
49. **Dixon A.F.G. & Agarwala B.K., 1999.** Ladybird induced life-history changes in aphids. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 266:1549-1553.
50. **El-Heneidy A. H. & Adly D., 2009.** Discrimination among Aphid Parasitoids through Characteristics of their Mummies. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 19(1) : 37-40.

51. **Falabella P., Riviello L., Caccialupi P. et al., 2007.** A γ -glutamyl transpeptidase of *Aphidius ervi* venom induces apoptosis in the ovaries of host aphids. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 37(5):453-65.
52. **Falabella P., Tremblay E. & Pennacchio F., 2000.** Host regulation by the aphid parasitoid *Aphidius ervi*: the role of teratocytes. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 97: 1-9.
53. **Farhad A., Talebi A. A. & Fathipour Y., 2011.** Foraging Behavior of *Praon volucre* (Hymenoptera: Braconidae) a Parasitoid of *Sitobion avenae* (Hemiptera: Aphididae) on wheat. *A Journal of Entomology*, 1: 1-7.
54. **Favret C., 2024.** Aphid Species File. Version 5.0/5.0. World Wide Web electronic publication. <http://Aphid.SpeciesFile.org> [accessed 06 August 2024].
55. **Favret C., 2023.** <http://www.aphidsonworldsplants.info/>.
56. **Ferrari J., Darby A. C., Daniell T. J., Godfray H. C. J., & Douglas A. E. 2004.** Linking the bacterial community in pea aphids with host plant use and natural enemy resistance. *Ecological Entomology*, 29(1): 60-65.
57. **Ferrer-Suay M., Selfa J., Tomanoviü Ž., Jankoviü M., Kos K., Rakhshani E. & Pujade-Villar J., 2013.** Revision of *Alloxysta* from the north-western Balkan Peninsula with description of two new species (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 53(1): 347-368.
58. **Fink U. & Volkl W., 1995.** The effect of abiotic factors on foraging and oviposition success of the aphid parasitoid, *Aphidius rosae*. *Oecologia*, 103:371-378.
59. **Fontenille D., Almeras L. & Garros C., 2017.** Concepts et méthodes d'identification des espèces d'arthropodes *In* : Duvallet G., Fontenille D., Robert V. (eds.). Entomologie médicale et vétérinaire Marseille (FRA); Versailles : IRD ; Quae, p.61-78. ISBN 978-2-7592-2676-4.
60. **Gagic V., Tschardt T., Dormann C. F., Gruber B., Wilstermann A. & Thies C., 2011.** Food web structure and biocontrol in a four-trophic level system across a landscape complexity gradient, *Biological Sciences*, 278 : 1471-2954. <https://doi.org/10.1098/rspb.2011.0711>.
61. **Garantonakis N., Perdakis D., Lykouressis D., Kourti A. & Gkouvitsas T., 2009.** Studies on the identity of the parasitoids *Aphidius colemani* and *Aphidius transcaspicus* (Hymenoptera: Braconidae). *European Journal of Entomology*, 106: 491-498.
62. **Genson G., 2020.** *Caractérisation moléculaire et morphologique des punaises d'intérêt agronomique (genres Eurydema et Lygus)*. Mémoire. Sci. Vie Ter., Ecole Prat. Haut.Etud. Sci.Vie Terr., Montpellier, 191p.
63. **Ghelamallah A., Rakhshani E., Bouhraoua R.T., Michelena J.M., Boualem M., Ferrer-Suay M. & Pujade-Villa J., 2018.** New Hymenoptera records (Braconidae:

- Aphidiinae) from Algeria and the Northern Africa, and notes about other species. *Zeitschrift FÜR Entomologie Entomofauna*, 39:301-316.
64. **Godfray H.C.J., 1994.** Parasitoids, behavioral and evolutionary ecology. Ed. Princeton University Press, New Jersey, 473 p.
 65. **Gozibekov A. & Grozea I., 2018.** *Lysiphlebus fabarum* role in reducing the number of Aphids in vegetables plants. *Research Journal of Agricultural Science*, 50 (2) : 16-20.
 66. **Grasswitz T.R. & Paine T.D., 1992.** Kairomonal effect of an aphid cornicle secretion on *Lysiphlebus testaceipes*. *Journal Insect Behavior*, 5: 447-457.
 67. **G"uz N. & Kilincer N., 2005.** Aphid Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) on Weeds from Ankara, Turkey. *Phytoparasitica*, 33(4): 359-366.
 68. **Hagen K.S. & van den Bosch R., 1968.** Impact of pathogens, parasites, and predators on aphids. *Annual review entomology*, 13:325-384.
 69. **Hafez M., 1965.** Characteristics of the open empty mummies of the cabbage aphid *Brevicoryne brassicae* (L.) indicating the identity of the emerged parasites. *Agricultural Research Review*, 43(4): 85-88.
 70. **Hebert P.D.N., Cywinska A., Ball S.L. & DeWaard J.R., 2003.** Identifications biologiques par codes-barres ADN. *proceedings of the royal society of london*, 270 : 313-321. Doi : 10.1098/ rspb. 2002.22 18.
 71. **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), 1: 8. DOI: 10.1186/s41938-020-0214-9.
 72. **Hance T., Baaren J.V., Vernon P. & Boivin G., 2007.** Impact of extreme temperatures on parasitoids in a climate change perspective. *Annual Review of Entomology*, 52:107-26.
 73. **He X.Z., Wang Q. & Teulon D.A.J., 2004.** Emergence, sexual maturation and oviposition of *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Aphidiidae). *New Zealand Plant Protection*, 57: 214-220.
 74. **Hillocks R. J., 1998.** The potential benefits of weeds with reference to small holder agriculture in Africa. *Integrated Pest Management Reviews*, 3 : 155-167.
 75. **Holman J., 1981.** A review of *Uroleucon* species (Homoptera : Aphididae) confined to Asteraceae: Inuleae. 15pp. *Acta Entomologica Bohemoslvaca*, 78 :162-176.
 76. **Ilić Milošević M., Lazarević M., Petrović-Obradović O. & Žikić V., 2014.** Tritrophic associations of *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) in Serbia. *Biologica Nyssana*, 5 (2): 39-47.

77. **INPN** : Inventaire national du patrimoine naturel. <https://inpn.mnhn.fr/accueil/index>
78. **Jabbar A.S., Saleh A.A., Lokma N. & Amer S.A.M. 2020.** Efficacy of the aphid parasitoid *Lysiphlebus fabarum* (marshall) to control *Aphis craccivora* (Koch). *Eurasian Journal of BioSciences*, 14 : 1511-1522.
79. **Jarosík V., Holý I., Lapchin L. & Havelka J., 2003.** Sex ratio in the aphid parasitoid *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae) in relation to host size. *Bulletin of Entomological Research*, 93(3):255-8. DOI: 10.1079/BER2003229.
80. **Jaskiewicz B. & Szaawinska A., 2005.** The Complex of Parasitic Hymenoptera (Hymenoptera: Parasitica) Occurring in Aphids Colonies on Decorative Shrubs in the Urban Environment. *Annales Universitatis Mariae Curie Skłodowska Lublin Polonia*, 15:127-135.
81. **Jaureguiberry P., Buffa L. M. & Delfino M. A., 2010.** Cross-habitat usage by crop aphids and their parasitoids in the crop/noncrop interface in an organic vegetable farm. *Revista Brasileira de Agroecologia*, 5(2) : 39-49.
82. **Johnson, J.W., 1978.** Parasites of aphids on wheat and sorghum in Oklahoma: identification based on empty mummies. *Memory, Mast. Sci., Univ. Oklahoma*, 43p.
83. **Kaiser L., Pham-Delegue M.H., Bakchine E. & Masson C., 1989.** Olfactory responses of *Trichogramma maidis* Piteau & Voegelé: Effect of chemical cues and behavioral plasticity. *Journal Insect Behavior*, 2:701-712.
84. **Kambhampati S., Volkl W., & Mackauer M., 2000.** Phylogenetic relationships among genera of Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) based on DNA sequence of the mitochondrial 16S rRNA gene. *Systematic Entomology*, 25:437-445.
85. **Kavallieratos N.G., Lykouressis D.P., Sarlis G.P., Stathasgl G.J., Sanchis S.A. & Athanassiou C.G., 2001.** The Aphidiinae (Hymenoptera: Ichneumonoidea: Braconidae) of Greece. *Phytoparasitica*, 29(4): 306-340.
86. **Kavallieratos N. G., Tomanovic' Z' E., Sarlis G. P., Fasseas C. & Emmanouel N. E. A., 2006.** Review of the genus *Aphidius* Nees in Greece (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) with the description of a new species. *Journal of Natural History*, 40(17-18): 1179-1197.
87. **Kavallieratos N. G., Tomanovic Z., Stary P., Athanassiou C. G., Sarlis G. P., Pterovic O., Niketic M. & Veronikis 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.
88. **King B.H., 1987.** Offspring sex ratios in parasitoid wasps. *Quarterly Review of Biology*, 62:367-396.
89. **Kunert G., Schmooch-Ortlepp K., Reissmann U., Creutzburg S. & Weisser W.W., 2008.** The influence of natural enemies on wing induction in *Aphis fabae* and

- Megoura viciae* (Hemiptera: Aphididae). *Bulletin of Entomological Research*, 98: 57-62.
90. **Laamari M., Coeur d'acier A. & Jousselin E., 2013.** New data on aphid fauna (Hemiptera, Aphididae) in Algeria. *Zookeys*, 319: 223-229.
91. **Laamari M., Jousselin E. & Coeur d'Acier A., 2010.** Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: a fourteen-year investigation. *Faunistic Entomology*, 62 (2): 73- 87.
92. **Laamari M. & Stary P.,** Aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) of Algeria: diversity, host associations and distribution. In: *International Ecology Symposium. Aphid.* 12, du 9-13 September 2013, Belgrade, Serbia.
93. **Laamari M., Tahar Chaouche S., Benferhat S., Abbes S.B., Merouani H., Ghodbane S., Khenissa N. & Stary P., 2011.** Interactions tritrophiques: plante-puceron- hyménoptère parasitoïde observées en milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. *Journal Faunistic Entomology*, 63 (3):115-120.
94. **Laamari M., Tahar Chaouche S., Halimi C.W., Benferhat S., Abbes S.B., Khenissa N. & Stary P., 2012.** A review of aphid parasitoids and their associations in Algeria (Hymenoptera : Braconidae : Aphidiinae; Hemiptera: Aphidoidea). *African Entomomlogy*, 20(1) :161-170.
95. **Landis D. A., Wratten S.D. & Gurr G.M., 2000.** Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture, *Annual Review of Entomology*, 45:175-201.
96. **LaSalle J. & Gauld I. D., 1993.** *Hymenoptera: their diversity, and their impact on the diversity of other organisms.* In: LaSalle, J.; Gauld, I. D. (Eds.) *Hymenoptera and biodiversity*. Oxford: CAB International, 1-26 p.
97. **Lécureuil C., Rougière N., Nguyen T.M., Bressac C. & Chevrier C., 2012.** Les hyménoptères parasitoïdes: Des modèles pour l'étude de l'hypofertilité mâle. *Médecine Sciences Journal*, 28(1): 76-81.
98. **Legrand M. A., Colinet H., Vernon P. & Hance T., 2004.** Autumn, winter and spring dynamics of aphid *Sitobion avenae* and parasitoid *Aphidius rhopalosiphi* interactions. *Annals of Applied Biology*, 145:139-144.
99. **Leray M., Yang J.Y, Meyer C. P., Mills S. C., Agudelo N., Ranwez V., Boehm J. T & Machida R. J., 2013.** A new versatile primer set targeting a short fragment of the mitochondrial COI region for metabarcoding metazoan diversity: application for characterizing coral reef fish gut contents. *Frontiers in Zoology*, 10 (34) :1-14.
100. **Letourneau D. K., Jedlicka J. A., Bothwell S. G. & Moreno C. R., 2009.** Effects of Natural Enemy Biodiversity on the Suppression of Arthropod Herbivores in Terrestrial Ecosystems. *Annual review ecology evolution and systematics*, 40:573-92.
101. **Levie A., Dodot P. & Hance T., 2000.** Release of *Aphidius rhopalosiphi* (Hymenoptera: Aphidiinae) for cereal aphid control: field cage experiments. *European Journal of Entomology*, 97:527-531.

102. **Levie A., Legrand M.A., Dogota P., Pelsa C., Baret P. V. & Hance T., 2005.** Mass releases of *Aphidius rhopalosiphi* (Hymenoptera: Aphidiinae), and strip management to control of wheat aphids. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 105 : 17-21.
103. **Liepert C. & Dettner K., 1996.** Role of cuticular hydrocarbons of aphid parasitoids in their relationship to aphid-attending ants. *Journal of Chemical Ecology*, 22(4): 695-707.
104. **Liepert C. & Dettner K., 1993.** Recognition of aphid parasitoids by honeydew-collecting ants: The role of cuticular lipids in a chemical mimicry system. *Journal of Chemical Ecology*, 19(10): 2143-2153.
105. **Lohaus K., Vidal S. & Thies C., 2013.** Farming practices change food web structures in cereal aphid-parasitoid-hyperparasitoid communities. *Oecologia*, 171:249-259. DOI: 10.1007/s 00442 -012-2387-8.
106. **Lopes T., Hatt S., Stary P. & Francis F., 2016.** Inventaire et mise en collection d'espèces de pucerons et de parasitoïdes collectés en grandes cultures, et premier enregistrement de *Metopolophium frasicum* (Hille Ris Lambers 1947) et *Acyrtosiphon primulae* (Theobald 1913) (Hemiptera: Aphididae) en Belgique, *Faunistic Entomology*, 69 :49-55.
107. **Lucas C., Fresneau D., Kolmer K., Heinze J., Delabie J. H. C. & Pho D. B., 2002.** A multidisciplinary approach to discriminating different taxa in the species complex *Pachycondyla villosa* (Formicidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 75:249-259.
108. **Madjdzadeh S. M. , Dawah H. A. & Bruford M., 2011.** Morphometric differentiation of *Tetramesa leucospae* Zerova & Madjdzadeh, 2005, populations associated with two geographically isolated grass species in Iran. *Zoology in the Middle East*, 52(1):79-88. <http://dx.doi.org/10.1080/09397140.2011.10638482>.
109. **Mahi H., Rasekh A., Michaud J. P. & Shishehbor P., 2014.** Biology of *Lysiphlebus fabarum* following cold storage of larvae and pupae. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 153(1) : 10-19.
1010. **Makauer M. & Stary P., 1967.** Hymenoptera Ichneumonoidea, World Aphidiidae. *Index of entomophagous insects*, 1-51.
111. **Manzari S., Andrew P., Belshaw R. & Quicke D. L. J., 2002.** Morphometric and molecular analysis of the *Encarsia inaron* species-group (Hymenoptera : Aphelinidae), parasitoids of whiteflies (Hemiptera : Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research*, 92(2):165-175. DOI: 10.1079/BER2001144.
112. **Matin S.B., Sahragard A. & Rasoolian G., 2009.** Some biological parameters of *Lysiphlebus fabarum* (Hymenoptera: Aphidiidae) a parasitoid of *Aphis fabae* (Homoptera: Aphidiidae) under laboratory conditions. *Munis Entomology & Zoology*, 4 (1): 193-200.

113. **Maturana H.R. & Mpodozis J., 2000.** The origin of species by means of natural drift. *Revista Chilena de Historia Natuaral*, 73 :261-310. <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rchnat/v73n2/art05>.
114. **Merabet L., 2011.** *Effet des politiques agricoles sur l'offre et le revenu des céréalicultures, cas de la zone de Khenchela (Algérie)*. Mémoire Ing., Online. Agro., Ecole nationale supérieurs agronomie, Alger, 90 p.
115. **Meyhöfer R. & Klug T., 2002.** *Intraguild predation on the aphid parasitoid Lysiphlebus fabarum: Mortality risks and behavioural decisions made under the risk of predation*. In : Habilitationsschrift V. & Meyhöfer R. N. R (Ids) Intra- and interspecific interactions among natural enemies and consequences for biological control of arthropods, Hannover, Ed. G. W. L. U. 11-12 p.
116. **Moiroux J., Bourgeois G., Boivin G. & Brodeur J., 2014.** Impact différentiel du réchauffement climatique sur les insectes ravageurs des cultures et leurs ennemis naturels: implications en agriculture. Feuillet technique Ouranos Projet 550005-103, Québec, Canada. 12 p.
117. **Müller C.B., Adriaanse I.C.T., Belshaw R. & Godfray H.C.J., 1999.** The structure of an aphid-parasitoid community. *Journal of Animal Ecology*, 68 : 346-370.
118. **Muratori F.B., Gagne R.J. & Messing R.H., 2009.** Ecological traits of a new aphid parasitoid, *Endaphis fugitiva* (Diptera: Cecidomyiidae), and its potential for biological control of the banana aphid, *Pentalonia nigronervosa* (Hemiptera: Aphididae). *Biological control*, 50(2) :185-193.
119. **Navasse Y., 2016.** *Spécialisation parasitaire chez les Aphidiinae : existe-t-il des parasitoïdes de pucerons généralistes ? (Parasitic specialization in Aphidiinae: there are generalist aphid parasitoids ?)*. Thèse Doc., Biol. /Ecol., Univ.Rennes1, Bregtane, 170p.
120. **Nazari Y., Zamani A.A., Masoumi S.M., Rakhshani E., Petrovic-Obradovic O., Tomanovic S., Starý P. & Tomanovic Ž., 2012.** Diversity and host associations of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in the farmlands of western Iran. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 52(2): 559-584.
121. **Nieto Nafría J.M., Mier Durante M.P., García Prieto F. & Pérez Hidalgo N., 2005.** Hemiptera Aphididae III, Fauna Iberica Vol 28, Museo Nacional de Ciencias Naturales, 362p.
122. **Nijhout H.F., 1999.** Control mechanisms of polyphenic development in insects - In polyphenic development, environmental factors alter same aspects of development in an orderly and predictable way. *BioScience*, 49: 181-192.
123. **Olive K. M., Russell J. A., Moran N. A. & Hunter M. S., 2003.** Facultative bacterial symbionts in aphids confer resistance to parasitic wasps. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 100(4) : 1803-1807.

124. **Ortiz-Rivas B. & Martínez-Torres D., 2010.** Combination of molecular data support the existence of three main lineages in the phylogeny of aphids (Hemiptera: Aphididae) and the basal position of the subfamily Lachninae. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 55: 305-317.
125. **Parreño A., Ivanović A., Petrović A., Žikić V., Tomanović Ž. & Vorburger C., 2016.** Wing shape as a taxonomic trait: Separating genetic variation from host-induced plasticity in aphid parasitoids. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 180: 288-297.
126. **Passera L. & Aron S., 2005.** Les fourmis : comportement, organisation sociale et evolution. Presses scientifiques du CNRC.Ottawa, Canada, 480p.
127. **Perdikis D., Favas C., Lykouressis D. & Fantinou A., 2007.** Ecological relationships between non-cultivated plants and insect predators in agroecosystems: the case of *Dittrichia viscosa* (Asteraceae) and *Macrolophus melanotoma* (Hemiptera: Miridae). *Acta Oecologica*, 31: 299-306.
128. **Petrović A., Mitrović M., Ivanović A. et al., 2015.** Genetic and morphological variation in sexual and asexual parasitoids of the genus *Lysiphlebus* – an apparent link between wing shape and reproductive mode. *BMC Evolutionary Biology*, 15: 5. DOI: 10.1186/s12862-015-0293-5.
129. **Pike K., Stary P., Miller T., Graf G., Allison D., Boydston L. & Miller R. 2000.** Aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Northwest USA. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 102 : 699-740.
130. **Pike K.S. & Stary P., 1996.** New species of *Pauesia* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) parasitoids on *Cinara* (Homoptera: Aphididae: Lachninae) associated with conifers in the pacific north-west. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 98:324-331.
131. **Pompanon F., Deagle B. E., Symondson W. O. C. Brown D. S., Jarman S. N. & Taberlet P., 2012.** Who is eating what: diet assessment using Next Generation Sequencing. *Molecular Ecology*, 21(8):1931-1950. DOI: 10.1111/j.1365-294X.2011.05403.x
132. **Pons X. & Stary P., 2003.** Spring aphid-parasitoid (Hom., Aphididae, Hym., Braconidae) associations and interactions in a Mediterranean arable crop ecosystem, including Bt maize. *Journal Pest Science*, 76 : 133-138.
133. **Pujade-Villar J., Ferrer-Suay M M., Jesús S. & Pérez-Hidalgo N., 2012.** Charipinés (Hym.: Figitidae: Charipinae) et momies de pucerons: revue des connaissances sur ces parasitoïdes secondaires des pucerons (Hemiptera: Aphididae) des chênes. *Integrated Protection in Oak Forests IOBC/wprs Bulletin*, 76: 233-24.
134. **Raghuwinder S. & Marjorie A. H., 2007.** Tools for evaluating *Lipolexis oregmae* (Hymenoptera: Aphidiidae) in the field: effects of host aphid and host plant on mummy location and color plus improved methods for obtaining adults. *Florida Entomologist*, 90(1): 214-222.

135. **Rahimi K.S., Hosseini R., Hajizadeh J. & Sohani M.M., 2012.** Molecular Identification and Detection of *Lysiphlebus fabarum* (Hym.: Braconidae): A Key Parasitoid of Aphids, by Using Polymerase Chain Reaction. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 14:1453-1463.
136. **Rakhshani E., Barahoei H., Ahmad Z. et al., 2019.** Review of Aphidiinae parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) of the Middle East and North Africa: key to species and host associations. *European Journal of Taxonomy*, 552: 1-132. <https://doi.org/10.5852/ejt.2019.552>.
137. **Rakhshan M. E.A., 2015.** Study of mutualistic ants associated with *Aphis craccivora* (Hemiptera: Aphididae) on various host plants of family Fabaceae in northeast Bihar (India). *European Scientific Journal*, 11 (18):317-327.
138. **Rakhshani E., Kazemzadeh S., Starý P., Barahoei H., Kavallieratos N.G., Cetkovic A., Popovic A., Bodlah I. & Tomanovic Ž., 2012.** Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Northeastern Iran: Aphidiine- Aphid-Plant Associations, Key and Description of a New Species. *Journal of Insect Science*, 12(143):1-26.
139. **Rakhshani E., Stary P. & Tomanovic 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.
140. **Rakhshani E., Talebil A. A., Star P., Tamanovic Z. & Manzari S., 2007.** Aphid-parasitoid (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiidae) associations on willows and poplars in Iran. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*, 53 (3): 281-292.
141. **Rakhshani E., Talebi A.A., Kavallieratos N.G., Rezwani A., Manzari S. & Tomanovic Z., 2005.** Parasitoid complex (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) of *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphidoidea) in Iran. *Journal of Pest Science*, 78: 193-198.
142. **Rakhshani E., Talebi A.A., Manzari S., Rezwani A. & Rakhshani H., 2006.** An investigation on alfalfa aphids and their parasitoids in different parts of Iran, with a key to the parasitoids (Hemiptera: Aphididae; Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *Journal of Entomological Society of Iran*, 25(2):1-14.
143. **Rakhshani E., Tomanovic Ž., Starý P., Talebi A.A., Kavallieratos N. G. , Zamani A.A. & Stamenkovic S., 2008.** Distribution and diversity of wheat aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Iran. *European Journal of Entomology*, 105: 863-870.
144. **Rauch G. & Weisser W.W., 2007.** Local and spatial dynamics of a host-parasitoid system in a field experiment. *Basic and Applied Ecology*, 8: 89-95.
145. **Rasekh A., Michaud J.P., Mohseni L. & Kocheili F., 2018.** An asexual strain of *Lysiphlebus fabarum* (Hymenoptera: Braconidae) gains fitness in superparasitised

- hosts, but a sexual strain pays costs. *Ecological Entomology*, 43: 93-101. DOI: 10.1111/een.12473.
- 146. Rasekh A., Kharazi-Pakdel A., Michaud J. P., Allahyari H. & Rakhshani E., 2011.** Report of a thelytokous population of *Lysiphlebus fabarum* (Hym.: Aphidiidae) from Iran. *Journal of Entomological Society of Iran*, 30(2) : 83-84.
- 147. Remaudière G. & Remaudière M., 1997.** *Catalogue des Aphididae du monde – Catalogue of the world's Aphididae (Homoptera, Aphididae)*. Ed. INRA, Paris, 376 p.
- 148. Rohlf F. J., 1990.** *Fitting curves to outlines*. In: Rohlf F. J. & Bookstein F. L. (Eds.). *Proceedings of the Michigan morphometrics workshop*. Spec. Publ. No. 2. University of Michigan Museum of Zoology, Ann Arbor, 167-177p.
- 149. Roth V.L. & Mercer J.M., 2000.** Morphometrics in Development and Evolution. *Integrative and Comparative Biology*, 40(5): 801-810.
- 150. Rossiter D.G., 1996.** A theoretical framework for land evaluation. *Geoderma*, 72 : 165-190.
- 151. Ruaux N., 2013.** Les résistances aux insecticides, antiparasitaires, antibiotiques, Ed. ANSES, France: 81p.
- 152. Sandrock C., Schirrmeister B.E. & Vorburger C., 2011.** Evolution of reproductive mode variation and host associations in a sexual asexual complex of aphid parasitoids. *BMC Evolutionary Biology*, 11(1): 348. DOI: 10.1186/1471-2148-11-348.
- 153. Satar S., Uygun N., Demirhan G., & Karacaoglu M., 2009.** Turunçgil Bahçelerinde *Aphis gossyii* Glover (Homoptere : Aphididae) nin parazitotilerinden *Lysiphlebus confusus* Trembly and Eady, *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) ve *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Biyolojik Mucadelede Kullanılma Olanakari Uzerinde Arastirmalar.Tubitak-Tovag, 105-125.
- 154. Schmidt M.H., Thewes U., Thies C. & Tscharncke T., 2004.** Aphid suppression by natural enemies in mulched cereals. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 113 : 87-93.
- 155. Shiran E., Mossadegh M. S. & Esfandiari M., 2013.** Mutualistic ants (Hymenoptera: Formicidae) associated with aphids in central and southwestern parts of Iran. *Journal of Crop Protection*, 2 (1): 1-12.
- 156. Simbolo M., Gottardi M., Corbo V., Fassan M., Mafficini A., Malpeli G., Lawlor R. T., Scarpa A., 2013.** DNA Qualification Workflow for Next Generation Sequencing of Histopathological Samples. *PLoS One*, 8(6): 62-92.doi: [10.1371/journal.pone.0062692](https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062692).
- 157. Singh R. & Singh G., 2015.** Systematics, distribution and host range of *Diaeretiella rapae* (McIntosh) (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae). *International Journal of Research Studies in Biosciences*, 3 (1):1-36.

158. **Smith P. T., Kambhampati S., Völkl W. & Mackauer M., 1999.** A phylogeny of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) inferred from mitochondrial NADH 1 dehydrogenase gene sequence. *Molecular Phylogenetics & Evolution*, 11: 236-245.
159. **Stadler B. & Dixon A. F.G., 2005.** Ecology and evolution of Aphid-ant interactions. *Annual review ecology evolution and systematics*, 36:345-72.
160. **Stadler B. & Dixon A.F.G., 1999.** Ant attendance in aphids: why different degrees of myrmecophily? *Ecological Entomology*, 24:363-369.
161. **Starý P., 2006.** Aphid parasitoids of the Czech Republic (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). Academia, Praha. 294p.
162. **Starý P., 1999.** Aggregations of aphid parasitoid adults (Hymenoptera, Aphidiidae). *Journal of Applied Entomology*, 105 : 270-279. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1988.tb00186.x>.
163. **Starý P., 1985.** Two new *Lysiphlebus* species from Europe. *Acta Entomologica Bohemoslovaca*, 82: 426 - 430.
164. **Starý P., 1979.** Aphid parasitoid (Hymenoptera: Aphidiidae) of the central Asian Area. Ed. D r, W, Junk, N, V, Publisher the Hague, Boston, London, 114p.
165. **Starý p., 1976.** Aphid parasites (Hyménoptera, Aphidiidae) of the mediterranean Area, Ed.Dr.W. Junk. B.V. Publisher Hugue, Czechoslovak, 93 p.
166. **Starý P., 1974.** Taxonomy, origin, distribution and host range of *Aphidius* species (Hym., Aphidiidae) in relation to biological control of the pea aphid in Europe. *Journal of Applied Entomology*, 77 (1-4): 141-171.
167. **Starý P., 1970.** Biology of aphid parasites (Hymenoptera: Aphidiidae) with respect to integrated control. The Hague, Netherlands, 643p.
168. **Starý P., 1961.** Faunistic survey of Czechoslovak species of the genera *Lysiphlebus* Förster and *Trioxys* Haliday: (Hymenoptera: Aphidiidae). *Acta Faunistica Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 7: 131- 149.
169. **Starý P. & Kaddou I. K., 1971.** Fauna and distribution of aphid parasites (Hym., Aphidiidae) in Iraq. *Acta Faunistica Entomologica*, 14: 179-197.
170. **Starý P., Kavallieratos N.G., Petrović A., Žikić V., Rakhsh E., Tomanović S., Tomanović Ž. & Havelka J. 2014.** Interference of field evidence, morphology, and DNA analyses of three related *Lysiphlebus* aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae). *Journal of Insect Science*, 14: 1- 6.

171. Starý P., Leclant F., & Lyon J.P., 1975. Aphidiides (Hym.) et Aphides (Hom.) de Corse I. Les Aphidiides. *Annales de la Société entomologique de France*, 11(4): 745 - 762.
172. Starý P., Lumbierres B. & Pons X., 2004. Opportunistic changes in the host range of *Lysiphlebus testaceipes* (Cr.), an exotic aphid parasitoid expanding in the Iberian Peninsula. *Journal of Pest Science*, 77: 139-144.
173. Starý P., Lyon J.P. & Leclant F., 1988. Post-colonisation host range of *Lysiphlebus testaceipes* in the Mediterranean area (Hymenoptera, Aphidiidae). *Acta Entomologica of Bohemoslovaca*, 85: 1-11.
174. Starý P., Pike K. S., Miller T., Allison D., Boydston L., Graf G. & Gillespie R., 1997. Small-grain aphid parasitoids (Hymenoptera: Aphelinidae and Aphidiidae) of Washington distribution, relative abundance, seasonal occurrence and key to known North American species. *Environmental entomology*, 26 (6):1299-1311.
175. Starý P., Rakhshani E., Tomanović Ž., Kavallieratos N.G. & Havelk J., 2013. Order Hymenoptera, family Braconidae Aphid parasitoids of the Arabian Peninsula (Subfamily Aphidiinae). *Arthropod fauna of the UAE*, 5: 1-19.
176. Stary P., Remaudiere G. & Leclant F., 1971. Les Aphidiidae (Hym.) de France et leurs hotes (Hom. Aphididae). *Entomophaga*, 5 :1-72.
177. Stary P. & Schlinger E.I., 1967. A Revision of the far East Asian Aphidiidae (Hymenoptera), Ed. Dr. W. Junk B.V., The Hague, Czechoslovak, 203 p.
178. Stary P. & Sekkat A., 1987. Parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae) of aphid pests in Morocco. *Annales de la Société entomologique de France*, 23(2):145-149.
179. Starý P., Tomanović Ž. & Petrović O., 1998. A new parasitoid of root-feeding aphids from the Balkan mountains (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 45: 175- 179.
180. Sullivan D.J., 1999. Hyper-parasitism: Multitrophic Ecology and Behavior. *Annual Review of Entomology*, 44:291-315.
181. Sullivan D.J., 1987. Insect hyper-parasitism. *Annual Review of Entomology*, 32: 49-70.
182. Tahar Chaouche S., 2018. Etude de la biodiversité des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons en milieu naturel dans la région de Biskra. Thèse Doc., Dép. Agro., Univ. Biskra, 72p.
183. Tahar Chaouche S. & Laamari M., 2015. Aphid parasitoid species (hymenoptera: braconidae: Aphidiinae) and their associations in Biskra province, Algeria. *Journal of entomology and zoology studies*, 3 (2): 01 -06. DOI: 10.1186/s41938-020-0214-9.
184. Takada H., 1968. Aphidiidae of japan (Hymenoptera), *Insecta Matsumurana*, 30(2):67-124.

185. Talebi A.A., Rakhshani E., Fathipour Y., Starý P., Tomanovic Z. & 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.
186. Tomanović Ž., Mitrović M., Petrović A., Kavallieratos N. G., 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 and phylogeny*, 76 (2): 179 -213.
187. Tomanović Ž., Kavallieratos N.G., Starý P., Athanassiou C.G., Žikić V., Petrović A., Obradovic 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.
188. Tomanović Ž., Petrovic A., Stary P., Kavallieratos N.G., Žikic V. & Rakhshani E., 2009. *Ephedrus* Haliday (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Serbia and montenegro: tritrophic associations and key. *Acta entomologica serbica*, 14(1): 39-53.
189. Tomic M., Tomanovic Z., Kavallieratos N. G., Stary P., Athanassiou C. G., Tomic V. & Lucic L., 2005. Morphological variability of several biotypes of *Ephedrus plagiator* (Nees, 1811) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) and description of a new species. *Zoologischer Anzeiger*, 244: 153-162.
190. Traugott M., Bell J.R., Broad G.R., Powell W., Van Veen F.J.F., Vollhardt I.M.G. & Symondson W.O.C., 2008. Endoparasitism in cereal aphids: molecular analysis of a whole parasitoid community. *Molecular Ecology*, 17:3928-3938.
191. Turlings C.J. & Wäckers F., 2004. Recruitment of predators and parasitoids by herbivore-injured plants, *Advances in Insect Chemical Ecology*. Ed. Carde R. T. & Millar J. G. Published by Cambridge University Press. Cambridge University Press, 75 p.
192. Turpeau A.I.E., Monnet Y., Hullé M. & Robert Y., 1999. Les pucerons des plantes maraîchères: Cycles biologiques et activités de vol. INRA Paris, 125p.
193. Valenzuela I. & Hoffmann A. A., 2014. Effects of aphid feeding and associated virus injury on grain crops in Australia. *Austral Entomology*, 54: 292-305. doi:10.1111/aen.12122.
194. Van Emden H. & Harrington R., 2007. "Aphids as Crop Pests." Aphids as Crop Pests: 1-717. Van Valen L., A new evolutionary law. *Evol. Theory* 1, p.1-30 (1973).
195. Villegas C. M., Verdugo J. A., Grez A. A., Tapia J. & Lavandero B., 2013. Movement between crops and weeds: temporal refuges for Aphidophagous insects in Central Chile. *Ciencia Investigacion Agraria*, 40(2):317-326. www.rcia.uc.c lcrop protection.

196. **Völkl W., 1997.** Interactions between ants and aphid parasitoids: Patterns and consequences for resource utilization. *Ecological Studies*, 130: 225-240.
197. **Völkl W., 1992.** Aphids or their parasitoids: Who actually benefits from ant attendance. *Journal of Animal Ecology*, 61:273-281.
198. **Völkl W. & Mackauer M., 1993.** Interactions between ants and parasitoid wasps foraging for *Aphis fabae* sp. cirsiacanthoidis on thistles. *Journal of Insect Behavior*, 6: 301- 312.
199. **Völkl W. & Stechmann D.H., 1998.** Parasitism of the black bean aphid (*Aphis fabae*) by *Lysiphlebus fabarum* (Hym., Aphidiidae): the influence of host plant and habitat. *Journal of Applied Entomology*, 122: 201-206.
200. **Voynaud L., 2008.** *Prédation intragilde entre prédateurs actif et Furtif au sein d'une gilde aphidiphage.* Mémoire maît. Biol., Univ. Québec, Montréal, 80 p.
201. **Wilfinger W. W., Mackey K., & Chomczynski P., 1997.** Effect of pH and Ionic Strength on the spectrophotometric Assessment of Nucleic Acid Purity. *BioTechniques*, 22:474-481.
202. **Yu D.S., Achterberg C. V. & Horstmann K., 2012.** World Ichneumonoidea 2011. Taxonomy, biology, Morphology and distribution (Braconidae). Taxapad (Scientific names for information management) Interactive catalogue on DVD/CDROM. Vancouver.
203. **Žikić V., Lazarević M. & Milošević D., 2017.** Host range patterning of parasitoid wasps Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae). *Zoologischer Anzeiger*, 268: 75-83. <https://doi.org/10.1016/j.jcz.2016.10.001>.
204. **Žikić V., Petrović A. & Ivanović A., 2014.** Allometric shape changes indicate significant divergence in the wing shape between asexual and sexual lineages of *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) (Hymenoptera: Braconidae). *Acta entomologica serbica*, 19(1/2): 53-62.
205. **Žikić V., Tomanović Ž., Ivanović A., Kavallieratos N.G., Starý P., Stanisavljević, L.Ž. & Rakhshani E., 2009.** Morphological Characterization of *Ephedrus persicae* Biotypes (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in the Palaearctic. *Annals of the Entomological Society of America*, 102(1): 1-11.
206. **Zuniga E.S., Suzuki H.S. & René Vergas Y.M., 1986.** The biological control of cereal aphids in Chile (Hom., Aphididae). III. Mass rearing of introduced predators and parasitoids species. *Agricultura Tecnica*, 46(4): 489-494.
207. **Zuparko R.L., 1997.** A review of the host ranges of aphidophagous Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Journal of Hymenoptera Research*, 6:99-106.

Annexe1.

Tableau1. Relations tri-trophiques (parasitoïdes primaires -pucerons-plantes hôtes) rencontrés dans la région d'étude entre 2017et 2020.

Parasitoïdes	Pucerons	Planteshôtes	FamilleBotanique
<i>Aphelinussp</i>	<i>Aphis fabae</i> Scopoli, 1763	<i>Silybum marianum</i> Gaertn., 1791(L.)	Asteraceae
	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	<i>Malvaviscus arboreus</i> Cav	malvaceae
	<i>Capitophorus inulae</i> (Passerini, 1860)	<i>Inula viscosa</i> L.	Asteraceae
<i>Aphidius colemani</i>	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	<i>Centaurea pullata</i> L.,1753	Asteraceae
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Acyrtosiphon gossypii</i> (Mordvilko, 1914)	<i>Carduus pycnocephalus</i> L.,1763	Asteraceae
	<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	<i>Erodium malacoides</i> (L.)	Geraniaceae
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas,1887)	<i>Papaver rhoeas</i> L., 1753	Papaveraceae
	<i>Uroleucon aeneum</i> (Hille Ris Lambers, 1939)	<i>Carduus pycnocephalus</i> L.,1763	Asteraceae
<i>Aphidius funebris</i>	<i>Hyperomyzuslactucae</i> (L., 1758)	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	Asteraceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus,1758)	<i>Carduus pycnocephalus</i> L.,1763	Asteraceae
	<i>Uroleucon aeneum</i> (HilleRis Lambers, 1939)	<i>PhalarisCanariensis</i> L.,1763	Poaceae
	<i>Uroleucon aeneum</i>	<i>Sonchus tenerrimus</i> L., 1753	Asteraceae
	<i>Uroleucon compositae</i> (Theobald, 1915)	<i>Carduus pycnocephalus</i> L., 1763	Asteraceae
	<i>Uroleucon sonchi</i> (L.,1767)	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	Asteraceae
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Aphis fabae</i> Scopoli,1763	<i>Silybum marianum</i> (L.) Gaertn., 1791	Asteraceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	<i>PhalarisCanariensis</i> L., 1763	Poaceae
	<i>Uroleucon aeneum</i> (Hille Ris Lambers, 1939)	<i>carduus pycnocephalus</i> L.,1763	Asteraceae
	<i>Uroleucon inulae</i> (Ferrari, 1872)	<i>Inula viscosa</i> L.	Asteraceae
<i>Aphidiusspp1</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas,1887)	<i>Papaver rhoeas</i> (L.1753)	Papaveraceae
<i>Aphidius spp2</i>	<i>Aphis verbasci</i> Schrank,1801	<i>Papaver somniferum</i> L., 1753	Papaveraceae
<i>Aphidiusspp3</i>	<i>Acyrtosiphonpisum</i> (Harris, 1776)	<i>Erodiummalacoides</i> (L.)	Geraniaceae
<i>Aphidiustrascaspicus</i>	<i>Hyalopterus prunigeoffroy</i>	<i>Prunus domestica</i> L.,1753	Rosaceae
<i>Binodixys angelicae</i>	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	<i>Malva parviflora</i> L.	Malvaceae
<i>Binodoxys sp</i>	<i>Aphis</i> spp1	<i>Malva parviflora</i> L.	Malvaceae
<i>Diaeretiella rapae</i> <i>M'intosh, 1855</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris,1776)	<i>Erodium malacoides</i> (L.)	Geraniaceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	<i>PhalarisCanariensis</i> L., 1763	Poaceae
	<i>Uroleucon aeneum</i> (Hille Ris Lambers, 1939)	<i>Carduus pycnocephalus</i> L., 1763	Asteraceae
<i>Lipolexis sp</i>	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	<i>Malvaviscus arboreus</i> Cav	malvaceae
<i>Lysiphlebus confusus</i>	<i>Aphis brotericola</i> Mier Durante, 1978	<i>Euphorbia helioscopia</i> L., 1753	Euphorbiaceae
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	<i>Medicago sativa</i> L., 1753	Asteraceae
	<i>Aphis amaranthi</i> Holman, 197	<i>Amaranthus hybridus</i> L., 1753	Chenopodiaceae
	<i>Aphis brotericola</i> Mier Durante, 1978	<i>Euphorbia helioscopia</i> L., 1753	Euphorbiaceae
	<i>Aphis craccivora</i> (Koch, 1854)	<i>Vicia sativa</i> L.,	Fabaceae
		<i>Eryngium dichotomum</i> L., 1753	Apiaceae
		<i>Eryngium triquetrum</i> Vahl, 1791	Apiaceae
	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	<i>Marrubium vulgare</i> L.,1753	Lamiaceae
		<i>Picrisaculeata</i> Vahl	Asteraceae
		<i>Punica granatum</i> L. (1753)	punicaceae
	<i>Aphis idaei</i> Van derGoot,1912	<i>Eryngium triquetrum</i> Vahl, 1791	Apiaceae
		<i>Picrisaculeata</i> Vahl	Asteraceae
		<i>Marrubium vulgare</i> L.,1753	Lamiaceae

Annexe1.

Suite tableau1. Relations tri-trophiques (parasitoïdes primaires -pucerons-plantes hôtes) rencontrés dans la région d'étude entre 2017et 2020.

<i>Parasitoïdes</i>	<i>Pucerons</i>	<i>Planteshôtes</i>	<i>Famille Botanique</i>
<i>L.fabarum</i>	<i>Aphis</i> spp2	<i>Picris</i> echoides(L.) Holub, 1973	Asteraceae
	<i>Aphis terricola</i> Rondani,1847	<i>Picris</i> echoides(L.)Holub,1973	Asteraceae
	<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus,1758)	<i>Euphorbia helioscopia</i> L.,1753	Euphorbiaceae
	<i>Uroleucon compositae</i> (Theobald, 1915)	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	Asteraceae
	<i>Uroleucon inulae</i> (Ferrari, 1872)	<i>Inula viscosa</i> L.	Asteraceae
<i>Lysiphlebus</i> sp	<i>Aphis</i> spp4	<i>Brugmansia versicolor</i> lagerh, 1895	Solanaceae
<i>Lysiphlebus testaceipes</i>	<i>Aphis</i> craccivora(Koch, 1854)	<i>Papaver rhoeas</i> L.,1753	Papaveraceae
		<i>Medicago sativa</i> L., 1753	fabaceae
		<i>Silybum marianum</i> (L.) Gaertn., 1791	Asteraceae
	<i>Aphis fabae</i> Scopoli, 1763	<i>Malva parviflora</i> L.	Malvaceae
		<i>Rumex crispus</i> L., 1753	polygonaceae
		<i>Marrubium vulgare</i> L., 1753	
	<i>Aphis</i> gossypii Glover, 1877	<i>Punica granatum</i> L. (1753)	punicaceae
		<i>Malvaviscus arboreus</i> Cav	malvaceae
		<i>Beta vulgaris</i> L., 1753	Amaranthaceae
	<i>Aphis spiraeicola</i> Patch, 1914	<i>Brugmansia versicolor</i> lagerh., 1895	solanaceae
	<i>Aphis</i> spp	<i>Geranium robertianum</i> L., 1753	Geraniaceae
	<i>Aphis</i> spp1	<i>Rumex crispus</i> L., 1753	polygonaceae
	<i>Aphis solanella</i> Theobald	<i>Lactuca</i> sp	Asteraceae
	<i>Aulacorthum Solani</i> (Kaltenbach,1843)	<i>Glebionis</i> coronaria (L.)	Asteraceae
	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)	<i>Phalaris</i> Canariensis L., 1763	Poaceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Inula viscosa</i> L.	Asteraceae
<i>Pauesia silana</i>	<i>Cinara maghrebica</i> Mineur,1934	<i>Pinus halepensis</i> Mill.,1768	pinaceae
<i>Praon volucre</i>	<i>Aphis</i> spp1	<i>Geranium robertianum</i> L.,1753	Geraniaceae
	<i>Aphis craccivora</i> (Koch, 1854)	<i>Lactuca serriola</i> L., 1756	Asteraceae
	<i>Hyperomyzus</i> sp	<i>Sonchus tenerrimus</i> L., 1753	Asteraceae
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas,1887)	<i>(Papaver rhoeas</i> L.1753 (Coquelicot	Asteraceae
	<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Phalaris Canariensis</i> L, 1763	Papaveraceae
<i>Praon yomenae</i>	<i>Uroleucon aeneum</i> (HilleRis Lambers, 1939)	<i>Sonchus tenerrimus</i> L.1753	Poaceae
		<i>Carduus pycnocephalus</i> L., 1763	
	<i>Hyperomyzus lactucae</i> (L., 1758)	<i>Sonchus</i> asper(L.) Hill	Asteraceae
	<i>Uroleucon aeneum</i> (HilleRis Lambers, 1939)	<i>Sonchus tenerrimus</i> L.1753	Asteraceae
<i>Trioxys</i> sp	<i>Uroleucon sonchi</i> (L., 1767)	<i>Sonchus</i> sp	Asteraceae
	<i>Aphis gossypii</i> Glover,1877	<i>Punica granatum</i> L. (1753)	punicaceae

Annexe2.

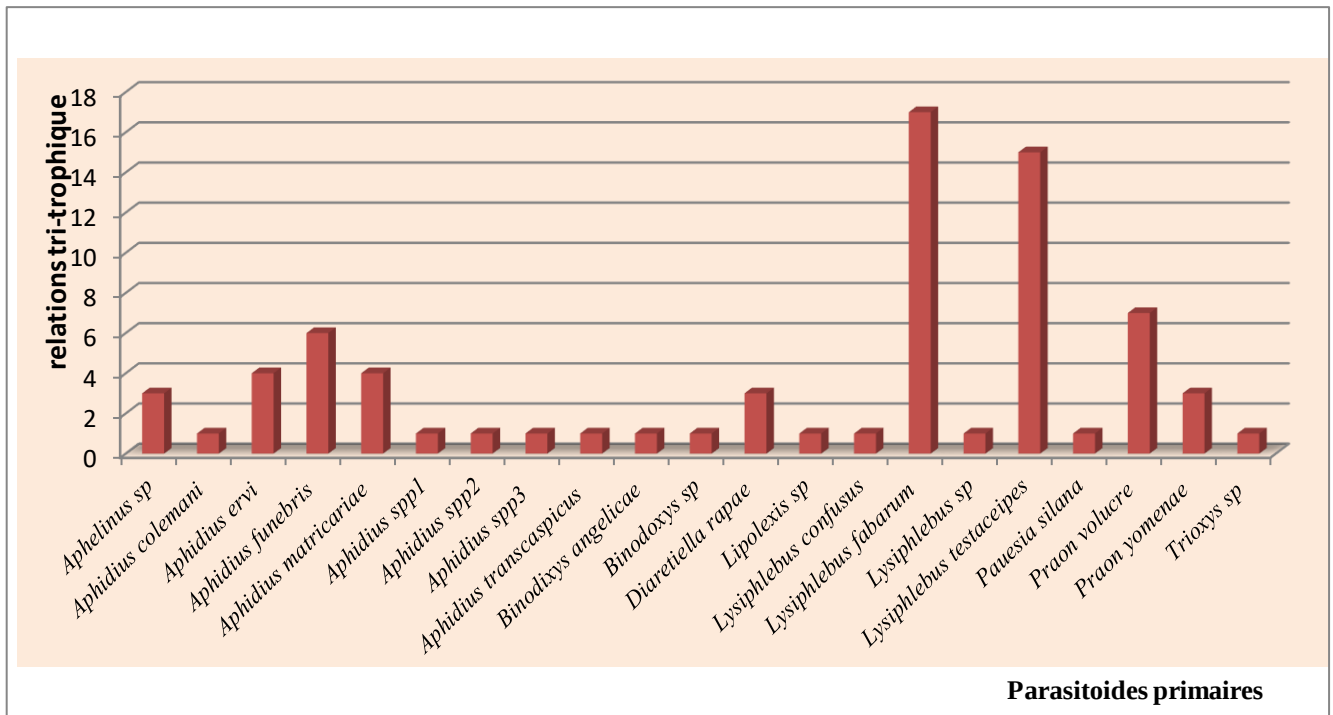


Figure1. Nombre d'associations tri-trophiques établies par les 21 parasitoïdes primaires trouvés dans la région d'étude.

Annexe3.

Tableau2. Comparaison des moyennes de mesures des 17 caracteres morphométriques des différents biotypes de *L.fabarum*

Région d'échantillons	Nombre segments antennaires NS	nombre de placodes sur S2 NPS2	longueur de pétiole	largeur de pétiole	largeur de tête	longueur de l'ovipositeur	longueur d'ail	longueur de tibia	longueur de furur	longueur de tarsus	Largeur de sub-segment antennaire	longueur de segment antennaire F2	longueur de métacarpe	Longueur de la distance entre R1-R2	Longueur de la veine inter-radiale	Largeur de la distance basale de la veineR1	Longueur de la 1ère section de la veineR1
Moyenne	10,40	1,00	2,3400	1,0600	4,2600	1,0700	6,2900	1,5700	1,2900	,5600	,3900	,7850	1,5500	1,9200	,8800	1,0000	1,0700
Batna N	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Ecart-type	,516	1,155	,29515	,05164	,15776	,23594	,38715	,29078	,13703	,14298	,03162	,12921	,15092	,51812	,18738	,08165	,09487
Moyenne	9,87	,10	2,0137	1,2133	4,3400	1,2833	6,2567	1,5267	1,3267	,4733	,4733	,7993	1,5133	2,3867	,3367	,9300	,4533
Biskra N	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
Ecart-type	1,907	,403	,32518	,52176	,69013	,90137	1,07853	,15298	,22581	,06397	,10483	,19726	,13830	,19780	,05561	,11788	,07761
Moyenne	9,86	,86	1,9828	1,0759	4,2931	1,2138	6,6414	1,5483	1,3552	,4897	,4138	,8276	1,5069	2,3931	,3517	,9276	,4724
Ghardaia N	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29	29
Ecart-type	3,409	,693	,22531	,09124	,30930	,09151	,43055	,12136	,09482	,04093	,15053	,18496	,16676	,16242	,05745	,08822	,05276
Moyenne	10,20	,00	2,1300	1,1800	4,3000	1,0400	6,4000	1,5550	1,3600	,4900	,3600	,8250	1,5300	1,9000	,7500	,8700	,4700
Guelma N	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Ecart-type	,422	,000	,20575	,29364	,38586	,05164	,49441	,16741	,17127	,05676	,05164	,11365	,10593	,16997	,15811	,08233	,06749
Moyenne	10,10	,00	2,0100	1,0100	4,0500	1,0200	5,9400	1,3500	1,2100	,4000	,2610	,6800	1,3800	1,7400	,5600	,9000	,4800
Khenchella N	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Ecart-type	,316	,000	,22336	,15951	,38079	,10328	,53166	,08498	,08433	,00000	,12609	,06325	,25734	,21187	,10750	,08165	,04216
Moyenne	10,00	,40	1,4800	,8400	3,2000	,9200	5,7800	1,0200	1,1100	,3800	,2900	,7400	1,3500	1,3400	,5000	,8200	,4000
Oum el Bouagi N	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Ecart-type	,000	,699	,42635	,24129	,37712	,11353	,39101	,15492	,16633	,04216	,03162	,10750	,19579	,34059	,00000	,10328	,06667
Moyenne	9,99	,42	1,9951	1,0960	4,1697	1,1535	6,3071	1,4712	1,3010	,4717	,3961	,7907	1,4869	2,1212	,4768	,9162	,5202
Total N	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99	99
Ecart-type	2,116	,716	,34670	,33378	,56918	,51573	,74179	,22589	,17685	,07959	,12916	,16583	,17417	,43689	,20987	,10566	,19794

ملخص

كشفت دراسة أنواع الطفيليات الأولية لحشرة المن *Lysiphlebus fabarum* في منطقة خنشلة في الفترة الممتدة بين 2017 و2020، أن هذه الطفيليات تنشط على ارتفاعات عالية تتجاوز 800 متر، وقد تمكنت من التطفل على 11 نوعاً من المن المثبتة على 12 نوعاً من النباتات وتمكنت من إنشاء 17 ارتباطاً ثلاثي التغذية، مع أعلى معدل ظهور. أظهرت النسبة بين الجنسين أن تعداد هذه الطفيليات هو تطفلي ثيلي، حيث تم تسجيل ثلاث مجموعات جديدة لأول مرة في المنطقة المدروسة وفي الجزائر وقد مكن التحليل المورفومتري لـ 17 خاصية من خصائص جسم *L. fabarum* من تصنيفها إلى فئتين، حيث كانت خصائص الأجنحة والأرجل هي الأكثر قصوراً. كشف هذا التحليل عن وجود أربع مجموعات تمييزية. من ناحية أخرى، لم يتمكن تحليل خصائص الموميאות من الكشف عن الاختلافات بين الأنواع وداخل الجنس الواحد.

تتأثر تقنية استخلاص وتنقية الحمض النووي من عينات مختلفة من *L. fabarum* بعوامل محددة معينة يجب أن تؤخذ بعين الاعتبار في الدراسة الجينية القادمة.

الكلمات المفتاحية: *Lysiphlebus fabarum*، التنوع البيولوجي الغذائي، القياس المورفولوجي، استخلاص وتنقية الحمض النووي، خنشلة، الجزائر.

Résumé

L'étude de l'espèce parasitoïde primaire du puceron *Lysiphlebus fabarum* dans la région de Khenchela, entre 2017 et 2020, a révélé que ce parasitoïde est actif en haute altitude qui dépasse les 800m, il a pu parasiter 11 espèces de pucerons installées sur 12 espèces végétales et a pu établir 17 associations tri-trophiques, avec un taux d'émergence le plus élevé. La sex-ratio a montré que la population de ce parasitoïde est thélytoque, avec trois nouvelles populations enregistrées pour la première fois dans la région étudiée et en Algérie. L'analyse morphométriques de 17 caractères corporels de *L. fabarum* a permis de les regrouper en deux catégories, les caractéristiques des ailes et des pattes ayant la plus grande inertie. Cette analyse a distingué la présence de quatre populations discriminantes. Par contre l'analyse des caractères de momies reste impuissante pour détecter les différences intra et interspécifique dans le même genre. La technique d'extraction et de purification de l'ADN à partir de différents échantillons de *L. fabarum* est influencée par certains facteurs limitants à prendre en compte dans la prochaine étude génétique.

Mots clés : *Lysiphlebus fabarum*, Biodiversité trophique, Morpho-métrie, Extraction et purification génétique d'ADN, Khenchela, Algérie.

Summary

The study of the primary aphid parasitoid species *Lysiphlebus fabarum* in the Khenchela region, between 2017 and 2020, showed that this parasitoid is active at altitudes above 800m, can parasitise 11 aphid species installed on 12 plant species and can establish 17 tri-trophic associations, with the highest emergence rate. The sex ratio showed that the population of this parasitoid is thelytoc, with three new populations recorded for the first time in the region studied and in Algeria. The morphometric analysis of 17 body characters of *L. fabarum* allowed them to be grouped into two categories, with the wing and leg characters having the greatest inertia. This analysis revealed the existence of four distinct populations. On the other hand, the analysis of mummy's characteristics did not reveal any intra- or inter specific differences within the species of the same genus. The technique for extracting and purifying DNA from different *L. fabarum* samples is affected by certain limiting factors that should be taken into account in the next genetic study.

Key words: *Lysiphlebus fabarum*, Trophic biodiversity, Morpho-metry, DNA extraction and purification, Khenchela, Algeria.