

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي-الجزائر

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للفلاحة بالحرّاش- الجزائر

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE AGRONOMIQUE- EL HARRACH- ALGER

## Thèse

en vue de l'obtention du diplôme de doctorat en Sciences Agronomiques



## Thème

### Le complexe aphides et ennemis naturels en milieux cultivé et forestier en Algérie

Présenté par: Mr. AROUN Mohamed El Fodhil

Devant le jury :

<b>Président</b>	Mr. Doumandji S.	Professeur à l'E.N.S.A. d'El Harrach
<b>Directrice de thèse</b>	Mme Doumandji-Mitiche B.	Professeur à l'E.N.S.A. d'El Harrach
<b>Examineur</b>	Mr. Chakali G.	Professeur à l'E.N.S.A. d'El Harrach
<b>Examinatrice</b>	Mme Guendouz-Benrima A.	Professeur à l'Université Blida 1
<b>Examinatrice</b>	Mme Bendifellah L.	Maître de Conférences à l'Université de Boumerdès
<b>Examineur</b>	Mr. Djazouli Z.E.	Professeur à l'Université de Blida 1

Soutenu le 28/ 11/ 2015

## REMERCIEMENTS

Cette thèse est non seulement l'aboutissement d'un long parcours professionnel, mais aussi celui d'un réel travail d'équipe. Pour ces deux raisons, j'aimerais n'oublier personne.

Mes premiers remerciements s'adressant au DIEU de m'avoir donné la foi, la force, la patience, et le courage pour réaliser ce travail.

Toute ma reconnaissance va à la personne la plus importante dans la réalisation de cette thèse est sans aucun doute ma promotrice Professeur Mme Doumandji-Mitiche B., pour la qualité de son encadrement et pour les précieuses corrections apportées à ce manuscrit. Je l'en remercie chaleureusement pour ses encouragements, ses orientations, ses chers conseils, son soutien indéfectible et pour sa disponibilité quand j'avais besoin d'elle.

Mes vifs remerciements vont au Professeur Mr Doumandji S. qui me fait l'honneur de présider le jury et de m'avoir toujours soutenu. Je teins également à remercier les Professeurs Mr Chakali G., Mme Guendouz-Benrima A., Docteur Mme Bendifellah L., qui ont accepté de participer à ce jury et d'examiner cette thèse.

Je remercie bien évidemment Professeur Mr Djazouli Z.E., de m'avoir soutenu, et participer activement à la finalisation de ce travail et d'avoir accepté de participer parmi les membres de ce jury.

Je ne saurais oublier la collaboration et toute l'aide morale et scientifique que n'a cessé de m'apporter Docteur Petit D., Maitre de Conférences H.D.R. à l'université de Limoges

Je ne saurais oublier les enseignants collègues du Département de Zoologie agricole et forestière de l'E.N.S.A. d'Harrach, ainsi que les enseignants et le personnel technique des laboratoires de Zoologie agricole et de Phytopharmacie Appliquée, en particulier Mlles Djemai Y. et Fadil Dj. Ingénieurs de laboratoire au Département des Biotechnologies de l'université de Blida 1.

Mes remerciements envers toute ma famille de m'avoir soutenu.

## Sommaire

Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des abréviations	
<b>INTRODUCTION GÉNÉRALE.....</b>	<b>2</b>
<b>CHAPITRE I: LES RELATIONS INSECTES ET PLANTES.....</b>	<b>6</b>
<b>I. Les interactions tri-trophiques.....</b>	<b>6</b>
1. La régulation des communautés.....	6
2. Influence de la plante hôte sur les phytophages et leurs ennemis naturels.....	8
<b>II. Reconnaissance de la plante hôte par les insectes.....</b>	<b>9</b>
1. Reconnaissance de la plante hôte par les insectes phytophages.....	9
1.1. Étapes de la sélection de la plante hôte.....	9
1.1.1. Localisation de l'hôte.....	9
1.1.2. Sélection du site d'alimentation.....	11
1.2. Acceptation de l'hôte.....	12
2. Reconnaissance de l'hôte par les entomophages.....	12
2.1. Mutualisme plante et entomophage.....	13
2.2. Localisation de l'hôte/proie par l'entomophage.....	15
<b>CHAPITRE II: MÉTHODOLOGIE.....</b>	<b>20</b>
<b>I. Présentation de la région d'étude.....</b>	<b>20</b>
1. Localisation.....	20
2. Impact climatique sur la région.....	20
<b>II. Présentation des zones d'étude.....</b>	<b>22</b>
1. Présentation de la région littoral.....	22
1.1. Situation géographique.....	22
1.2. Caractéristiques climatiques.....	22
1.3. Présentation des stations d'étude.....	23
1.3.1. Hadjret Ennous.....	23
1.3.2. Staoueli.....	24
1.3.3. Douaouda.....	24
2. Présentation de la région sublittoral: Plaine de la Mitidja.....	24
2.1. Situation géographique.....	24
2.2. Caractéristiques climatiques.....	25
2.3. Présentation des stations d'études.....	26
2.3.1. Soumaa.....	26
2.3.2. Boufarik.....	27
2.3.3. El Affroun.....	28
3. Présentation de la région montagneuse: Parc National de Chréa.....	29
3.1. Situation géographique.....	29
3.2. Caractéristiques climatiques.....	29
3.3. Présentation des stations d'études.....	30
3.3.1. Chréa.....	30
3.3.2. Hakou Ferraoun.....	31
<b>III. Méthodes d'étude.....</b>	<b>32</b>
1. Inventaire des plantes hôtes, des aphides et des parasitoïdes.....	32
1.1. Les aphides.....	32
1.1.1. Prélèvement.....	32
1.1.2. Préparation et montage.....	32
1.1.3. Identification.....	33

1.2.	Les parasitoïdes.....	35
1.2.1.	Récolte.....	35
1.2.2.	Préparation et montage.....	36
1.2.3.	Identification.....	36
2.	Disponibilité aphidienne et relations trophiques en milieux cultivés.....	37
3.	Exploitation des résultats.....	38
3.1.	Indices écologiques.....	38
3.1.1.	Fréquence centésimale (Abondance relative).....	38
3.1.2.	Constance.....	38
3.2.	Études statistiques.....	39
3.2.1.	Analyse de la variance.....	39
3.2.2.	Corrélations-régressions.....	39
3.2.3.	Test crosscorrelation.....	39
	<b>CHAPITRE III: RÉSULTATS.....</b>	<b>41</b>
<b>I.</b>	<b>DIVERSITÉ DES RÉSEAUX PLANTES HÔTES-APHIDES-PARASITOÏDES.....</b>	<b>41</b>
1.	Les aphides des milieux cultivés et naturels.....	41
1.1.	Inventaire des Aphididae.....	41
1.2.	Systématique des plantes hôtes et disponibilité des aphides.....	47
1.3.	Disponibilité des aphides selon les plantes hôtes.....	48
1.4.	Groupe de phytophagie des aphides.....	50
1.5.	Systématique des aphides.....	52
1.5.1.	Les sous familles, tribus et genres.....	54
1.5.2.	Les sous familles, genres et espèces.....	54
2.	Les Aphidiidae des milieux cultivés et naturels.....	55
2.1.	Systématique des parasitoïdes.....	55
2.2.	Relation des parasitoïdes et des aphides hôtes.....	56
2.3.	Relations parasitoïdes, aphides et plantes hôtes.....	58
2.4.	Spécificité de la phagie des espèces aphidiennes et des parasitoïdes.....	61
<b>II.</b>	<b>DISPONIBILITÉ APHIDIENNE ET RÉSEAUX TROPHIQUES EN MILIEUX CULTIVÉS.....</b>	<b>64</b>
1.	Cultures maraîchères (Cas de la tomate).....	64
1.1.	Activités comparées des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes.....	64
1.2.	Activité des vols des aphides et des ennemis naturels dans le sublittoral et le littoral	66
1.3.	Activité des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes dans le sublittoral et le littoral.....	67
1.4.	Activité des vols des espèces aphidiennes et de leurs ennemis naturels dans le sublittoral.....	69
1.5.	Activité comparée des vols des guildes prédateurs et parasitoïdes avec la disponibilité des proies et hôtes.....	71
1.6.	Pyramide des cascades trophiques dans les cultures de tomate dans les régions du littoral et sublittoral.....	71
2.	Vergers multivariétaux.....	75
2.1.	Activités comparées des vols des guildes aphides et Coccinelles prédatrices.....	75
2.2.	Activité de vol des aphides et des prédateurs.....	79
2.3.	Activité des vols des aphides et des espèces prédatrices Coccinellidae.....	79
2.4.	Activité de vol des espèces aphidiennes et de la guildes des prédateurs Coccinellidae	81
2.5.	Activité comparée des vols de la guildes prédateurs avec la disponibilité des proies	81
2.6.	Pyramide des cascades trophiques.....	84
	<b>CHAPITRE IV: DISCUSSION.....</b>	<b>87</b>
<b>I.</b>	<b>Diversité des réseaux plantes hôtes-aphides et parasitoïdes.....</b>	<b>87</b>
1.	Les aphides des milieux cultivés et forestiers.....	87
2.	Les Aphidiidae des milieux cultivés et forestiers.....	98
<b>II.</b>	<b>Disponibilité aphidienne et réseaux trophiques en milieux cultivés.....</b>	<b>107</b>
1.	Cultures maraichères: Cas de la culture de tomate.....	107

2. Verger multivariétal.....	111
<b>CONCLUSIONS-PERSPÉCTIVES.....</b>	<b>115</b>
<b>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>120</b>
<b>Article.....</b>	<b>148</b>
<b>Résumés.....</b>	<b>156</b>

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1:</b>	Impacts du miellat excrété par plusieurs espèces de pucerons vis-à-vis de différentes espèces de prédateurs et parasitoïdes.....	17
<b>Tableau 2:</b>	Les aphides et les parasitoïdes des milieux cultivés et naturels.....	42
<b>Tableau 3:</b>	Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes.....	47
<b>Tableau 4:</b>	Disponibilité des espèces aphidiennes selon les plantes hôtes.....	48
<b>Tableau 5:</b>	Disponibilité des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagie .....	50
<b>Tableau 6:</b>	Systematique des aphides.....	52
<b>Tableau 7:</b>	Systematique des espèces selon les sous familles, tribus et genres.....	54
<b>Tableau 8:</b>	Systematique des espèces selon les sous familles et genres.....	55
<b>Tableau 9:</b>	Systematique des parasitoïdes.....	56
<b>Tableau 10:</b>	Relation des parasitoïdes et des aphides hôtes.....	56
<b>Tableau 11:</b>	Relations aphides, parasitoïdes et plantes hôtes.....	58
<b>Tableau 12:</b>	Relation espèces aphidiennes et parasitoïdes.....	62
<b>Tableau 13a:</b>	Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région sublittoral en 2014.....	65
<b>Tableau 13b:</b>	Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région sublittoral en 2015.....	65
<b>Tableau 13c:</b>	Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région littoral en 2015.....	65
<b>Tableau 14a:</b>	Statut écologique de l'activité des vols du complexe au niveau des agrumes.....	76
<b>Tableau 14b:</b>	Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe au niveau des arbres fruitiers à noyaux.....	77
<b>Tableau 14c:</b>	Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe au niveau des arbres fruitiers à pépins.....	78

## Liste des figures

<b>Figure 1:</b>	Schéma de la régulation des interactions entre les différents niveaux trophiques au sein d'une communauté.....	7
<b>Figure 2:</b>	Aperçu général du comportement de sélection de l'hôte chez les parasitoïdes.....	13
<b>Figure 3:</b>	Émission de sécrétions corniculaires chez des pucerons attaqués par un parasitoïde.....	18
<b>Figure 4:</b>	Localisation de la région d'étude.....	20
<b>Figure 5:</b>	Les stations de la region littoral.....	22
<b>Figure 6:</b>	Région de Hadjret Ennous.....	23
<b>Figure 7:</b>	Exemple de parcelle d'inventaire de l'Exploitation Amraoui.....	24
<b>Figure 8:</b>	Limites géographiques de la Mitidja.....	25
<b>Figure 9:</b>	Plan parcellaire de la station expérimentale.....	27
<b>Figure 10:</b>	Verger multivariétal de la station expérimentale.....	27
<b>Figure 11:</b>	Station de Boufarik.....	28
<b>Figure 12:</b>	Plan parcellaire de la Ferme Pilote.....	28
<b>Figure 13:</b>	Carte de localisation régionale du Parc national de Chréa.....	29
<b>Figure 14:</b>	Exemples d'essences de la station de Chréa.....	30
<b>Figure 15:</b>	Exemples d'association végétale de la station de Hakou Ferraoun.....	31
<b>Figure 16:</b>	Formes du processus terminalis (du dernier article anténnaire).....	33
<b>Figure 17:</b>	Exemples de caractères morphologiques céphaliques d'identification des aphides.....	34
<b>Figure 18:</b>	Exemples de caractères morphologiques abdominaux d'identification des aphides.....	35
<b>Figure 19:</b>	Nervation alaire des parasitoïdes Aphidiides.....	36
<b>Figure 20:</b>	Dispositif de piègeage (cuvette jaune à eau).....	37
<b>Figure 21:</b>	Activité des vols des aphides et des ennemis naturels dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).....	66
<b>Figure 22:</b>	Activité des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).....	68
<b>Figure 23:</b>	Activité des vols des espèces aphidiennes et de leurs ennemis naturels dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).....	70
<b>Figure 24:</b>	Activité comparée des vols des guildes prédateurs et parasitoïdes avec la disponibilité des proies et hôtes dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).....	72
<b>Figure 25:</b>	Pyramide des cascades trophiques dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).....	73
<b>Figure 26:</b>	Activité de vol des aphides et des prédateurs.....	79
<b>Figure 27:</b>	Activité des vols des aphides et des espèces prédatrices Coccinellidae en verger multivariétal..	80
<b>Figure 28:</b>	Activité de vol des espèces aphidiennes et de la guildes des prédateurs Coccinellidae.....	82
<b>Figure 29:</b>	Activité comparée des vols de la guildes des prédateurs avec la disponibilité des proies.....	83
<b>Figure 30:</b>	Pyramide des cascades trophiques en verger multivariétal.....	85

## LISTE DES ABRÉVIATIONS

*al.*: collaborateurs

cm: centimètre

E: est

Fig.: Figure

g: gramme

h: heure

ha: hectare

km: Kilomètre

km<sup>2</sup>: Kilomètre carré

mm: millimètre

m<sup>2</sup>: mètre carré

N: nord

Nbre: nombre

O.N.M.: Office National de Météorologie

pH: potentiel hydrogène

sp: espèce

µg: microgramme

°C: degré Celsius

°: degré

' : minute



# **INTRODUCTION GÉNÉRALE**

## INTRODUCTION GÉNÉRALE

Dans les milieux naturels et cultivés, tous les animaux et végétaux vivent en interaction. Les populations des différents organismes se régulent ainsi entre elles. Dans ces zones, il est possible qu'une espèce nuisible pullule du fait de l'absence de ces prédateurs ou parasites naturels. Ces organismes auxiliaires, prédateurs et parasites naturels des ravageurs, protègent les végétaux en régulant les populations de nuisibles.

Cependant, depuis la fin de la deuxième guerre mondiale, les nouveaux enjeux économiques et environnementaux instaurés, sont à l'origine de la perturbation des milieux agricoles et naturels, entre autres des milieux forestiers, par l'intensification de l'agriculture et l'introduction de nouvelles pratiques agricoles. En Europe, ce développement rapide de la production agricole et le changement des paysages ruraux suite à l'intensification et à la mécanisation de l'agriculture a entraîné une réduction de la biodiversité liée à la destruction des habitats naturels de nombreuses espèces (Chamberlain *et al.*, 2000 ; Krebs *et al.*, 1999). L'utilisation accrue des pesticides au sein des parcelles cultivées a favorisé la réduction des cultures associées jusqu'à leur quasi disparition des agro-systèmes (Flowerdew, 1997 ; Matson *et al.*, 1997). Cette intensification de l'agriculture s'est traduite dans certaines zones géographiques par l'érosion des sols, des pollutions environnementales par les produits phytosanitaires et les engrais, mais aussi, l'apparition de maladies, d'insectes et de plantes adventices résistantes aux produits phytosanitaires (Vandermeer *et al.*, 1998).

En Algérie, l'intensification de l'agriculture est à l'origine de nouvelles pratiques culturales introduisant des rotations de cultures moins complexes au niveau des exploitations agricoles. Dans certaines régions, les systèmes de cultures annuelles consistent en des rotations de deux cultures, voire la répétition d'une seule culture année après année.

Ce système de culture constitue une importante menace qui pèse sur le patrimoine floristique et faunistique qui se trouve déjà soumis à des risques importants d'appauvrissement. En effet, l'étude présentée par Abdelguerfi *et al.* (2009), dans le quatrième rapport national sur la mise en œuvre de la convention sur la diversité biologique au niveau national, précise que la tendance à la diminution de la biodiversité affecte tous les écosystèmes d'Algérie. Aucun écosystème ne se caractérise par une stabilisation de la biodiversité. De tous les écosystèmes naturels, ce sont les forêts et les zones humides qui se caractérisent par une nette diminution de leurs superficies et de la biodiversité. Parmi, les facteurs de risque les plus importants de la diminution de la biodiversité, Abdelguerfi *et al.* (2009) citent l'extension des terres cultivées au dépend de celles des milieux naturels, les maladies et les déprédateurs.

L'objectif de notre étude porte sur le besoin grandissant en inventaires aphidiens, de leurs ennemis naturels et de leurs interactions dans les milieux cultivés et sur les arbres forestiers. En effet, ces différentes guildes restent très peu étudiées, d'où la nécessité de la réalisation de travaux afin de compléter ceux déjà très fragmentaires réalisés en Algérie, par Aroun (1985), Aroun et Abdel Hussain (2005 ; 2006), Laamari *et al.* (2010), Hemidi *et al.* (2013), Chehama et Laamari (2014), dans les milieux cultivés et naturels, et qui se sont intéressés aux inventaires

des aphides, de leurs ennemis naturels prédateurs et parasitoïdes, ainsi qu'à leurs interactions trophiques.

Les résultats de ces inventaires restent très peu représentés en espèces. De nombreuses espèces restent à découvrir, vu la diversité taxonomique, écosystémique et paysagère que renferme l'Algérie et qui constitue un champ vierge, étant donné la diversité des écosystèmes la caractérisant du Nord au Sud. En effet, ils sont représentés par les zones côtières, les zones humides, les zones montagneuses, les zones steppiques, les zones forestières et les zones sahariennes, dont chacune d'elles représente un milieu particulier par ses conditions environnementales et biologiques.

Les seules études réalisées sur les aphides et leurs ennemis naturels ont été menées en particulier dans les milieux agricoles, les espaces verts et les arbres forestiers du Nord algérien, ainsi que dans les milieux cultivés dans les régions des oasis sahariennes.

Ces organismes sont soumis à des interactions intra spécifiques et interspécifiques dépendant des conditions environnementales du milieu, entre autres les facteurs climatiques et les pratiques culturales. En effet, la sélection des plantes hôtes par les insectes, tant phytophages que leurs prédateurs et leurs parasites, doit être considérée dans un contexte évolutif global (Dicke, 2000).

L'interaction plantes, aphides et ennemis naturels est dynamique. A chaque instant, la plante ou l'insecte peut acquérir un nouvel avantage. Ces trois protagonistes, le végétal, l'aphide et l'ennemi naturel s'adaptent de manière différente aux conditions changeantes. Les pressions environnementales, comme le microclimat, peuvent avoir un effet dans ces interactions en influençant les cycles de développement et de croissance tant des ennemis naturels, des ravageurs que des plantes hôtes (Schoonhoven, 1981). La plante, aussi bien cultivée que spontanée constituant une source de nourriture ou abri pour les pucerons, a évolué dans certains cas en limitant sa destruction par les phytophages, en développant différents moyens de défense, physiques et biochimiques, empêchant l'installation du ravageur, induisant une tolérance à l'attaque du phytophage ou attirant même les ennemis naturels.

C'est dans ce cadre également que s'intègre l'objet de notre étude qui s'intéresse aux relations trophiques entre les plantes cultivées, spontanées, les aphides et leurs ennemis naturels parasitoïdes et prédateurs. De même, il s'intéresse à l'ordre d'arrivée écologique et aux cascades trophiques entre les phytophages et leur entomofaune antagoniste, sous l'influence du paysage dont dépend la diversité et le fonctionnement des communautés de pucerons et de leurs ennemis naturels.

Dans un premier chapitre, nous traitons des travaux documentés sur les relations plantes et insectes.

Le deuxième chapitre porte sur la connaissance des différentes zones d'étude, ainsi que les méthodes d'identification des aphides et de leurs ennemis naturels. Comme, il fait ressortir les

méthodes d'étude et d'exploitation des résultats de l'installation des différentes familles et espèces de pucerons et d'ennemis naturels dans les cultures de tomate et le verger multi variétal.

Le troisième chapitre traite de la présentation des résultats de l'inventaire des aphides et de leurs ennemis naturels, ainsi que de leurs interactions, leurs ordres d'arrivée écologique par la méthode des cascades trophiques dans les deux milieux cultivés étudiés.

Enfin, dans le quatrième chapitre nous discutons nos résultats avec ceux trouvés par différents auteurs en Algérie et dans le monde, tout en essayant de montrer les effets des facteurs intra spécifiques et interspécifiques qui influencent les relations entre les plantes hôtes, les aphides et leurs ennemis naturels.

Une conclusion et les perspectives à envisager afin de compléter cette étude d'inventaire et de relation trophique des milieux cultivés et naturels en Algérie.

# **CHAPITRE I: LES RELATIONS INSECTES ET PLANTES**

# CHAPITRE I: LES RELATIONS INSECTES ET PLANTES

## I. Les interactions tri-trophiques

Les écosystèmes cultivés et forestiers sont caractérisés par une grande diversité d'interactions entre les plantes et les insectes, dépendantes les unes des autres (Pearson et Dyer, 2006). Ces interactions trophiques sont liées à la complexité et à la diversité de l'entomocénose. Ainsi, les insectes sont soumis à des relations de prédation, de parasitisme ou de concurrence, qui peuvent modifier l'intensité de leurs interactions trophiques avec les plantes. Ces interactions interspécifiques, telles que le mutualisme, la compétition ou la prédation, s'effectuent entre différents niveaux trophiques regroupant notamment les producteurs primaires, les consommateurs primaires, les consommateurs secondaires ou ennemis naturels.

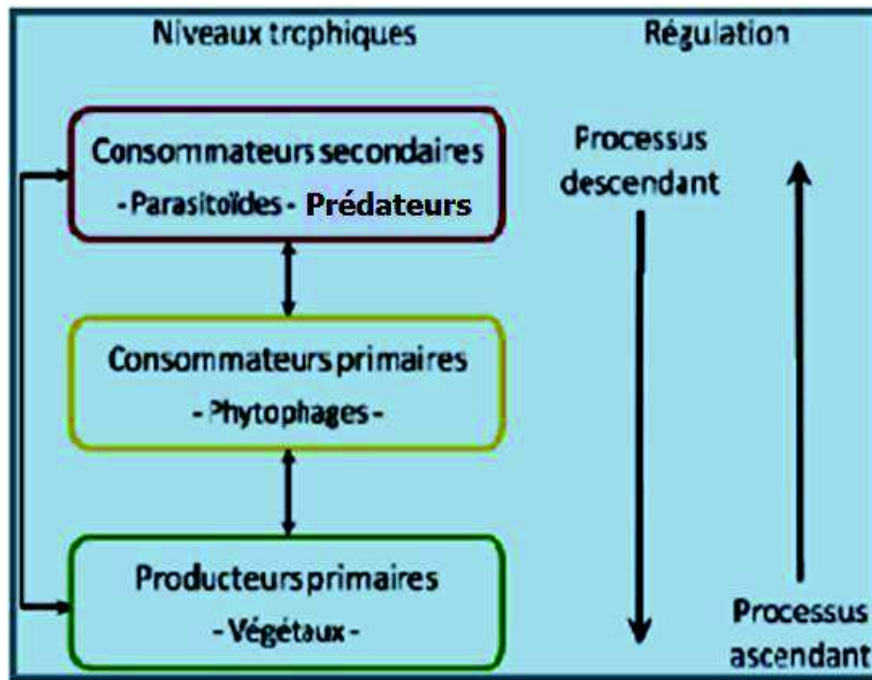
Dans ce système de relation tri trophique, chaque niveau trophique est influencé par les autres (Poppy, 1997; Karimzadeh *et al.*, 2004; Karimzadeh et Wright, 2008). Les interactions complexes qui unissent les protagonistes sont le fruit d'une fascinante coévolution où chaque niveau développe des adaptations pour survivre aux dépens de l'autre. Ainsi, la diversité spécifique des plantes hôtes et des ennemis naturels a des conséquences importantes sur les phytophages, notamment sur leur abondance (Aquilino *et al.*, 2005).

### 1. La régulation des communautés

En 1960, Hairston et ses collaborateurs ont proposé une des premières hypothèses concernant la régulation des communautés de phytophages. Depuis la publication de ce travail fondateur, l'importance relative des niveaux trophiques sur l'abondance et la distribution des communautés a fait l'objet d'études intensives. Les mêmes auteurs ont avancé l'hypothèse que les populations de phytophages seraient régulées par les prédateurs permettant aux plantes de prospérer et de donner cette couleur verte à la Terre « the Green World Hypothesis ».

Cependant, ces auteurs négligeaient totalement la potentielle influence des plantes dans la régulation des phytophages. D'autres hypothèses ont ensuite été proposées en intégrant les plantes hôtes comme facteurs limitant les populations de phytophages. En effet, les plantes hôtes procurent les ressources essentielles à la survie et au développement des insectes phytophages. Dans ce contexte, la diminution des ressources végétales entraînerait la réduction des autres niveaux trophiques (Hairston *et al.*, 1960). C'est en 1980 que Price et ses collaborateurs ont intégré ces deux théories en proposant la notion d'interactions tritrophiques où les plantes et les ennemis naturels réguleraient les populations de phytophages.

Cette vision associe deux processus non mutuellement exclusifs : le processus ascendant «bottom-up regulation » et le processus descendant « top-down regulation » (Fig. 1) (Price et Hunter, 2005; Dyer et Letourneau, 1999; Miller, 2008).



**Figure 1:** Schéma de la régulation des interactions entre les différents niveaux trophiques au sein d'une communauté, d'après Price *et al.* (1980) modifié.  
Les flèches représentent l'interdépendance des différents niveaux trophiques.

La régulation ascendante repose sur l'influence des producteurs primaires sur les niveaux trophiques supérieurs (Fig. 1) ( Hairston *et al.*, 1960). Ainsi, c'est la disponibilité des ressources nutritives qui contrôle les chaînes trophiques des producteurs jusqu'aux parasitoïdes.

Lorsque la teigne des crucifères, *Plutella xylostella*, est élevée sur des plants de chou (*Brassica oleracea*) supplémentés avec différentes concentrations d'azote, la taille de la population de la teigne augmente avec la concentration en azote présente dans les plantes. Les populations de parasitoïdes *Diabrotica insulare* étant positivement corrélées avec la densité de la teigne des crucifères. Il y aurait donc un effet favorable de la ressource végétale sur les niveaux trophiques supérieurs (Fox *et al.*, 1990; Fox et Mousseau, 1996; Awmack et Leather, 2002).

À l'inverse, le processus descendant propose que l'abondance des phytophages soit régie par celle des consommateurs secondaires, qui détermine la dynamique des populations des niveaux trophiques inférieurs (Fig. 1) (Dyer et Letourneau, 1999). Dans le cas des relations tritrophiques, l'ennemi naturel aura donc un effet direct sur le phytophage ayant lui-même une action sur la plante hôte. Ceci a été parfaitement exposé par Gomez et Zamora (1994) à l'aide de l'interaction entre trois espèces de parasitoïdes (*Necremnus tidius*, *N. folia* et *Aprostocetus* sp.), une espèce de charançon (*Ceutorhynchus* sp.) et l'alysson épineux (*Hormathophylla spinosa*). Lors de cette étude, les auteurs ont démontré que le coléoptère réduisait la fécondité du crucifère. Lorsque les parasitoïdes sont présents, le pourcentage de fruits attaqués par le charançon diminue de moitié, révélant l'importance des parasitoïdes pour les niveaux trophiques inférieurs.

Il est maintenant largement accepté que les processus ascendants et descendants ne sont pas mutuellement exclusifs dans la dynamique des communautés, et que leur importance relative peut varier spatialement et temporellement (Hunter et Price, 1992; Power, 1992; Walker et Jones, 2001; Lill *et al.*, 2002). Toutefois, ces auteurs admettent que la régulation ascendante a une plus grande influence, à long terme, que la régulation descendante (Coley *et al.*, 2006; Walker *et al.*, 2008).

## **2. Influence de la plante hôte sur les phytophages et leurs ennemis naturels**

Les études ont pu démontrer que la diversification des systèmes de cultures conduit à réduire les populations de ravageurs. Ainsi, comme cela a été démontré avec la mouche du chou *Delia brassicae* (Ryan *et al.*, 1980), les plantes hôtes des ravageurs en polyculture hébergeraient moins de phytophages car ces derniers auraient d'avantage de difficultés à les localiser et les quitteraient plus rapidement. Risch et ses collaborateurs (1983) rapportent que les résultats de 150 études ont pu montrer que 62% des cas présentent une faible densité de ravageurs dans les agroécosystèmes diversifiés, par rapport à ceux conduits en monoculture. De même, Tonhasca et Byrne, (1994) en réalisant une méta-analyse sur 21 études, ont constaté que la densité des insectes ravageurs était dans près de 60% des comparaisons plus faible dans les cultures diversifiées que dans les monocultures. Plus récemment, Medeiros *et al.* (2009) ont pu démontrer que la culture de la tomate en association avec le coriandre (*Coriandrum sativum* L.) et le galinsoga à petites fleurs (*Galinsoga parviflora* Cav.) s'accompagne d'une réduction de l'abondance d'un important ravageur de cette culture, *Tuta absoluta* (Meyr) d'une part, et d'une augmentation de la diversité et de l'abondance des arthropodes auxiliaires d'autre part.

Dans la théorie d'exploitation des écosystèmes (Oksanen *et al.*, 1981), ces relations plantes-herbivores-prédateurs sont considérées comme dynamiques, et susceptibles de changer selon l'environnement, c'est-à-dire selon la productivité du milieu. En effet, en milieu peu fertile, la végétation sera limitante et régulera les populations d'herbivores (régulation «ascendante») alors qu'en milieu fertile, une ressource primaire importante permettra le développement de populations d'herbivores nombreuses et par conséquent d'une population de prédateurs importante. Ainsi, ce sont les prédateurs qui réguleront les populations d'herbivores (régulation «descendante»).

Polis (1999) énonce six hypothèses en accord avec ces deux précédentes théories, c'est-à dire six facteurs susceptibles de limiter les populations d'herbivores et leur impact sur la biomasse végétale : (1) la faible digestibilité et la présence de défenses secondaires des végétaux (les végétaux ne sont pas des agents passifs face à l'herbivorie); (2) la limitation des populations d'herbivores par la quantité de ressource végétale ; (3) les contraintes abiotiques engendrant un stress pour les organismes animaux (température, disponibilité en eau); (4) l'hétérogénéité spatiale et temporelle de la relation consommateur-ressource ; (5) les interactions négatives entre herbivores (intra- et interspécifiques); (6) la pression en « PPPP », prédateurs, parasites, parasitoïdes et pathogènes.



## **II. Reconnaissance de la plante hôte par les insectes**

### **1. Reconnaissance de la plante hôte par les insectes phytophages**

La sélection de l'habitat dans lequel l'individu spécialisé vivra et se reproduira est cruciale. Le coût de la reproduction étant élevé, un mauvais choix d'habitat entraînerait des pertes d'énergie considérables. Il est donc important de faire le bon choix. De ce fait, la stratégie essai/erreur est mal adaptée à une maximisation de l'exploitation de l'habitat. Il est alors nécessaire d'estimer à priori la qualité de l'habitat et de faire un choix en utilisant au maximum les informations offertes par l'environnement dans lequel le phytophage se trouve.

Des stratégies d'exploitation de la plante aux stratégies mutualistes, Sauvion *et al.* (2013) évoquent la nécessité pour les insectes de développer de nombreuses adaptations destinées essentiellement à se nourrir et se reproduire pour répondre à la diversification progressive des plantes. Certains insectes se sont ainsi spécialisés sur certains types botaniques ou certains types d'organes, alors que d'autres au contraire ont opté pour une exploitation généraliste d'une large gamme de végétaux. Ces stratégies d'exploitation de la plante peuvent être parfois beaucoup plus complexes. Des insectes se sont ainsi associés à des partenaires exploitant la même plante pour le bénéfice des deux types d'agresseurs. D'autres se sont associés à des symbiontes pour pouvoir exploiter une ressource. Certains groupes d'insectes sont capables de détourner le formidable arsenal de défenses chimiques des plantes. Ils stockent ces molécules ou les modifient afin de se défendre eux-mêmes contre leurs agresseurs ou d'attirer le partenaire sexuel.

#### **1.1. Étapes de la sélection de la plante hôte**

La sélection et la colonisation de la plante hôte résultent d'une succession de séquences comportementales, impliquées dans la localisation de l'hôte, la sélection du site d'alimentation et l'acceptation de la plante hôte qui constitue l'étape ultime du processus de colonisation. Ces étapes sont guidées par la perception de signaux visuels, olfactifs, gustatifs et tactiles impliqués dans la reconnaissance de la nature hôte ou non-hôte de la plante (Niemeyer, 1991; Pickett *et al.*, 1992; Pettersson *et al.*, 2007). L'ensemble des étapes a principalement été décrit chez les Aphididae d'intérêt économique pour les plantes cultivées incluant les arbres des vergers (Caillaud et Niemeyer, 1996).

##### **1.1.1. Localisation de l'hôte**

La localisation d'un nouvel hôte s'effectue par les morphes ailés particulièrement adaptés à la dispersion à courte, moyenne et longue distances grâce à la présence d'ailes et d'un système sensoriel bien développé (Dixon, 1998 ; Lombaert *et al.*, 2006), tandis que les morphes aptères investissent l'énergie dans la reproduction et le développement local des colonies. Cependant, Hoyt et Madsen (1960) ont montré que la dispersion active entre arbres chez le puceron lanigère du pommier, *Eriosoma lanigerum* était principalement réalisée par le

premier stade larvaire très mobile et il n'est pas exclu que la dispersion passive par le vent en lien avec la sécrétion de cire intervienne également.

L'orientation des pucerons et l'atterrissage sont sous l'action de stimuli visuels et olfactifs. Les morphes ailés sont capables de s'orienter au cours du vol migratoire à moyenne distance grâce à la perception de signaux visuels non spécifiques (Kennedy *et al.*, 1961). Une étude faite par Hardie en 1989 a mis en évidence l'existence d'une adaptation qui permet au puceron *Aphis fabae*, qui est une espèce polyphage, de faire une sélection à distance de la plante. Cette espèce réagit en effet à des longueurs d'ondes dans la région verte du spectre de lumière. D'autres études ont montré que d'autres espèces de pucerons réagissent également à des jaunes saturés, qui réfléchissent certains ultra-violets (Pettersson *et al.*, 2007). Mound (1962) suggère que les courtes longueurs d'onde (bleu-UV) joueraient un rôle dans le déplacement des adultes alors que les longueurs d'onde de type jaune faciliteraient la localisation de la plante hôte. La couleur serait d'après Vaissayre *et al.*, (1998) le facteur le plus important qui déciderait l'insecte à choisir à distance la plante hôte. Les adultes de *B. tabaci* sont plus attirés par la couleur jaune-vert. L'odeur de la plante n'aurait aucun effet particulier. L'insecte réagirait à deux longueurs d'onde : le bleu-ultraviolet et le jaune.

A proximité immédiate de la plante, les pucerons ne sont plus sensibles aux stimuli visuels (Robert, 1987) et l'orientation du vol est guidée par les odeurs spécifiques de la plante (Chapman *et al.*, 1981; Hardie *et al.*, 1994 ; Powell *et al.*, 1995). Parmi les composés impliqués dans l'attraction et/ou la répulsion des pucerons, on peut citer les composés soufrés, les composés cyanogènes, les benzaldehydes ou les composés organiques volatiles (COVs) (Pickett *et al.*, 1992 ; Hori, 2007 ; Nottingham *et al.*, 1991 ; Holopainen *et al.*, 2010). Une étude faite par Hori (1999) a démontré que plusieurs espèces de pucerons réagissaient également à des stimuli olfactifs. L'auteur a soumis différentes espèces à des odeurs de différentes plantes, dont leur plante hôte, en olfactomètre. Il a utilisé des espèces monophages ainsi que des polyphages. Les résultats de ces tests montrent que ce sont surtout les espèces monophages qui réagissent à leur plante hôte tandis que les espèces polyphages utilisent principalement des stimuli visuels. Ceci vient confirmer une étude par ce même auteur effectuée en 1997, qui a démontré que l'espèce de puceron *Neotoxoptera formosana* était repoussée par les odeurs de romarin et attirée par l'odeur de leur plante hôte, *Allium fistulosum* (Hori et Komatsu, 1997). Bien que le comportement d'atterrissage puisse être guidé par la perception des signaux visuels et olfactifs, il semble le plus souvent s'effectuer aléatoirement et la discrimination de la nature hôte ou non hôte de la plante s'effectue au cours des étapes qui succèdent à l'atterrissage (Kennedy *et al.*, 1959 ; Kring 1972; Ward *et al.*, 1998). Mais, Les odeurs des plantes non hôtes et les odeurs des plantes hôtes attractives peuvent affecter négativement l'orientation des odeurs de certains insectes à l'exemple des pucerons (Pettersson, 1970) ou des mouches blanches (Chapman *et al.*, 1981). On parle de méthodes de camouflages olfactives qui pourraient prévenir les attaques de certains ravageurs (Thiery et Viser, 1986).

### 1.1.2. Sélection du site d'alimentation

Après avoir atterri sur la plante, le puceron réalise trois séquences comportementales pouvant aboutir à la phase d'alimentation :

- La première étape, guidée par des stimuli chimiques et mécaniques, consiste à sélectionner le site de piqûre. Pour cela, les pucerons prospectent la surface de la plante avec leurs antennes portant les sensilles olfactives ainsi que leurs tibias et l'extrémité de leur labium qui portent des soies mécanoréceptrices. Ainsi, ils peuvent évaluer les propriétés physico-chimiques (composés organiques volatils, cires cuticulaires, exsudats de trichomes, texture, topologie) de surface avant l'insertion des stylets dans les tissus de la plante (Niemeyer, 1990).

- La seconde étape intervient lorsque les caractéristiques physico-chimiques de la plante perçues lors de l'étape précédente sont acceptées par le puceron. Les pucerons testent le contenu du cytosol des cellules épidermiques par des piqûres de test brèves (< 1 min) (Powell, 1991). Les récepteurs gustatifs localisés dans la partie proximale du canal alimentaire sont impliqués dans la perception des métabolites intracellulaires primaires et secondaires (McLean et Kinsey, 1984). Ces piqûres gustatives ont lieu sur les plantes hôtes (Powell et Hardie, 2000) et non-hôtes (Tosh *et al.*, 2003) et semblent fournir suffisamment d'informations pour conduire soit au rejet d'une plante non-hôte soit à l'étape ultime de la recherche du site d'alimentation (Powell *et al.*, 2006). Chez les espèces spécialistes, la perception de un ou deux composés secondaires semble suffire pour reconnaître une plante hôte, tandis que les généralistes ont besoin de percevoir une plus large gamme de métabolites incluant également les métabolites primaires (acides aminés et carbohydrates) (Douglas, 2003).

- En cas de non-rejet, les pucerons insèrent leurs stylets entre deux cellules épidermiques puis poursuivent leur cheminement à travers les tissus par voie extracellulaire au cours duquel ils réalisent de nombreuses piqûres intracellulaires brèves (de l'ordre de 50 à 100 piqûres de 5 à 10 secondes chacune au cours d'une phase de pénétration) (Tjallingii 1985 ; Tjallingii et Hogen Esch 1993). Ces brefs prélèvements de cytosol renseignent non seulement le puceron sur la qualité nutritionnelle et gustative de la plante mais également sur la localisation des stylets dans les tissus. Il semble que le puceron utilise la perception des métabolites intracellulaires et des facteurs apoplastiques (pH et gradient de saccharose) pour atteindre le phloème (Miles 1999 ; Hower *et al.* 2008). Tout au long du cheminement des stylets, les pucerons synthétisent une salive gélifiante qui, en se solidifiant, forme une gaine salivaire (ou gaine sétale) dans laquelle les stylets peuvent glisser et être manœuvrés plus aisément par le puceron (Miles 1999). La gaine salivaire plus ou moins ramifiées laisse une empreinte de la zone prospectée par le puceron. Les pucerons injectent également une salive liquide avant et après la pénétration dans les tubes criblés pour prévenir l'occlusion de ceux-ci par dépôt de callose ou coagulation de protéines P (phloémiennes) en réaction de la plante au stress mécanique infligé par les stylets (Tjallingii et Hogen Esch 1993 ; Prado 1997 ; Tjallingii 2006 ; Will et van Bel 2006).

## 1.2. Acceptation de l'hôte

Chez les espèces phloémophages, la décision finale d'accepter la plante en tant qu'hôte se reflète par l'activité d'alimentation puisque les signaux induisant la parturition sont généralement perçus avant le contact avec le phloème au cours de la phase de recherche du site d'alimentation (Tosh *et al.* 2003 ; Powell *et al.* 2006). La perception de la qualité nutritionnelle (métabolites primaires) et de la quantité du phloème ainsi que sa qualité gustative (métabolites secondaires attractifs, répulsifs, phagostimulants ou anti-appétants) jouent un rôle essentiel dans l'acceptation finale de l'hôte (Pettersson *et al.* 2007). Dixon et Agarwala, (1999) ; Weisser *et al.*, (1999) montrent également que l'obstruant les canaux du phloème peut constituer une condition de défense de la plante qui forcent les pucerons à partir fréquemment à la recherche d'autres parties de la plante hôte, voire d'autres plantes.

Les déplacements des pucerons ne sont donc pas seulement provoqués par les détériorations de la plante. Avant d'arriver à ce point, l'augmentation du nombre de consommateurs en un endroit donné de la plante, suite à la reproduction des colonisateurs, augmente la compétition intra-spécifique et attire des ennemis naturels. En chassant, ces derniers émettent des informations que perçoivent les pucerons. En réponse, on observe une production accélérée d'individus ailés. Elle se traduit par une ingestion soutenue de phloème au moins supérieure à 10 min pouvant se prolonger pendant plusieurs heures (Prado et Tjallingii 1994). Celle-ci intervient souvent après une durée moyenne de plusieurs heures après l'accès à la plante (Prado et Tjallingii 1994 ; Pettersson *et al.* 2007). Ce laps de temps ne semble pas différer entre espèces spécialistes et généralistes bien que ces dernières nécessitent de percevoir plus de signaux pour reconnaître leur plante hôte (Pettersson *et al.* 2007).

A l'heure actuelle, on sait relativement peu de choses sur la phase d'acceptation de l'hôte chez les espèces non phloémophages. Les études réalisées ne sont que des études exploratoires qui ne permettent pas de tirer de conclusion générale quant à la phase d'acceptation et qui soulèvent des interrogations. Par exemple, Sandanayaka et Hale (2003) ont mis en évidence une phase d'ingestion soutenue chez *Eriosoma lanigerum* qui ressemblant à une ingestion dans le phloème, or on sait que cette espèce s'alimente normalement dans un tissu nourricier dont elle induit la formation.

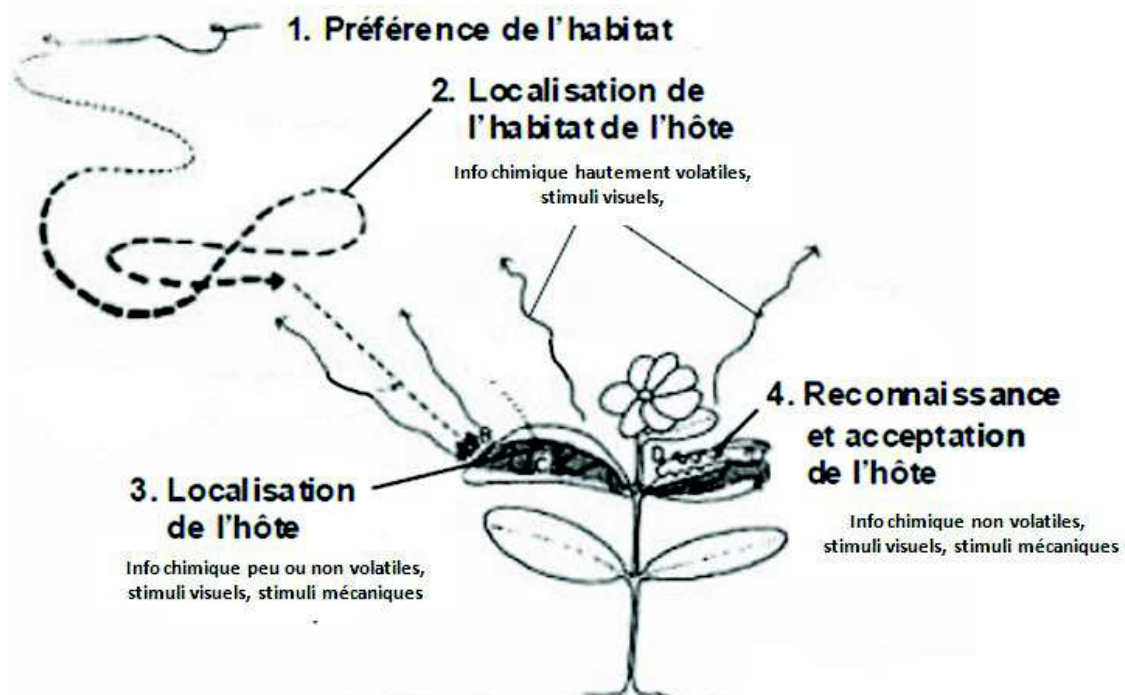
## 2. Reconnaissance de l'hôte par les entomophages

La phase de recherche et reconnaissance de l'hôte est primordiale pour la plupart des entomophages afin d'assurer les besoins immédiats à la survie de leur progéniture: les prédateurs pour s'en nourrir, et les parasitoïdes pour s'y développer. Les adultes ont plutôt tendance quant à eux à se nourrir de nectar ou pollen.

Les femelles doivent donc à la fois trouver des proies ou hôtes pour assurer leur reproduction, et de la nourriture, pour augmenter la survie et la production d'œufs et ainsi assurer leur reproduction future. Le choix de la plante hôte sera donc en partie conditionné par la quantité et qualité des insectes qu'elles hébergent (Guérin, 2014).

La reconnaissance de l'hôte par l'entomophage peut être due aux stimuli chimiques émis par la plante suite à l'attaque du phytophage ou à la perception des stimuli visuels et olfactifs émis par l'hôte ou la proie. Les premiers travaux sur ce sujet datent des années 1930 (Salt, 1935, Laing, 1937).

Classiquement, on divise la sélection de l'hôte en quatre phases (Fig. 2) qui sont la localisation de l'habitat, la localisation de l'hôte, la reconnaissance puis l'acceptation de cet hôte (Vinson, 1976, 1998). Une dernière phase, la régulation de l'hôte, désigne les interactions liant l'hôte parasité au parasitoïde immature, interactions particulièrement complexes dans le cas des endoparasitoïdes (Rousse, 2007).



**Figure 2** : Aperçu général du comportement de sélection de l'hôte chez les parasitoïdes (d'après Vinson, 1976 et Vinson, 1991)

### 2.1. Mutualisme plante et entomophage

Ce processus s'exprime de façon indirecte par le biais des défenses induites de la plante qui provoquent l'attraction des ennemis naturels suite à l'agression des phytophages. Dans de nombreuses associations plantes-phytophages, il a été montré que l'attaque des herbivores induit l'émission par les plantes d'un « bouquet » de composés volatils attractifs vis-à-vis des prédateurs ou des parasitoïdes des insectes phytophages (Dicke et Sabelis, 1988 ; McAuslane *et al.*, 1991 ; Vet et Dicke, 1992 ; Cortesero *et al.*, 1997). Ces espèces entomophages, en se nourrissant aux dépens des herbivores, vont dans certains cas permettre une diminution des dégâts engendrés sur les végétaux. Par exemple, lorsque l'acarien, *Tetranychus urticae* consomme les feuilles du haricot de Lima (*Phaseolus lunatus*), il y a émission par les plantes de composés volatils qui attirent le prédateur, *Phytoseiulus persimilis* (Dicke *et al.*, 1990). De même, de jeunes plants de maïs (*Zea mays*), émettent un bouquet de composés volatils

totallement différents lorsqu'ils sont sains ou lorsqu'ils sont attaqués par les chenilles du lépidoptère *Spodoptera exigua*. Ce bouquet représente alors un signal de la présence de l'hôte pour le parasitoïde *Cotesia marginiventris* (Turlings *et al.*, 1990). La coccinelle *Hippodamia convergens* (Guerin- Meneville) (Coleoptera : Coccinellidae) est, quant à elle, attirée par les molécules chimiques libérées par le végétal lorsque le puceron *Myzus persicae* (Sulzer) (Homoptera : Aphididae) s'en nourrit (Hamilton *et al.*, 1999). Mais, il apparait d'après les études de Turlings et Tumlinson, (1992) que cette émission de composés volatils est systémique, les feuilles non attaquées émettant également des substances attractives pour l'hyménoptère. Ce phénomène a été mis en évidence aussi bien lors d'expériences de laboratoire que lors d'expériences de terrain (Bernasconi *et al.*, 2001). Il semble donc que dans la nature, lors d'une attaque, les plantes soient capables, pour se protéger, d'émettre des signaux indiquant la présence d'une proie potentielle pour l'entomophage (Kessler et Baldwin, 2001).

Dans le cas d'une attraction des prédateurs des phytophages, il est clair que la plante pourra tirer un bénéfice immédiat de l'émission de ces substances volatiles, puisque les dégâts engendrés par l'herbivore sont stoppés dès la découverte de la proie et sa consommation par le prédateur. En revanche, lors de l'attraction du parasitoïde, l'herbivore continue généralement à se nourrir même lorsqu'il est parasité, les bénéfices pour la plante sont alors moins évidents et le concept de défense indirecte peut être de ce fait remis en cause (van der Meijden et Klinkhamer, 2000). Cependant même si les parasitoïdes ne sont pas capables de provoquer immédiatement une diminution des dégâts engendrés par les herbivores, leur impact sur les populations de phytophages peut se faire sentir dès la deuxième génération (Sabelis et Bruin, 2002).

Les adultes de la coccinelle à sept points *Coccinella septempunctata* L. détectent les composés chimiques émis par certaines espèces végétales de la famille des Brassicaceae: *Brassica rapa* L. cultivar 'Turnip purple top', *Brassica juncea* L. cultivar 'red giant mustard', *Brassica napus* L. cultivar 'Courage' et *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh.] infestées ou blessées par le puceron vert du pêcher, *Myzus persicae* Sulzer (Durieux *et al.*, 2010). Il semble que ces composés aient un effet immobilisant, voire attractif, sur *C. septempunctata* (Girling et Hassall, 2008). De même, Ponsonby et Copland, (1995) ont mis en évidence le caractère attractif des odeurs émises par la combinaison *Solanum tuberosum* L./*Abgrallaspis cyanophylli* Sign. envers les coccinelles *Chilocorus nigrinus* F. femelles. Une augmentation de la vitesse de déplacement de ces dernières et du temps qu'elles passent dans les zones où ces odeurs sont présentes a également été observée (Ponsonby et Copland, 1995). D'autres études ont démontré que *C. septempunctata* est attirée par les substances volatiles émises par des plants d'orge (*Hordeum vulgare* L.) infestés par le puceron du merisier à grappes, *Rhopalosiphum padi* L., ainsi que par le cis-jasmone (ou (Z)- jasmone), composé volatil produit par certaines plantes lorsque celles-ci sont endommagées par des insectes herbivores, par exemple (Ninkovic *et al.*, 2001). *C. septempunctata*, tout comme la coccinelle asiatique, *Harmonia axyridis* Pallas, est également attirée par les molécules à action synomone (benzaldéhyde) produites par les plantes de thé (*Camellia sinensis* L.) attaquées par le puceron *Toxoptera aurantii* Boyer (Han et Chen, 2002a).

La plante *Glycine max* (L.) Merr. produit plus de méthylsalicylates, qui attirent *C. septempunctata* lorsqu'elle est attaquée par le puceron *Aphis glycines* L., par comparaison à une plante saine ou une plante blessée artificiellement (Zhu et Park, 2005). Alors que *H. axyridis* ne semble pas montrer de préférence particulière pour ce composé mais elle est capable d'utiliser les volatils émis par d'autres plantes. En effet, Heit *et al.* (2005) ont démontré qu'elle est attirée par les composés émis par des feuilles de *Solanum sisymbriifolium* Lam. attaquées par *M. persicae*.

Les coccinelles peuvent également être attirées par des plantes qui ne sont ni infestées ni blessées (Hamilton *et al.*, 1999). En effet, des observations réalisées en champ ont révélé que *C. septempunctata* était plus fréquemment présente dans les parcelles contenant de grandes quantités des deux plantes messicoles *Cirsium arvense* (L.) Scop. et *Elytrigia repens* (L.) Nevski que dans les parcelles ne contenant que de l'orge (Ninkovic et Pettersson, 2003).

De plus, dans certains systèmes tritrophiques plantes-herbivores-parasitoïdes, l'attraction des hyménoptères parasitoïdes par les plantes attaquées se traduit par un gain de fitness immédiat pour la plante (Van Loon *et al.*, 2000). Les relations liant les plantes et les parasitoïdes comme celles liant les plantes et les prédateurs auraient donc pu évoluer dans de nombreux cas, vers le mutualisme, chacun des deux protagonistes bénéficiant alors de cette association (Takabayashi et Dicke, 1996 ; Van Loon *et al.*, 2000).

## 2.2. Localisation de l'hôte/proie par l'entomophage

Les sémiochimiques permettent aux auxiliaires de localiser une source de nourriture, des hôtes ou des proies (Nordlund et Lewis, 1976 ; Tumlinson *et al.*, 1992 ; Vet et Dicke, 1992 ; Ahmad *et al.*, 2004). La Cochenille noire, *Saissetia oleae* BERN et du Psylle de l'olivier, *Euphyllura olivina* COSTA, fournissent aux Chrysopidae un abondant miellat attractif pour les adultes glyciphages et qui est également consommé par les stades larvaires de ces prédateurs (Alrouechdi, 1984). Au niveau des relations tritrophiques, ces odeurs induisent différentes réponses comme l'attraction, la répulsion, l'arrêt ou la stimulation de certains comportements chez les auxiliaires. Il est d'ailleurs bien connu que les prédateurs et les parasitoïdes réagissent aux sémiochimiques émis par les plantes attaquées (synomones) mais aussi à ceux libérés par les ravageurs (kairomones). Par exemple, le puceron noir de la fève, *Aphis fabae* (Scopoli) (Homoptera : Aphididae), produit une kairomone (le tricosane) qui attire *Metasyrphus corollae* (Fabricius) (Diptera : Syrphidae), un syrphe aphidiphage (Shonouda *et al.*, 1998a ; 1998b).

Lorsqu'un puceron est perturbé, il sécrète par ses cornicules des gouttelettes contenant une phéromone d'alarme, ce qui provoque la fuite de ses congénères. La constitution chimique de ces sécrétions varie d'une espèce de puceron à l'autre, mais elle est constituée essentiellement, ou en totalité, d'(E)- $\beta$ -farnésène (EBF) (Francis *et al.*, 2005). Il a été démontré qu'*Adalia bipunctata* L. (Hemiptera : Pentatomidae) (Hemptinne *et al.*, 2000 ; Francis *et al.*, 2004), *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville (Acar *et al.*, 2001), étaient attirées par l'EBF. L'(E)- $\beta$ -farnésène est également un composé sécrété par les plantes. Mais dans ce cas, la réponse des

prédateurs diffère à cause de la détection d'autres composés, dont le (-)- $\beta$ - caryophyllène (Dawson *et al.*, 1984). La réponse d'alarme des pucerons est caractérisée par une augmentation rapide de l'(E)-  $\beta$ -farnésène par rapport au (-)- $\beta$ -caryophyllène et les coccinelles semblent pouvoir différencier l'émission continue d'EBF d'origine végétale de l'émission instantanée d'origine aphidienne. L'expérience faite en laboratoire par Francis *et al.* (2004) a démontré qu'*A. bipunctata* n'était attirée par l'(E)- $\beta$ -farnésène que lorsque la dose de cette molécule déposée dans l'olfactomètre excédait 2  $\mu$ g.

Les proies homoptères, comme les pucerons et les cochenilles, se nourrissent de la sève élaborée des plantes et excrètent l'excès de sucre dans des gouttes de miellat. Zoebelin (1955) a recensé 246 espèces d'insectes qu'attire le miellat des pucerons dont 23 espèces de syrphes, 10 de coccinelles et 59 de parasitoïdes Hyménoptères. Le tableau 1 propose par Leroy *et al.* (2009) fait une synthèse bibliographique (non exhaustive) des effets du miellat sur divers prédateurs et parasitoïdes.

Les coccinelles peuvent dès lors utiliser ces gouttes comme kairomones lorsqu'elles sont en recherche de proies. En effet, les coccinelles passent plus de temps à chercher leurs proies sur des plantes où du miellat est présent que sur les plantes dépourvues de miellat (Carter et Dixon, 1984 ; Heidari et Copland, 1993 ; Ide *et al.*, 2007).

Il a également été mis en évidence que le miellat avait un effet immobilisant à la fois sur les larves et les adultes de coccinelles (Greany et Hagen, 1981; Carter *et al.*, 1984; van den Meiracker *et al.*, 1990). De plus, Evans et Richards (1997) ont mis en évidence une augmentation de la densité des coccinelles aphidiphages sur les parcelles traitées avec du miellat artificiel (solution de saccharose dissoute dans de l'eau). Le miellat permet donc aux coccinelles de localiser leurs proies mais en plus de cela, comme il représente un mélange complexe de carbohydrates, d'acides aminés et de métabolites secondaires (Wiedemann *et al.*, 2004; Kazana *et al.*, 2007), il constitue une source énergétique importante pour les coccinelles. La valeur nutritive d'une même espèce de puceron peut cependant varier en fonction de la plante hôte de laquelle le puceron s'est nourri (Malcolm, 1992 ; Martos *et al.*, 1992 ; Giles *et al.*, 2002). Quelques espèces de pucerons se révèlent même être toxiques pour certaines coccinelles en raison de composés allélochimiques puisés chez leur plante hôte (Hodek et Honek, 1996). Ceci a notamment été observé chez *Aphis nerii* Boyer de Fonscolombe infestant le laurier-rose (Rothschild *et al.*, 1970). La toxicité de cette plante est due à la présence de cardénolides, comme l'oléandrine et la nériine).

Lorsqu'*A. nerii* se nourrit de la sève élaborée du laurier-rose, il ingère ces composés toxiques, les stocke et les excrète par la suite dans le miellat. Bhatkar (1982) a démontré que *C. septempunctata*, *Coccinella undecimpunctata* L. et *A. bipunctata* étaient également attirées par les trainées de fourmis (*Formica polyctena* Förster) et obtenaient de ce fait des informations sur la distance et la direction des sources de proies. En effet, plusieurs espèces de pucerons entretiennent une relation de mutualisme avec les fourmis. Ces dernières protègent les pucerons en échange de nourriture fournie sous forme de miellat (Jiggins *et al.*, 1993 ; Majerus *et al.*, 2007).



**Tableau 1 :** Impacts du miellat excrété par plusieurs espèces de pucerons vis-à-vis de différentes espèces de prédateurs et parasitoïdes (Leroy *et al.* 2009).

Auxiliaire	Proie / hôte	Recherches	Références
<i>Syrphidae</i> spp.		Le miellat constitue la principale source des signaux olfactifs stimulant la ponte des syrphes.	Dixon, 1959
<i>Episyrphus balteatus</i>	<i>Sitobion avenae</i>	Les femelles perçoivent les composés volatils du miellat, se posent et pondent, stimulées par celui-ci plutôt que par le végétal et les pucerons. Le miellat exercerait également un effet attractif sur les larves de syrphe.	Budenberg <i>et al.</i> , 1992b
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	Les femelles gravides augmentent leur temps de recherche, mais utilisent également plus fréquemment leur proboscis et leur ovipositeur lorsque la concentration de miellat augmente sur le végétal : celui-ci agit donc comme kairomone de contact.	Sutherland <i>et al.</i> , 2001
	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	Sur le végétal, le miellat seul et ses sémiochimiques induisent fortement l'oviposition.	Bargen <i>et al.</i> , 1998
	<i>Aphis fabae</i>	Le miellat constitue une kairomone qui agit à courte distance, attire les syrphes (qui en perçoivent les composés volatils) et stimule l'oviposition. Cet effet est renforcé par la présence de pucerons.	Scholz <i>et al.</i> , 2000
<i>Eupeodes corollae</i>	<i>Aphis fabae</i>	Les pucerons et les composés volatils issus du miellat constituent les principaux stimuli pour la ponte et sont détectés par les antennes, le tarse et les pièces buccales.	Budenberg <i>et al.</i> , 1992a ; 1992b
Autres espèces aphidiphages		Un miellat artificiel, constitué d'extrait de levure, de sucrose, de miel, de tryptophane et d'eau, attire de nombreuses espèces aphidiphages.	Ben Saad <i>et al.</i> , 1976
<i>Encarsia formosa</i>	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	Les composés solubles non-volatils contenus dans le miellat (sucres/acides aminés) constituent une kairomone de contact donnant lieu au comportement de recherche.	Romeis <i>et al.</i> , 1996 Lédieu, 1976 Hussey <i>et al.</i> , 1976
<i>Chrysoperla carnea</i>	<i>Ephestia kuehniella</i>	Une solution (miellat artificiel) à base d'extrait de levure, de sucrose et d'eau (4 : 7 : 10) favorise et induit l'oviposition.	McEwen <i>et al.</i> , 1993
<i>Coccinella septempunctata</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	L'application de miellat naturel ou artificiel (15 % de sucrose) influence la dissémination des coccinelles sur le terrain (même en présence de pucerons), ce qui démontre bien l'effet attractif du miellat.	Evans <i>et al.</i> , 1997
<i>Coccinella transversoguttata</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	L'oviposition des coccinelles est stimulée par la présence de miellat, mais le nombre d'œufs est plus important lorsque le miellat et les pucerons sont présents simultanément.	Evans <i>et al.</i> , 1986
<i>Aphidius rhopalosiphi</i>	<i>Sitobion avenae</i>	Le parasitoïde <i>Aphidius rhopalosiphi</i> est attiré par les composés volatils du miellat et ce, d'autant plus que ce dernier est concentré.	Budenberg, 1990
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	Le miellat est exploité par <i>Aphidius ervi</i> afin de localiser les hôtes : il s'agit donc d'une kairomone.	Du <i>et al.</i> , 1997

Si les molécules émises par les pucerons peuvent agir comme kairomones, il en va de même des composés émis par les coccinelles et plus particulièrement ceux présents dans leurs traces larvaires. En effet, Kunert et Weisser (2005) ont démontré l'importance des antennes chez *Acyrtosiphon pisum* (Harris) pour l'induction de la production d'individus ailés en présence d'ennemis naturels, dont les larves et les adultes de coccinelles. Ils suggèrent donc que les substances chimiques émises par ces dernières soient responsables de l'augmentation du nombre d'individus ailés. Dixon et Agarwala (1999) confortent cette hypothèse en démontrant que le puceron du pois, *A. pisum*, produit plus d'individus ailés en présence de traces larvaires d'*A. bipunctata*. Ceci lui permet de ce fait de réduire le risque de prédation. Ils ont également observé une augmentation de l'activité des pucerons ainsi qu'une réduction de leur fécondité. En revanche, *Megoura viciae* Buckton, qui est toxique pour *A. bipunctata* et *Aphis fabae* Scopoli, qui est une proie de moindre qualité pour *A. bipunctata* et qui est fréquemment

protégé des coccinelles par les fourmis, ne présentent pas la même réponse qu'*A. pisum* aux traces larvaires de la coccinelle à deux points.

Ce phénomène est également observé chez les pucerons lorsqu'ils sont attaqués par des parasitoïdes, ils émettent par leurs cornicules des sécrétions contenant une phéromone d'alarme nommée (E)- $\beta$ -farnésène (EBF) (Pickett et Griffith, 1980) (Fig. 3). Elle est perçue par les autres pucerons présents dont la principale réaction est alors la fuite (par déplacement ou chute) (Goff et Nault, 1974; Mondor *et al.*, 2000). Différents facteurs tels que la densité des ennemis naturels, la qualité de la plante hôte ou l'état physiologique du puceron influence la probabilité de fuite (Villagra *et al.*, 2002). Il existe également des variations dans ces comportements selon l'origine et la couleur du clone (Braendle et Weisser, 2001). La perception de cette phéromone peut également entraîner la production croissante de descendants ailés (Sloggett et Weisser, 2002). En présence de traces de parasitisme, présence de cadavres imputables aux parasitoïdes, les populations de pucerons se dispersent plus sur les plantes de l'environnement. La 'dilution' de la population dans l'espace pourrait donc réduire la probabilité de perception par l'ennemi et donc, la probabilité de rencontre (Fievet *et al.*, 2008). La présence de cadavres dans une colonie de pucerons peut également induire une réduction de leur fuite: les pucerons restent à côté de leurs morts. La motivation des parasitoïdes à rester dans une colonie de pucerons diminue plus rapidement en présence de ces cadavres, le risque d'être parasité est ainsi diminué. Ainsi, en restant proches des cadavres, les pucerons ont moins de chances d'être attaqués par un parasitoïde (Fievet *et al.*, 2009).



**Figure 3** : Émission de sécrétions corniculaires chez des pucerons attaqués par un parasitoïde (Photographie de Chaubet *in* Dion, 2012)

# **CHAPITRE II: MÉTHODOLOGIE**

## CHAPITRE II: MÉTHODOLOGIE

### I. Présentation de la région d'étude

#### 1. Localisation

L'inventaire des plantes hôtes, des aphides et leurs ennemis naturels a été réalisé dans des exploitations agricoles à vocation maraîchère de la région littorale, situées dans la commune de Staoueli ,circonscription administrative de la wilaya d'Alger, ainsi que les communes de Douaouda, située au nord-est de la wilaya de Tipaza, à la limite administrative de la wilaya d'Alger, à environ 33 km au sud-ouest d'Alger, ainsi que celle de Hadjret Ennous, dans la wilaya de Tipaza, distante d'une centaine de kilomètres à l'ouest d'Alger. Dans la région sublittoral, ce travail a été poursuivi dans la plaine de la Mitidja, dans des exploitations agricoles privées et étatiques de circonscriptions administratives des wilayates de Tipaza et Blida, sur des cultures maraîchères, céréalières, fourragères que d'arboriculture fruitière de Rosacées à pépins et noyaux, et d'agrumes. Alors qu'en milieu naturel forestier, l'inventaire a été réalisé sur de jeunes plants de Cèdre de l'Atlas à Chréa et Hakou Ferraoun, et sur Chêne liège, Chêne vert et Pin d'Alep dans la station de Hakou Ferraoun, au niveau du Parc National de Chréa. Au piémont de l'Atlas Blidéen, cet inventaire a été complété sur des arbres d'alignement de Peuplier blanc et Peuplier Noir, des allées du Département des Biotechnologies de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, de l'Université de Blida 1 (Fig. 4).

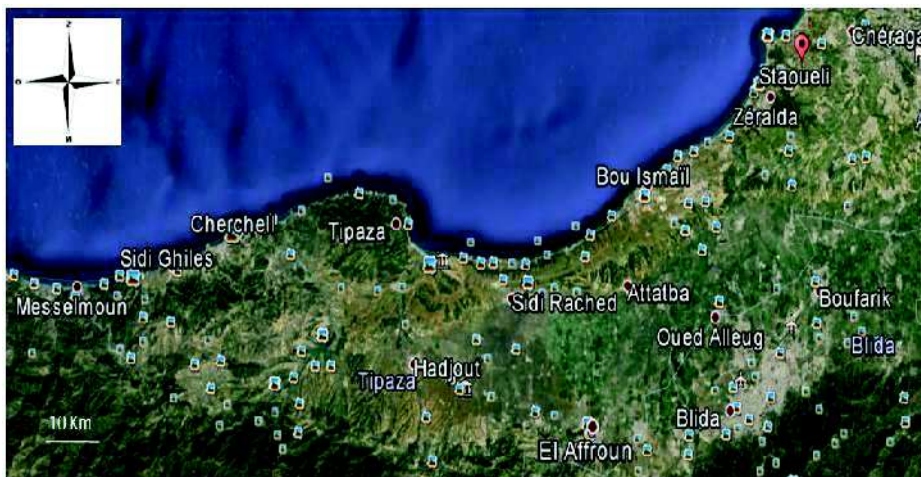


Figure 4: Localisation de la région d'étude (Google earth, 2015)

#### 2. Impact climatique sur la région

Il nous a paru important de présenter l'importance de l'impact du réchauffement de l'atmosphère sur les changements climatiques de la région d'après l'étude réalisée par Nouaceur et *al.*, en 2013, intitulée "Changements climatiques au Maghreb: vers des conditions plus humides et plus chaudes sur le littoral algérien" réalisée sur une période de

quarante trois ans (1970 à 2012), d'après les mesures des données fournies par l'O.N.M. Les résultats de l'analyse des températures minimales et maximales sur le littoral montrent de réels changements au cours de la période d'étude. L'amorce de ces changements s'est fait dès 1984 pour les températures minimales et à partir de 1987 pour les températures maximales. Sur l'ensemble de la période, ce sont ces dernières qui ont connu l'augmentation la plus sensible. Les précipitations ont connu une première période humide de 1970 à 1986. Une forte sécheresse s'établit ensuite pendant près de quinze ans, de 1987 à 2002. Elle est suivie du retour à une situation plus clémente (qualifiée d'humide) depuis 2003. Ce retour à des précipitations plus abondantes s'accompagne d'un plus grand nombre d'épisodes pluvieux extrêmes (perturbations pluvio-orageuses sévères). Ces phénomènes ont été particulièrement fréquents au cours de la dernière décennie, tout comme les jours d'orage.

En effet, les fortes averses provoquent des inondations et causent de gros dégâts matériels, voire des pertes humaines. Les pluies, qui avaient été tant attendues, sont ainsi devenues de plus en plus redoutées. Les dernières catastrophes enregistrées rendent compte de cette nouvelle tendance. Les deux premiers épisodes importants, ceux de Bab El Oued en 2001 et de Ghardaïa en 2008, ont fait respectivement 800 et 43 morts (Djellouli et Saci, 2003; Anonyme, 2002). En 2011, c'est toute la partie nord-saharienne (wilayas d'El Bayad, M'sila, Djelfa, Biskra, Laghouat et El Oued) qui a été le théâtre de crues violentes et d'inondations urbaines, qui ont causé plusieurs victimes et de gros dégâts matériels. Enfin, le dernier épisode tragique (mai 2013) a fait près de 20 morts et 56 blessés suite à un épisode pluvio-orageux ayant touché tout le littoral d'ouest en est. Durant cet événement, la capitale algérienne a failli revivre l'épisode de 2001, puisque de sérieuses inondations ont touché une grande partie des quartiers de la ville (et notamment Bab El Oued), zone qui fut lourdement sinistrée. Les pluies en 24 h (du mardi 21 à 8 heures au mercredi 22 à la même heure) enregistrées dans Alger, à Bouzaréah, s'élèvent à 195 mm, valeur supérieure à celle observée lors de la catastrophe des 9 et 10 novembre 2001 (159,4 mm), qui était considérée à l'époque comme un record.

Une pluviosité élevée, très confortable sur le plan de la disponibilité de la ressource en eau, l'est moins pour la gestion du ruissellement des eaux pluviales et la vulnérabilité aux inondations urbaines, surtout lorsque les pluies sont intenses. Cette situation a fait apparaître un nouveau risque d'inondation, par débordement des barrages hydrauliques. Pour ces ouvrages, il s'agit de basculer de la gestion de la pénurie d'eau à celle de l'excès, alors qu'ils sont maintenant très envasés. Deux incidents majeurs se sont produits en 2012: le premier dans la région de Mascara (barrage Fergoug) et le deuxième dans celle d'El Tarf (barrages Chafia, Bougous et Mekssa). Dans ce dernier cas, un lourd bilan humain et matériel est à déplorer, 3 morts et des dégâts très importants sur les infrastructures et les cultures (Sertit, 2012).

Ainsi, après près de deux décennies de sécheresse et un retour confirmé des pluies sur une grande partie du pays, l'augmentation exponentielle de la population urbaine et la multiplication des catastrophes de type "inondations" posent plusieurs questionnements auxquels des investigations scientifiques poussées pourront seules répondre.

## II. Présentation des zones d'étude

### 1. Présentation de la région littoral

#### 1.1. Situation géographique

Le littoral algérois s'étend depuis la région de Cherchell à l'Ouest jusqu'à Surcouf à l'Est. Il est constitué par la façade maritime du Sahel à l'Ouest d'Alger (Fig. 5) (Bigre et Marzin, 1970).

Les sols du littoral algérois sont dans leur ensemble des sols sableux, convenables aux cultures maraichères. La nature des sols du littoral est variable d'une région à une autre. A l'ouest d'Alger, le littoral est recouvert par des sols sableux (Anonyme, 1979). Le seul inconvénient de ces sols est leur faible teneur en colloïde (argile et humus), donc leur capacité de rétention en eau est faible, d'où la nécessité d'amendements organiques (Rouag, 1988).



Figure 5 : Les stations de la région littorale (Google earth, 2015)

#### 1.2. Caractéristiques climatiques

Il est évident que les facteurs climatiques essentiellement la température, la pluviométrie et l'hygrométrie, contribuent au développement de la végétation et influent la croissance et la durée de développement des ravageurs et leurs ennemis naturels. C'est pour cela que nous devons faire une étude de tous les facteurs climatiques:

La température conditionne l'existence et la répartition des insectes. Elle demeure l'élément le plus important à étudier. Les valeurs thermiques représentées par les températures moyennes minimales (m), maximales (M) et moyennes mensuelles  $[(M+m)/2]$  des années 1995-2013, relevées par la station météorologique de l'Institut Technique des Cultures Maraichères et

Industrielles (I.T.C.M.I) de Staoueli, indiquent que les moyennes de températures les plus élevées ont été enregistrées aux mois de juillet et août, avec respectivement 26,55°C et 26,75°C, alors que le mois le plus froid est janvier, avec 12,98°C (Anonyme, 2014 b).

La pluviométrie contribue en étroite collaboration avec la température au développement des cultures, à l'apparition de certaines maladies cryptogamiques et à la pullulation de ravageurs. La pluviométrie est un facteur climatique essentiel pour déterminer les mois secs et humides au cours de l'année. Les relevés pluviométriques de la période 1995/2013 montrent que le mois de novembre est le plus pluvieux avec 228,72 mm, alors que le mois d'août est le plus sec avec 2,52 mm (Anonyme, 2014 b).

### 1.3. Présentation des stations d'étude

#### 1.3.1. Hadjret Ennous (Tipaza)

Cette étude est réalisée dans une exploitation agricole privée située à 1km à l'Est du chef lieu de la commune Hadjret- ennous (Fig. 6), dans la wilaya de Tipaza, à 14 kms à l'ouest du chef lieu de la daïra Cherchell et de 100 kms d'Alger. Cette commune s'étend sur une superficie de 32 kms<sup>2</sup> sur le versant nord de la chaîne montagneuse du Dahra qui sépare la plaine du Haut-Chélif de la mer Méditerranée. La végétation, localisée en flanc de montagne occupe une superficie de 2 390 hectares, constituée de Pin d'Alep, Chêne liège, Chêne vert, d'un abondant sous bois de Lentisque et Chêne kermès, ainsi que d'Amandiers, Figuiers et d'Oliviers. La partie basse de la commune, la petite plaine est occupée de façon extensive par des cultures céréalières (orge, blé) et maraichères. L'étude d'inventaire et de relations trophiques a été menée sur une culture de tomate, variété Saint-Pierre dans un abri serre tunnel d'une superficie de 500 m<sup>2</sup> (Anonyme, 2014 a).



**Figure 6 :** Région de Hadjret Ennous (Tipaza) (Google earth, 2015)  
La flèche indique la station d'étude

### 1.3.2. Staoueli

L'étude d'inventaire des aphides et de leurs ennemis naturels a été réalisée au niveau de l'Exploitation Agricole Collective n°11 d'Amraoui située à quelques kilomètres de la ville de Staoueli (Fig . 7), à une latitude de 36°44'34''N et 002°53'43''E (Anonyme, 2014 a). Cette exploitation a une superficie de 7 hectares à vocation maraichères, de tomate plein champ d'arrière saison (variété SUSAN), de poivron, piment et pomme de terre.



**Figure 7 :** Exemple de parcelle d'inventaire de l'Exploitation Amraoui (Staoueli) (Original)

### 1.3.3. Douaouda

L'inventaire a été réalisé au niveau de la ferme de l'Entreprise Unipersonnelle à Responsabilité Limitée (E.U.R.L) qui se situe dans la commune de Douaouda à 35 km du chef lieu de la wilaya de Tipaza (Anonyme, 2014 a), limitée à l'est par la route nationale reliant Koléa-Douaouda et ex- Das Bonzard, au nord par l'Entreprise Agricole Collective (E.A.C) et le chemin communale reliant Fouka-Douaouda, au sud par la ville de Koléa et ex-Das Zami, à l'ouest par une propriété privé Bacha et la ville de Fouka. Cette station à vocation maraichère est d'une superficie agricole de 52,85 hectares.

## 2. Présentation de la région sublittoral: Plaine de la Mitidja

### 2.1. Situation géographique

La Mitidja est la plus vaste plaine sublittorale d'Algérie. Elle s'étend sur 140.000 hectares, s'étirant sur une centaine de kilomètres de long, et 5 à 20 kilomètres de large. Elle est isolée de la mer par la ride de Sahel, prenant appui sur le vieux massif de Chenoua. Elle est située à l'Est d'Alger entre l'Oued Reghaia et Oued Boudouaou. Elle est bornée par tout



un ensemble de montagnes. Au nord-ouest et à l'ouest, elle est limitée par le Djebel Chenoua et la retombée de la chaîne de Boumaad, avec le Djebel Zaccar. Au sud, l'Atlas Tellien constitue une barrière continue. A l'est, le relais est pris par les premières chaînes du massif Kabyle (Djebel Bouzegza). Enfin, à l'Est ce sont les hauteurs et les collines de Basse Kabylie qui ferment la plaine (Fig. 8 ) (Mutin, 1977).



**Figure 8:** Limites géographiques de la Mitidja (Mutin, 1977)  
Les cercles indiquent les stations d'étude

La plaine ne s'ouvre directement sur la mer que sur quelques kilomètres séparant l'Oued Réghaia et l'Oued Boudouaou bordée de collines et de montagnes. Elle constitue une vaste carène dissymétrique sur fond incliné. Cette inclinaison est particulièrement nette dans la partie centrale. Sur la lisière méridionale, les altitudes dépassent toujours les 160 mètres, atteignant les 260 mètres à Blida, pour s'abaisser vers le nord. Ainsi, dans la basse plaine, le point le plus bas est à 16 mètres. Par contre, aux deux extrémités, les altitudes se relèvent jusqu'à 60 à 70 mètres (Loucif et Bonafonte, 1977).

## 2.2. Caractéristiques climatiques

Le climat joue un rôle très important sur la disponibilité et la croissance de la flore accompagnatrice de l'entomofaune des paysages agricole et naturelle par les fluctuations saisonnières des précipitations, des températures, de l'humidité relative de l'air, que par les gelées et les vents. Il est donc nécessaire de donner un aperçu sur les fluctuations climatiques. Les données climatiques des années 2011 à 2014 recueillies auprès de la station météorologique de l'École Nationale Supérieure d'Hydraulique de Soumaa ont fait l'objet d'une synthèse climatique.

Les précipitations mensuelles en Mitidja ont un régime typiquement méditerranéen avec un maximum en hiver et un minimum en été, variant entre 600 et 900 mm en fonction de la

région considérée (localisation géographique et l'altitude) (Mutin, 1977). Cette distribution inégale des précipitations au cours du cycle annuel et l'alternance saison humide et saison sèche joue un rôle régulateur des activités biologiques des aphides et leurs ennemis naturels.

Les données pluviométriques moyennes mensuelles et annuelles montrent que les précipitations varient en fonction des saisons et années. Les mois les plus pluvieux sont Janvier (94,54 mm) et Novembre (98,45 mm), alors que le mois le plus sec est juillet (3,47 mm). Les précipitations moyennes annuelles sont de 681 mm.

Les données thermiques, à savoir, les températures moyennes minimales et maximales mensuelles au cours des années 2011 à 2014 font ressortir que les basses températures sont enregistrées aux mois de janvier et février. Les hautes températures sont notées durant les mois de juillet et août. Les moyennes des minimas du mois le plus froid sont enregistrées au mois de janvier, avec une température de 11,5 °C, alors que les moyennes des maximas du mois le plus chaud sont notées au mois d'août, avec 28 °C.

Les vents les plus redoutés pour les cultures de la Mitidja sont ceux qui soufflent en hiver de l'ouest et du nord-ouest. De vitesse modérée, d'une moyenne de 3,43 Km/h, ils sont parfois violents et peuvent atteindre 54,7 Km/h. Les vents secs et chauds du sud (sirocco) soufflent en été et automne.

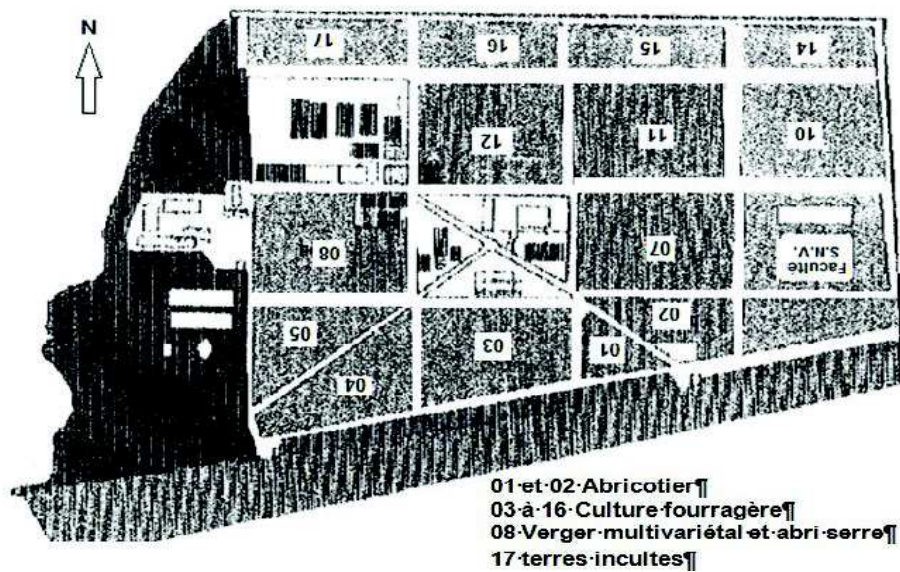
L'hygrométrie est assez élevée en hiver, peut atteindre 100%. Alors qu'elle est moyenne ou nulle en été. Les gelées sont fréquentes en hiver.

## **2.3. Présentation des stations d'études**

### **2.3.1. Soumaa**

L'étude de l'inventaire des aphides, de leurs ennemis naturels et de leurs relations trophiques, a été réalisée dans la région de Soumaa, située dans le sublittoral, au piémont de l'Atlas Blidéen à 7 Km de la ville de Blida, à une altitude de 80 à 260m, une longitude de 2°45' et une latitude de 36° 35' (Loucif et Bonafonte, 1977).

Le site d'étude de la station expérimentale de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie est adossée au piedmont de l'Atlas Blidéen est à une altitude de 200 m et d'exposition sud. Elle s'étale sur une superficie totale de 42,85 ha (Fig. 9), dont 40, 35 ha de superficie agricole utile comprenant 31, 25 ha de terre nue cultivable à vocation fourragère et 9, 10 ha de plantations pérennes d'arbres fruitiers Rosacées à noyaux et à pépins (Fig. 10), d'olivier et d'agrumes. Les cultures annuelles sont les graminées à grains (orge, blé) et fourrages (vesce à avoine). Les cultures saisonnières maraichères de plein champs et sous abri.



**Figure 9:** Plan parcellaire de la station expérimentale (Anonyme, 2015a)



**Figure 10:** Verger multivariétal de la station expérimentale (Soumaa) (Original)  
 (a) vue générale du verger; (b) parcelle d'agrumes; (c) parcelle de pommier; (d) parcelle de poirier

### 2.3.2. Boufarik

Notre inventaire des aphides et de leurs ennemis naturels a été réalisé au niveau d'un verger multivariétal au niveau de la Station Régionale de la Protection des Végétaux (S.R.P.V.) de Boufarik, située à 3 km à la sortie Nord du chef lieu de la commune. Ce verger est d'une superficie de 5 hectares composé de rangées de clémentinier, pommier, poirier, néflier, abricotier, pêcher, prunier et grenadier. En bordure de ce verger sont plantées des lignes d'oliviers et de figuiers envahi par une broussaille d'églantier et très infesté de phragmites et de chiendent (Fig. 11).

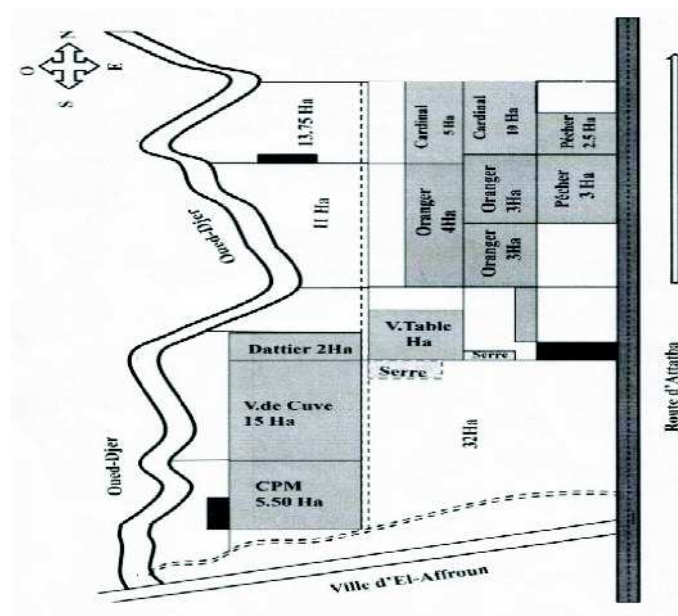


**Figure 11:** Station de Boufarik (Google earth, 2015) et verger multivariétal (Original)

Encadré blanc: Station S.R.P.V.; Encadré jaune: verger multivariétal

### 2.3.3. El Affroun

Dans la région d'El Affroun, l'inventaire des aphides et de leurs ennemis naturels a été établi au niveau de différentes cultures de la ferme pilote chahid Sadouk M'hamed située à 2 km au Nord de la ville d'El Affroun, sur la route de Attatba. Cette exploitation s'étale sur une superficie agricole totale de 162 hectares dont 160 hectares de superficie agricole utile, comprenant un verger d'oranger (10 ha), d'abricotier (6 ha), un vignoble de table Cardinal et Dattier (22 ha) et de cuve (15 ha), une parcelle de blé dur (37,5 ha) et de blé tendre (57 ha), une serre multi chapelle (5,5 ha) et 48 serres abri tunnel de 400 m<sup>2</sup>, destinées en particulier aux cultures maraichères des Solanacées (tomate, poivron, piment et aubergine) (Fig. 12).



**Figure 12:** Plan parcellaire de la Ferme Pilote (Anonyme, 2015 b)

### 3. Présentation de la région montagneuse: Parc National de Chréa

#### 3.1. Situation géographique

Localisée au Sud de la plaine de la Mitidja, à 48 kms de la ville d'Alger et limité au Nord par les villes de Blida, Chiffa et Mouzaia. Le Parc National de Chréa situé au cœur de l'Atlas Blidéen, s'étend sur une superficie de 26.600 ha, non comprise la zone périphérique s'étalant sur 10.300 ha, à une Latitude de 36° 21' Nord et une Longitude de 2 45' Est (Fig. 13). Sa superficie se répartie sur les flancs de l'Atlas Blidéen. La plus grande partie du Parc National de Chréa est située sur une région montagneuse caractérisée par un relief accentué et accidenté. Cette structure topographique est surtout due à la présence de multiples Talwegs qui traversent les différents massifs (Oued Chiffa, Oued Kebir, Oued Messaoud, Oued Mektaa) (Anonyme, 2003).



Figure 13 : Carte de localisation régionale du Parc national de Chréa (Google earth, 2015)

#### 3.2. Caractéristiques climatiques

Le climat se caractérise par des températures moyennes annuelles comprises entre les isothermes 8 et 11°C. Les sommets étant plus froids et les piémonts plus chauds. Les températures moyennes minimales mensuelles se situent en janvier, alors que les températures les plus basses (3°C) sont enregistrées à Chréa.

Les précipitations moyennes annuelles sont comprises entre les isohyètes 760 et 1400 mm/an. Dans l'ensemble, les moyennes mensuelles annuelles sont plus importantes dans les stations situées sur le versant Nord-Ouest que dans les stations situées sur le versant Sud-Est. Les stations les plus arrosées font face aux vents humides venant du Nord Ouest.

La neige atteint une couche moyenne de 15 à 20 cm, parfois 50 cm. Les moyennes annuelles des jours d'enneigement dans le Parc national de Chr  a, atteignent la fréquence moyenne de 26 jours à Chr  a, et de 20,2 jours au lac de Mouzaia.

Les gelées se manifestent surtout en Septembre. Elles apparaissent en automne et disparaissent au début du printemps (fin Mars et début Avril). Le risque de gelées commence lorsque le minimum moyen tombe au dessous de 10   C. La grêle tombe durant presque toute la période allant de Décembre    Mars (Lac de Mouzaia, Hakou Ferraoun, Médéa).

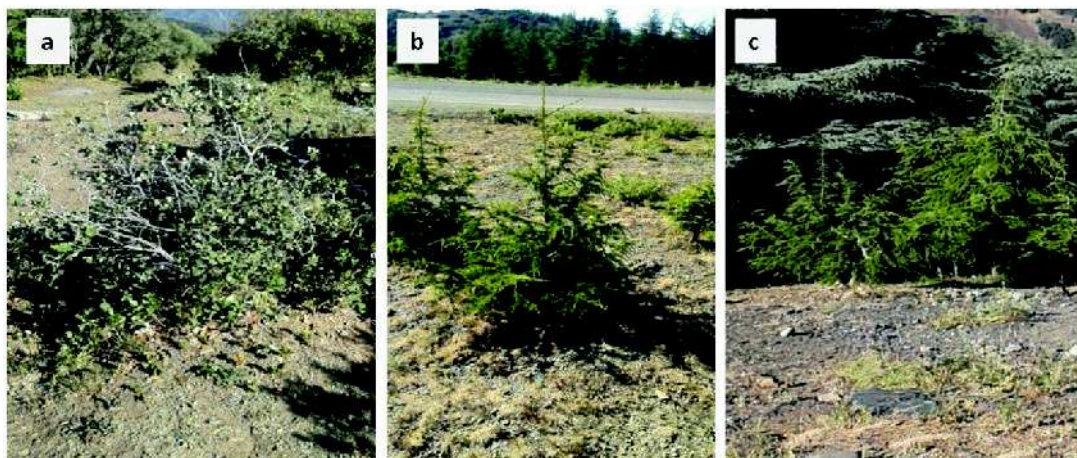
Le brouillard est relativement fréquent dans les parties hautes du Parc national qui sont souvent plongées dans les nuages. Les observations faites sur une dizaine d'années sur le col de Chr  a, ont donné 104 jours/an de brouillard.

Les vents prédominant sont du Nord-Ouest. Le sirocco se manifeste un à trois jours/an (Anonyme, 2003).

### 3.3. Présentation des stations d'études

#### 3.3.1. Chr  a

Cette station est à une altitude de 1500 mètres. Elle se caractérise en particulier par sa C  draie la plus septentrionale au niveau national et qui occupe une superficie de 1200 hectares. Le cortège de l'association Cedratum est constitué par le chêne vert (*Quercus ilex*), l'if commun (*Taxus baccata*) et le houx (*Ilex aquifolium*), l'érable de Montpellier (*Acer monspessulanum*), Le chêne fagin   ou zeen (*Quercus canariensis*), le chèvrefeuille (*Lonicera arborea*), le sorbier (*Sorbus aria*), le genévrier oxycèdre (*Juniperus oxycedrus*), le lierre grimpant (*Hedera helix*), le laurier-tin (*Viburnum tinus*), l'azarolier ou   pine d'Espagne (*Crataegus azarolus*), le daphn   laur  ole (*Daphne laureola*) et le nerprun (*Rhamnus alpina*). (Fig. 14).

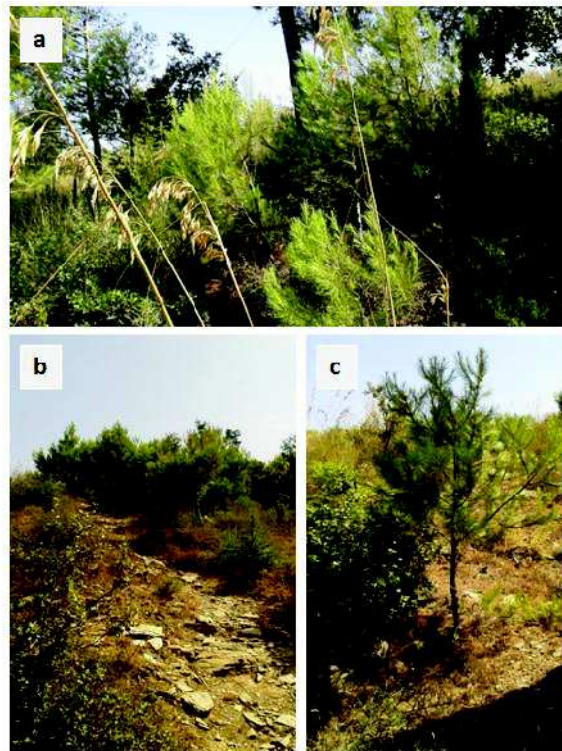


**Figure 14:** Exemples d'essences de la station de Chr  a

(a) chêne vert; (b) jeune plantule; (c) plant   g   de cèdre de l'Atlas

### 3.3.2. Hakou Ferraoun

La zone de Hakou Ferraoun occupant une superficie de 500 hectares, à une altitude comprise entre 659 et 1197 mètres (Yettou, 1988), est localisée à 2° 25' de Longitude Est et 36° 27' de Latitude Nord (Seltzer, 1946), sur le versant septentrional de l'Atlas blidéen , au niveau du bassin versant de Sidi El Kebir. Le transect végétal établi sur une superficie homogène de 500 m<sup>2</sup> fait ressortir que la végétation est représentée des plants de semis de cèdre de l'Atlas (*Cedrus atlantica*), bien qu'il soit planté à une altitude beaucoup plus basse (800m) par rapport à la situation du peuplement d'origine (à partir de 1300 m). Ces arbres indiquent la bonne adaptation de l'espèce aux conditions écologiques de la zone. Le pin d'Alep (*Pinus halepensis*) prédomine, accompagné du chêne vert (*Quercus ilex*), du chêne kermès (*Quercus coccifera*), du diss (*Ampelodesmos mauritanicus*), du pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus*), du cytise épineux (*Calicotome spinosa*), de l'églantier sempervirent (*Rosa sempervirens*), de la garance voyageuse (*Rubia peregrina*), de la bruyère arborescente (*Erica arborea*), du garou (*Daphne gnidium*), de la lavande papillon, (*Lavandula stoechas*), de la centaurée laineuse (*Carthamus lanatus*), de l'orpin bleuâtre (*Sedum caeruleum*), d'une orchidée (*Orchis* sp), de La vesce commune (*Vicia sativa*), du millepertuis commun (*Hypericum perforatum*), du séneçon commun (*Senecio vulgaris*), du Géranium herbe-à-Robert (*Geranium robertianum*) et du la sarriette (*Satureia graeca*) (Fig. 15).



**Figure 15:** Exemples d'association végétale de la station de Hakou Ferraoun

(a) Diss, Chêne vert et Pin d'Alep; (b) et (c) Chêne vert et Pin d'Alep.

### **III. Méthodes d'étude**

#### **1. Inventaire des plantes hôtes, des aphides et des parasitoïdes**

##### **1.1. Les plantes hôtes**

L'inventaire des aphides et de leurs ennemis naturels parasitoïdes en milieux agricoles et forestiers a été réalisé dans des parcelles de cultures maraichères, céréalières, fourragères, d'arboriculture fruitière de Rosacées à pépins et noyaux, d'agrumes et sur les plantes adventices dans les stations de Soumaa, Boufarik et El Affroun situées dans la partie centrale de la plaine sublittoral de la Mitidja, dans la wilaya de Blida, ainsi qu'en région littorale sur des cultures maraichères dans les stations de Staoueli, Douaouda et Hadjret Ennous. Celui des arbres forestiers a été établi sur des jeunes plants de Cèdre de l'Atlas à Chréa et Hakou Ferraoune, de Chêne liège, Chêne vert et Pin d'Alep dans la station de Hakou Ferraoun, au niveau du Parc National de Chréa. Au piémont de l'Atlas Blidéen, cet inventaire a été complété sur des arbres d'alignement de Peuplier blanc et Peuplier Noir des allées du Département des Biotechnologies de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université de Blida (Soumaa).

##### **1.2. Les aphides**

###### **1.2.1. Prélèvement**

Les Aphides sont recueillis sur place avec un fragment de végétal hôte, soit conservés dans un sachet en plastique ou prélevés avec un pinceau fin et mis dans des tubes en polystyrène contenant de l'alcool à 70°. Dans le cas des plantes hôtes adventices, florales et ornementales, ou toute plante hôte non identifiée, on prélève une plante entière ou des fragments destinés à être placés en herbier en vue de leur identification. Comme on doit noter soigneusement le lieu, la date, la plante hôte, organe infesté et la couleur du puceron.

###### **1.2.2. Préparation et montage**

Les Aphides adultes aptères ou ailés, dont les caractères de détermination sont souvent microscopiques, doivent subir un traitement particulier avant être montés entre lame et lamelle pour l'identification.

Après avoir pratiqué une incision transversale au niveau des 4<sup>ème</sup> et 6<sup>ème</sup> sternites abdominaux, les pucerons sont plongés dans une solution chaude de potasse à 10 p. cent, pendant un temps variable de 2 à 4 minutes, en fonction de la taille, couleur, forme aptère ou ailée, à une température adéquate, évitant la formation de bulles et l'ébullition, reconnue par de présence de mouvements de convection rapide du liquide.

Les pucerons sont ensuite passés pendant 2 à 3 minutes dans deux bains successifs, d'eau chaude non bouillante, afin de les débarrasser de la potasse. Enfin, ils sont transvasés soit dans une solution chaude de chloral phénol hydraté, pendant 1 à 2 minutes en vue d'un



montage rapide, ou à froid où ils peuvent demeurer, suivant la fragilité de l'espèce, jusqu'à un mois, avant le montage, à la seule condition de les conserver à l'obscurité afin d'éviter le brunissement de phénol.

Le montage est réalisé dans un milieu préparé à partir d'un mélange dont les proportions sont les suivantes:

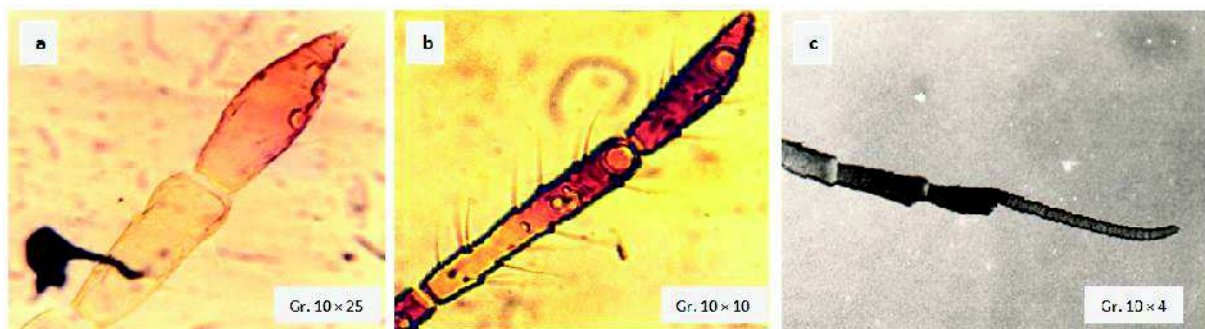
- Hydrate de chloral: 20 g.
- Gomme arabique: 12 g.
- Eau: 20 g
- Glycérine: 3,5 g.

La fragilité des pucerons, la présence de longs appendices excluent l'utilisation du Baume du Canada comme milieu de montage, qui assure une conservation plus durable des préparations, mais rend l'étalement des individus très difficile et qui peut détériorer les appendices par leur difficile étalement.

### 1.2.3. Identification

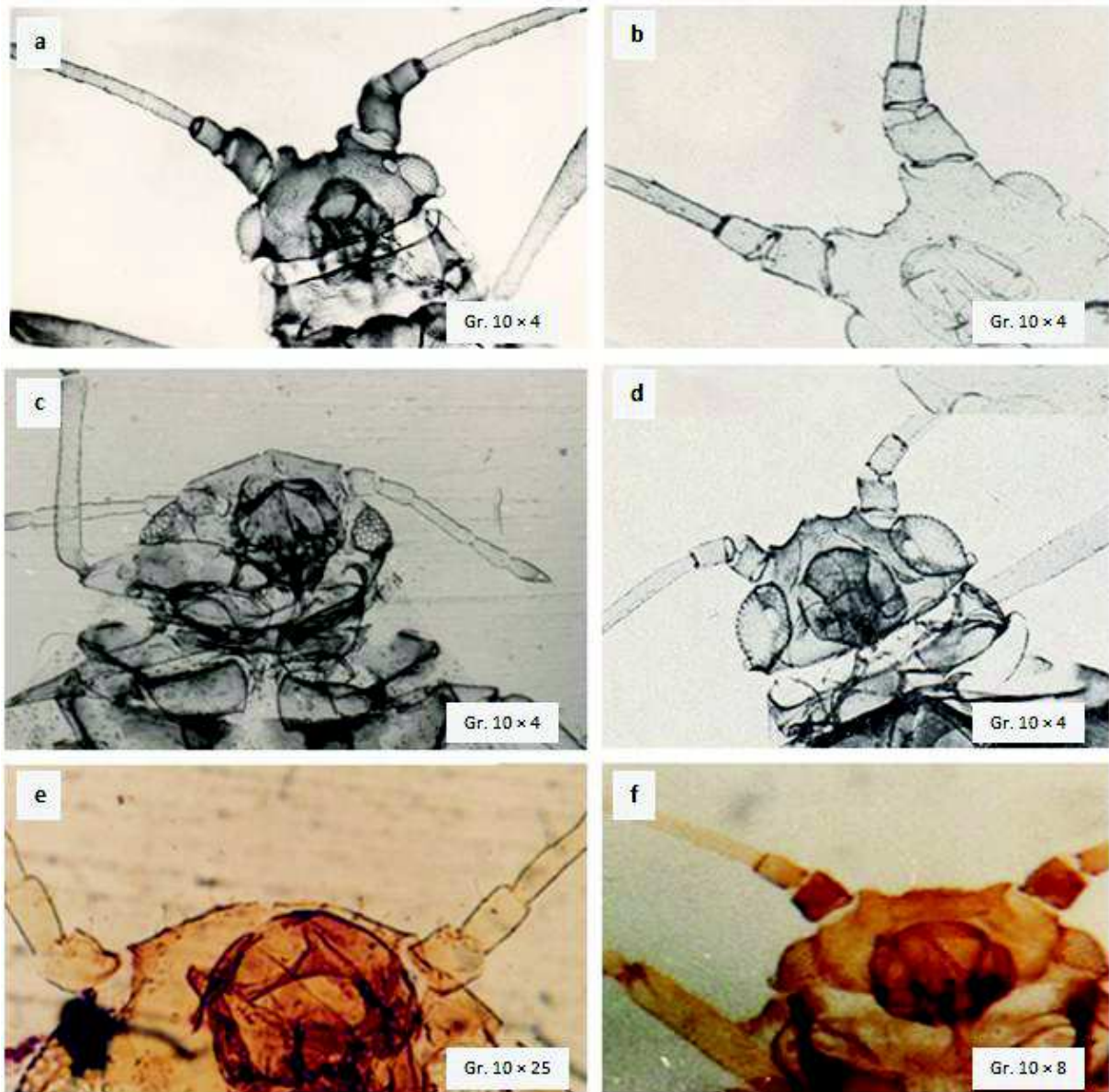
Elle se base sur des caractères biométriques tels que la longueur du corps, des antennes, des articles antennaires, des cornicules et de la cauda, que macro morphologiques comme la couleur du corps, et micro morphologiques tels que la forme, la couleur des cornicules et de la cauda, le nombre de soies caudales et de sensorias secondaires, leur répartition sur les articles antennaires. La forme et la répartition des glandes cilières et le nombre de cellules cilières par glande comme chez les Pemphagidae et Eriosomatidae (Fig. 16, 17 et 18).

L'identification des pucerons a été réalisée à la loupe binoculaire et au microscope optique, en nous basant sur les travaux et les descriptions de Müller (1976), Taylor (1980), Jacky et Bouchery (1982), Remaudière *et al.* (1985), Heie (1986), Autrique et Ntahimpera (1994); Heie (1995) et Leclant (1999).



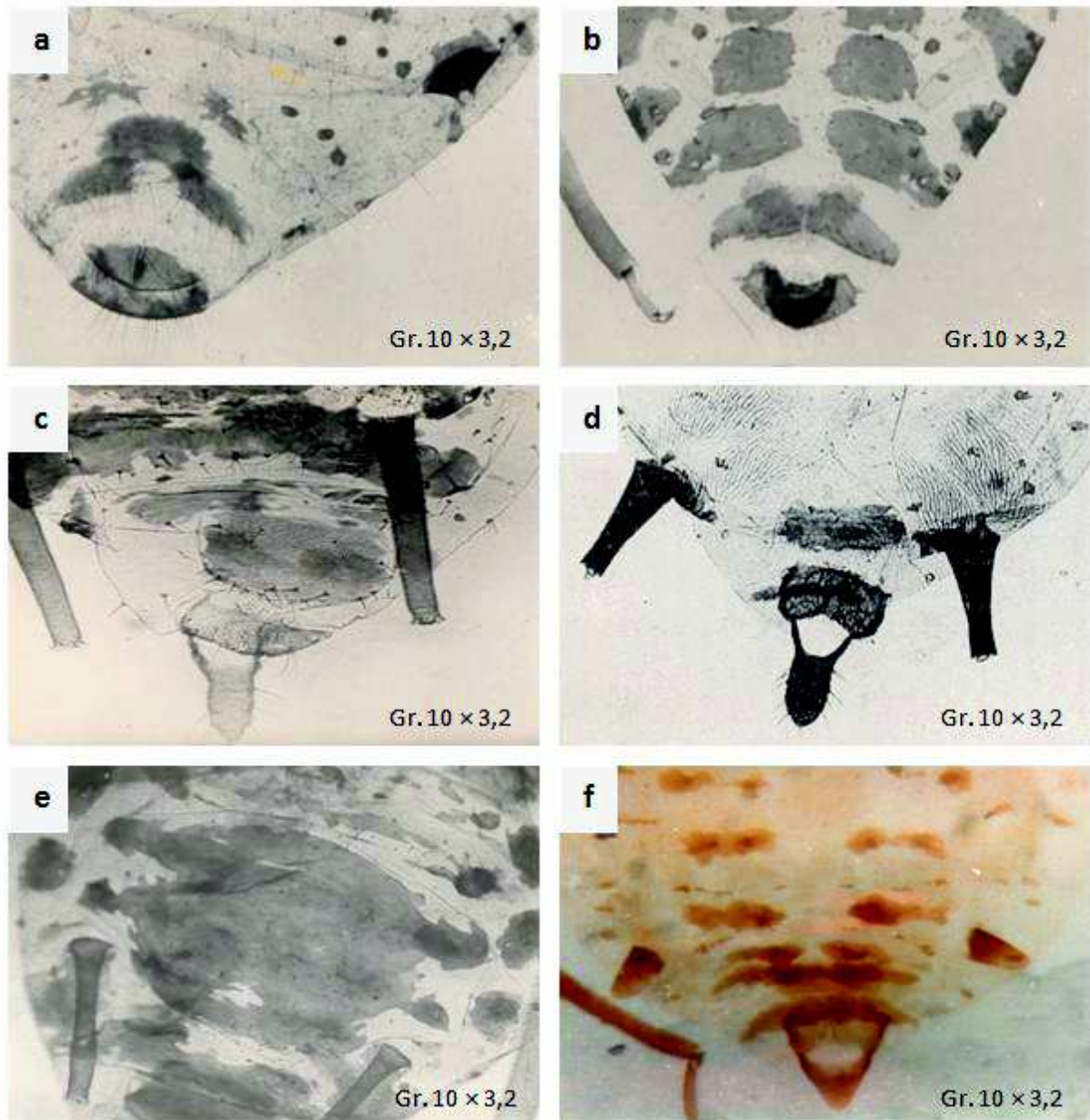
**Figure 16:** Formes du processus terminalis du dernier article antennaire

(a et b) Lachninae (*Cinara*) ; (c) Aphidinae



**Figure 17:** Exemples de caractères morphologiques céphaliques (forme du front et des tubercules frontaux) d'identification des aphides

(a) *Myzus persicae*; (b) *Macrosiphum euphorbiae* ; (c) *Cedrobium laportei*; (d) *Toxoptera aurantii*;  
 (e) *Cinara cedri*; (f) *Aphis fabae*.



**Figure 18:** Exemples de caractères morphologiques abdominaux (pigmentation de l'abdomen; pigmentation, forme et longueur des cornicules; pigmentation, forme, longueur et nombre de soies caudales) d'identification des aphides

(a) *Cinara cedri*; (b) *Pterocomma populeum*; (c) *Nasonovia ribis nigri*; (d) *Toxoptera aurantii*;  
 (e) *Myzus persicae*; (f) *Brevicoryne brassicae*.

## 1.2. Les parasitoïdes

### 1.2.1. Récolte

Les Aphides recueillis parasités momifiés ou en voie de momification sont triés au laboratoire et conservés avec leur support végétal hôte dans des tubes polystyrène, jusqu'à

l'émergence du parasitoïde adulte. On doit noter le lieu, la date, la plante hôte, organe infesté et la couleur du puceron hôte, en vue de l'identification.

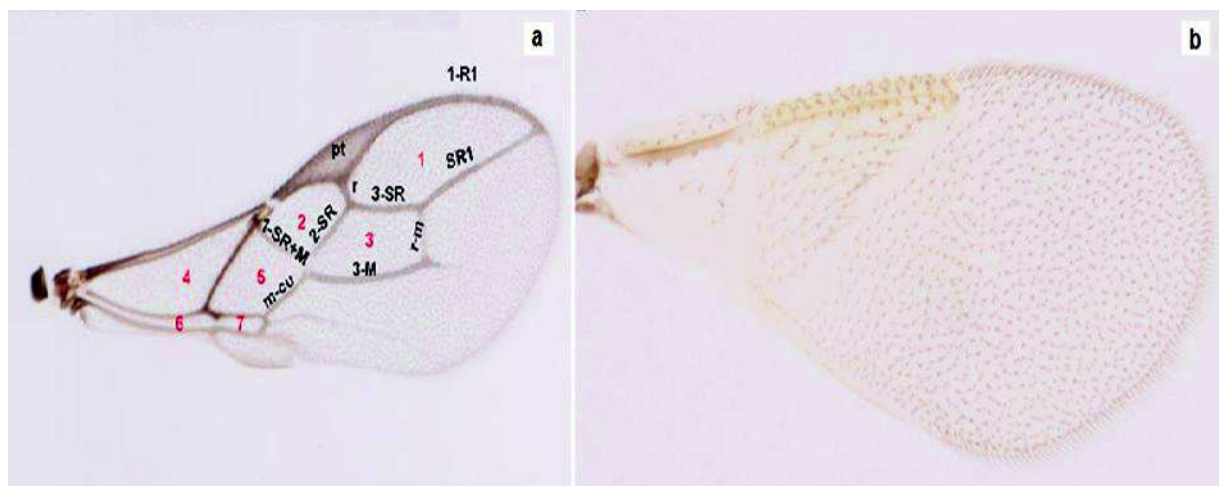
### 1.2.2. Préparation et montage

Le parasitoïde adulte est monté face dorsale, les ailes, les pattes et les antennes bien étalées dans une goutte de liquide de Faure sur une lame creuse.

### 1.2.3. Identification

L'identification des parasitoïdes des pucerons a été réalisée en nous basant sur les travaux et les descriptions faites Mackauer et Sary (1965 ; 1967), Remaudière et Leclant (1971); Sary (1976), Sary et Ghosh (1983) et Takada (2002).

Il est à noter que les momies des Aphidiinae se différencient de celles des Aphelininae par la couleur, la forme et la position de l'opercule d'émergence. Ainsi chez les Aphidiinae, la momie est de couleur jaune, brune ou noire alors que celle des Aphelininae est noire bleutée. L'orifice d'émergence des Aphidiinae est circulaire, bien découpé et présente un couvercle, par rapport à celui des Aphelininae, à bords irréguliers et sans couvercle. Les larves d'Aphelininae tissent un cocon sous le corps du puceron. Les parasitoïdes adultes Aphidiinae (Fig. 19a) se distinguent des Aphelininae (Fig. 19b) représentés par un seul genre, surtout par la nervation alaire. Les Aphidiinae se distinguent des autres Braconidae par une nervation alaire particulière réduite, sauf chez le genre Ephedrus qui à une nervation complète représentée sur la Figure 16a, faisant ressortir les différentes nervures et cellules utilisées dans la description et l'identification des différents genres et espèces de cette sous-famille.



**Figure 19** : Nervation alaire des parasitoïdes Aphidiides (Chaubet, 2010)

(a) Aphidiinae; (b) Aphelininae

#### Nervures

**pt**: ptérostigma; **1-R1**: métacarpus; **SR1**: radiale; **3-SR**: radiale; **r**: radiale; **2-SR**: inter-radiale; **r-m**: inter-radiale; **1-SR+M**: Secteur radialis+médiane; **3-M**: médiane; **m-cu**: intermédiaire ou récurrente.

#### Cellules

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

## 2. Disponibilité aphidienne et relations trophiques en milieux cultivés

L'étude de la disponibilité des aphides et de leurs relations trophiques en milieux cultivés, a été réalisée dans les stations de Hadjret Ennous (région littoral) durant le printemps de la campagne agricole 2014/2015, et de Soumaa (région sublittoral) durant les printemps des campagnes agricoles 2013/2014 et 2014/2015, sur des cultures de tomate (variétés Amira et Saint-Pierre) sous des abris serre tunnel d'une superficie de 400m<sup>2</sup>. Ainsi, qu'au niveau d'un verger multivariétal (arbres fruitiers à noyaux d'Abricotier variétés Polonais et Bulida, Prunier variétés Santa Rasa et Golden Japon, Pêcher variétés Dixired et Cardinal, Amandier variétés Marconasif et Texas, d'arbres fruitiers à pépins de Pommier variétés Golden Délicieux et Starkunison, Poirier variétés Williams et Santa Maria, Néflier variété Tanaka, Cognassier variété G. Portugal, Grenadier variété Doux de Koléa, Figuier Bacor et Bedjaoui, ainsi que des variétés d'Agrumes de Clémentinier, d'Oranger Valentia Late, Washington Navel et de Citronniers d'une superficie de 9,10 hectares de la station expérimentale de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université de Blida 1 (Soumaa).

La surveillance des vols de l'aphidifaune ailée et de ses ennemis naturels (prédateurs & parasitoïdes) a été réalisée à l'aide de piège jaune à eau de 35cm de diamètre et 18 cm de hauteur. Les pièges ont été installés au raz du sol dans les cultures de tomate, à raison d'un piège par abri serre tunnel (Fig. 20a), alors qu'au niveau du verger multivariétal, au centre de la parcelle en forme de triangle, sont posés trois pièges à une hauteur de 1,30 mètres distants de cinquante mètres l'un de l'autre (Fig. 20b). Les bacs sont remplis aux deux tiers d'eau additionnée à un détergent, mouillant permettant la flottaison des insectes capturés. L'eau est renouvelée hebdomadairement lors de chaque collecte et tout les trois ou quatre jours en périodes de fortes chaleurs.



**Figure 20 :** Dispositif de piégeage (cuvette jaune à eau)

- (a) Vue d'ensemble de la culture de tomate sous abri serre tunnel; (a') Emplacement du piège jaune dans la culture de tomate; (b) vue d'ensemble de l'emplacement des pièges jaunes dans le verger d'agrumes; (b') vue d'ensemble de l'emplacement des pièges jaunes dans les vergers de pommier et poirier

Les pucerons et les ennemis naturels recueillis sont triés, dénombrés, puis conservés soit dans de l'alcool à 70%, ou à sec en vue de leur préparation, montage et détermination jusqu'au rang taxonomique de l'espèce.

### **3. Exploitation des résultats**

#### **3.1. Indices écologiques**

Les indices écologiques notamment la fréquence centésimale, la constance et la richesse totale ont été utilisées pour l'exploitation des résultats de la diversité entomologique recensée à l'échelle des familles et des espèces pour les Aphididae et leurs ennemis naturels prédateurs et parasitoïdes.

##### **3.1.1. Fréquence centésimale (Abondance relative)**

C'est le pourcentage des individus de l'espèce ( $n_i$ ) par rapport au total des individus  $N$  de toutes espèces confondues (Dajoz, 1971). La formule est donnée comme suit :

$$F \% = n_i \times 100 / N$$

Avec:

$n_i$  = Nombre des individus d'une espèce.

$N$  = Nombre total des individus toutes espèces confondues. L'abondance relative renseigne sur l'importance de chaque espèce.

##### **3.1.2. Constance**

La constance est le rapport exprimé sous la forme de pourcentage du nombre de relevés contenant l'espèce étudiée par rapport au nombre total de relevés (Dajoz, 1985). La constance est calculée par la formule suivante:

$$C \% = P_i \times 100 / P$$

Avec:

$P_i$  = Nombre de relevés contenant l'espèce étudiée.  $P$  = Nombre total de relevés effectués.

On considère qu'une espèce est:

- Accidentelle: si  $C\% < 25\%$ : dans ce cas l'espèce arrive par accident ou par hasard. Elle n'a aucun rôle dans le peuplement.
- Accessoire: si  $25\% \leq C\% \leq 50\%$ . Celle-ci n'appartient pas au peuplement mais sert à son fonctionnement.
- Régulière: si  $50\% \leq C\% \leq 75\%$ .
- Constante: si  $75\% \leq C\% \leq 100\%$ .
- Omniprésente: si  $C\% = 100\%$ .

Les espèces constantes et omniprésentes sont les plus dominantes, car elles ont plus de nourriture et sont d'étendue plus vaste (Dajoz, 1985).

## 3.2. Études statistiques

### 3.2.1. Analyse de la variance (Logiciel PAST 2,11 ;Hammer *et al.*, 2001)

Les analyses de la variance (one-way ANOVA) ont été réalisées à l'aide du test F pour les variables suivant la loi normale. Les comparaisons des abondances moyennes des pucerons et de leurs ennemis naturels piégés sont suivies du test de Tukey. Parmi les variables participant le plus souvent à la variance totale, celles dont la contribution est significative au seuil de 0,05 ont été retenues. Les calculs ont été effectués à l'aide du Logiciel PAST 2,11.

### 3.2.2. Corrélations-régressions (Logiciel PAST 2,11; Hammer *et al.*, 2001)

Lorsque 2 variables quantitatives varient conjointement, on doit mesurer la significativité du coefficient de corrélation. En conditions paramétriques, il s'agit du coefficient r de Pearson et en conditions non paramétriques, du coefficient rho de Spearman. L'équation de la droite de régression est calculée lorsque les distributions sont en accord avec la normalité et que le coefficient de Pearson est significatif.

Pour enlever l'effet d'une variable quantitative C corrélée à une variable d'intérêt V, on calcule l'équation de la droite de régression ( $y = ax + b$ ) puis les résidus de cette régression. Ces résidus sont calculés en retranchant les valeurs réelles ( $V_i$ ) de la variable d'intérêt aux valeurs prédites par l'équation de la droite. On a donc : Résidu (i) =  $V_i - (aC_i + b)$ .

### 3.2.3. Test crosscorrelation (Logiciel PAST 2,11 ;Hammer *et al.*, 2001)

Les barycentres ou abondances maximales des variations temporelles des espèces et/ou des familles ont été calculés comme dans le travail de Djazouli *et al.* (2009). Le barycentre temporel se déduit de la formule suivante :

$$B = \Sigma (RG_i \times AB_i) / \Sigma AB_i$$

Avec :

Avec  $RG_i$  = rang du mois à partir de février (culture maraîchères), décembre (verger multivariétal),  $AB_i$  = abondance de l'espèce au mois i.

L'ordre d'arrivée écologique des espèces et/ou des familles des deux groupes fonctionnels (phytophages et entomophages) a été évalué par le test de cross-corrélation en se basant sur les barycentres calculés.

# **CHAPITRE III: RÉSULTATS**



## CHAPITRE III: RÉSULTATS

### I. DIVERSITÉ DES RÉSEAUX PLANTES HÔTES-APHIDES-PARASITOÏDES

#### 1. Les aphides des milieux cultivés et naturels

##### 1.1. Inventaire des Aphididae

Les résultats de l'inventaire des aphides des milieux cultivés et forestiers reportés dans le tableau 2 montrent que les relations entre les aphides et les végétaux varient selon le type de milieu. Il ressort que les plantes des milieux cultivés sont les plus représentées en espèces aphidiennes que celles des arbres forestiers. Les milieux agricoles sont représentés par des aphides qui colonisent à la fois les plantes cultivées et spontanées (*Acyrtosiphon pisum*, *Aphis citricola*, *A. craccivora*, *A. fabae fabae*, *A. gossypii*, *A. nasturtii*, *Brachycaudus cardui*, *B. helichrysi*; *Brevicoryne brassicae*, *Hyalopterus pruni*, *Myzus persicae*, *Rhopalosiphum maidis*, *Sitobion avenae*, *Sipha maydis*), les plantes cultivées herbacées et ligneuses (*Aphis craccivora*, *A. fabae fabae*, *A. gossypii*, *Brachycaudus cardui*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae*). D'autres espèces ne sont présentes que sur les plantes cultivées herbacées (*Aphis forbesi*, *A. fabae cirsiacanthoidis*, *A. nasturtii*, *Aulacorthum solani*, *Capitophorus eleagni*, *C. horni*, *C. hypophaes*, *Cavariella aegopadii*, *Chaetosiphon fragaefolii*, *Dysaphis cynarae*, *Megoura vicia*, *Lipaphis erysimi*, *Metopolophium dirhodum*, *Myzus ornatus*, *Nasonovia ribis nigri*, *Rhopalosiphum padi*, *Smynthuroides betae*, *Sipha elegans*), alors que d'autres espèces ne colonisent que les plantes cultivées ligneuses (*Aphis pomi*, *A. punicea*, *Brachycaudus persicae*, *B. prunicola*, *Dysaphis plantaginea*, *D. pyri*, *Eriosoma lanigerum*, *Hyalopterus amygdali*, *Phorodon humili*, *Pterochloroides persicae*, *Rhopalosiphum insertum*, *Schizaphis pyri*, *Toxoptera aurantii*). Les aphides spécifiques aux plantes adventices sont (*Aphis fabae solanella*, *A. picridis*, *A. rumicis*, *Aphis umbrella*, *Hyperomyzus lactucae*, *Macrosiphoniella sp.*, *Rhopalosiphoninus latysiphon*, *Therioaphis rieghi*, *Uroleucon aeneus*, *U. sonchi*), alors que ceux des plantes florales et ornementales sont (*Aphis nerii*, *Macrosiphum rosae*), d'autres espèces polyphages parmi celles citées précédemment, sont par contre inféodées aux plantes adventices et cultivées.

Les espèces aphidiennes recensées sur les essences forestières ligneuses sont spécialisées aux Fagacées (*Chromaphis juglandicola*, *Hoplocalis rupertii*, *Lachnus roboris*, *Thelaxes dryophila*), aux Pinacées (*Cedrobium laportei*, *Cinara cedri*, *C. magrebica*) et aux Salicacées (*Chaitophorus leucomelas*, *C. populeti*, *C. populiabae*, *Pemphigus bursarius*, *P. immunis*, *P. protospirae*, *P. versicarius*, *Pterocomma populeum*), à l'exception de *Phloeomyzus passerinii*, qui est corticole sur Peuplier noir et radicicole sur *Ray grass*.

**Tableau 2:** Les aphides des milieux cultivés et naturels

Familles	Plantes hôtes		Aphides
	Noms communs	Espèces	
Solanacées	Poivron	<i>Capsicum annum</i>	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763
			<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
	Piment	<i>Capsicum annum</i>	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
	Tomate	<i>Lycopersicum esculentum</i>	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis nasturtii</i> Kaltenbach 1843
			<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
	Pomme de terre	<i>Solanum tuberosum</i>	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763
	Aubergine	<i>Solanum melanogena</i>	<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i> Davidson, 1912
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854			
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)			
<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)			
Morelle noire	<i>Solanum nigrum</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
		<i>Aphis fabae solanella</i> Theobald, 1914	
		<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i> Davidson, 1912	
Jasmin de nuit	<i>Cestrum nocturnum</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
Cucurbitacées	Courge	<i>Cucurbita pepo</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	Concombre	<i>Cucumis sativus</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	Cantaloup	<i>Cucumis melo</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)

	Pastèque	<i>Citrullus vulgaris</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
Astéracées (Composées)	Artichaut	<i>Cynara scolymus</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763
			<i>Brachycaudus cardui</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Capitophorus eleagni</i> (Del Guercio, 1894)
			<i>Capitophorus horni</i> (Börner 1931)
			<i>Capitophorus hypophaes</i> (Walker, 1852)
			<i>Dysaphis cynarae</i> (Theobald, 1915)
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)		
	Cardon	<i>Cynara cardunculus</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
	Laitue	<i>Lactuca sativa</i>	<i>Nasonovia ribis nigri</i> (Mosley, 1841)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
			<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
	Chardon	<i>Carduus tenuiflorus</i>	<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Macrosiphoniella</i> sp.
	Coquelicot	<i>Papaver rhoeas</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
	Coquelicot	<i>Galactites tomentosa</i>	<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
<i>Brachycaudus cardui</i> (Linnaeus, 1758)			
		<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> Hille Ris Lambers, 1939	
Laiteron maraicher	<i>Sonchus oleraceus</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
		<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i> (Linnaeus, 1767)	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)	
		<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
Picride fausse vipérine	<i>Helminthotheca echioides</i>	<i>Aphis picridis</i> (Börner, 1950)	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)	
Fabacées (Légumineuses)	Fève	<i>Vicia faba</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	Haricot	<i>Phaseolus vulgaris</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)
Petit pois	<i>Pisum sativum</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	

			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
	Vesce	<i>Vicia sativa</i>	<i>Acythosiphum pisum</i> (Harris, 1776)	
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
			<i>Megoura viciae</i> Buckton, 1876	
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854	
			<i>Therioaphis riehi</i> , (Börner, 1949)	
Chénopodiacées	Betterave	<i>Beta vulgaris</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
			<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)	
	Amaranthe	<i>Amaranthus hybridus</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854	
Ombellifères (Apiacées)	Celeri	<i>Apium graveolens</i>	<i>Cavariella aegopadii</i> (Scopoli, 1763)	
	Persil	<i>Petroselinum sativum</i>	<i>Cavariella aegopadii</i> (Scopoli, 1763)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
	Carotte sauvage	<i>Daucus carota</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
	Kundmania	<i>Kundmania silica</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763	
<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)				
Maceron	<i>Smyrnum olusatrum</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763		
Brassicacées	Chou fleur	<i>Brassica oleraceae</i>	<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843	
			<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	
			<i>Lipaphis erysimi</i> (Kaltenbach, 1843)	
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Myzus ornatus</i> Laing, 1932	
	Moutarde des champs	<i>Sinapis arvensis</i>	<i>Smynthuodes betae</i> Westwood, 1849	
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	
			<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
Malvacées	Oseille crépue	<i>Rumex crispus</i>	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	
	La grande mauve	<i>Malva sylvestris</i>	<i>Aphis umbrellae</i> (Börner, 1950)	
Nyctaginacées	Bourgainviller	<i>Bourgainvillea spectabilis</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854	
	Fraise	<i>Fragaria chiloensis</i>	<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	
<i>Aphis umbrellae</i> (Börner, 1950)				
<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763				
Rosacées	Pommier	<i>Malus communis</i>	<i>Aphis rumicis</i> Linnaeus, 1758	
			<i>Aphis umbrellae</i> (Börner, 1950)	
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854	
				<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
				<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
				<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)	

			<i>Dysaphis plantaginea</i> (Passerini, 1860)
			<i>Eriosoma lanigerum</i> (Hausmann, 1802)
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Phorodon humili</i> (Schrank, 1801)
			<i>Rhopalosiphum insertum</i> (Walker, 1849)
	Poirier	<i>Pyrus communis</i>	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773
			<i>Dysaphis (Pomaphis) pyri</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Schizaphis pyri</i> Shaposhnikov, 1952
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773
	Cognassier	<i>Cydonia vulgaris</i>	<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773
	Pêcher	<i>Prunus persica</i>	<i>Brachycaudus persicae</i> (Passerini, 1860)
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Brachycaudus prunicola</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Hyalopterus amygdali</i> (E. Blanchard, 1840)
			<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Pterochloroides persicae</i> (Cholodkovsky, 1899)
	Prunier	<i>Prunus domestica</i>	<i>Brachycaudus persicae</i> (Passerini, 1860)
			<i>Brachycaudus prunicola</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Phorodon humili</i> (Schrank, 1801)
			<i>Pterochloroides persicae</i> (Cholodkovsky, 1899)
			<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)
	Amandier	<i>Prunus amygdalus</i>	<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)
			<i>Pterochloroides persicae</i> (Cholodkovsky, 1899)
	Rosier	<i>Rosa sp.</i>	<i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus, 1758)
	Buisson ardent	<i>Crataegus pyracantha</i>	<i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Aphis citricola</i> van der Goot. 1912
Lythracées	Grenadier	<i>Punica granatum</i>	<i>Aphis punicae</i> Passerini, 1863
Apocynacées	Laurier rose	<i>Nerium oleander</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis nerii</i> Boyer de Fonscolombe, 1841
Pittosporacées	Pittosporum de Chine	<i>Pittosporum tobira</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877

Rutacées	Citronnier	<i>Citrus limon</i>	<i>Aphis citricola</i> van der Goot. 1912
			<i>Toxoptera aurantii</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)
	Clémentinier	<i>Citrus reticulatum</i>	<i>Aphis citricola</i> van der Goot. 1912
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
			<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)
			<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
			<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	Pamplemoussier	<i>Citrus grandis</i>	<i>Toxoptera aurantii</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)
	Oranger	<i>Citrus sinensis</i>	<i>Aphis citricola</i> van der Goot. 1912
			<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
			<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)			
<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)			
<i>Toxoptera aurantii</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)			
Graminées (=Poacées)	Blé	<i>Triticum durum</i>	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)
			<i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)
			<i>Sipha maydis</i> Passerini, 1860
			<i>Metopolophium dirhodum</i> (Walker, 1849)
			<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)
			<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Sipha elegans</i> Del Guercio, 1905
			<i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)
	Mais	<i>Zea mays</i>	<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763
			<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)
			<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)
	Gazon	<i>Lolium perenne</i>	<i>Sipha maydis</i> Passerini, 1860
			<i>Phloeomyzus passerinii</i> (Signoret, 1875)
	orge des rats	<i>Hordeum murinum</i>	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)
<i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)			
Roseau commun	<i>Phragmites communis</i>	<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)	
Salicacées	Peuplier blanc	<i>Populus alba</i>	<i>Chaitophorus populeti</i> (Penzer 1805)
			<i>Chaitophorus populialbae</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)
			<i>Pterocomma populeum</i> Kaltenbach, 1843
	Peuplier noir	<i>Populus nigra</i>	<i>Chaitophorus leucomelas</i> (Koch, 1854)
			<i>Chaitophorus populialbae</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)
			<i>Chaitophorus populeti</i> (Penzer 1805)
		<i>Pemphigus bursarius</i> (Linnaeus, 1758)	

			<i>Pemphigus immunis</i> (Buckton, 1896)
			<i>Pemphigus protospirae</i> (Lichtensteini, 1885)
			<i>Pemphigus spyrothecae</i> Passerini, 1860
			<i>Pemphigus versicarius</i> Passerini, 1861
			<i>Phloeomyzus passerinii</i> (Signoret, 1875)
			<i>Pterocomma populeum</i> Kaltenbach, 1843
Pinacées	Pin d'Alep	<i>Pinus halepensis</i>	<i>Cinara magrebica</i> (Mimer, 1934)
	Cédre de l'Atlas	<i>Cedrus atlantica</i>	<i>Cedrobium laportei</i> (Remaudière, 1953)
			<i>Cinara cedri</i> (Mimeur, 1935)
Fagacées	Chêne liége	<i>Quercus suber</i>	<i>Hoplocalis ruperti</i> Pintera, 1952
			<i>Lachnus roboris</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Theaxes dryophila</i> Schrank, 1801
	Chêne vert	<i>Quercus ilex</i>	<i>Hoplocalis ruperti</i> Pintera, 1952

## 1.2. Systématique des plantes hôtes et disponibilité des aphides

La diversité botanique au niveau systématique des milieux cultivés et forestiers est représentée par un ensemble de 65 plantes hôtes, réparties dans 18 familles (tableau 3).

**Tableau 3:** Disponibilité des espèces aphidiennes selon les familles des plantes hôtes

Familles	Nbre plantes hôtes	Nbre d'espèces aphides
Apocynacées	1	2
<b>Astéracées (Composées)</b>	<b>10</b>	<b>22</b>
<b>Brassicacées</b>	3	<b>8</b>
Chénopodiacées	1	4
Cucurbitacées	4	4
Fabacées (Légumineuses)	5	7
Fagacées	2	4
Lythracées	1	1
Malvacées	1	4
<b>Nyctaginacées</b>	1	<b>1</b>
Ombellifères (Apiacées)	5	3
Pinacées	2	3
Pittosporacées	1	2
<b>Poacées</b>	5	<b>9</b>
<b>Rosacées</b>	<b>10</b>	<b>24</b>
Rutacées	4	6
<b>Salicacées</b>	2	<b>10</b>
<b>Solanacées</b>	7	<b>11</b>
<b>Total : 18</b>	<b>65</b>	-

Parmi ces familles, les Rosacées, les Astéracées et à un degré moindre les Solanacées sont les plus représentées en plantes hôtes (10, 10, 7) et espèces aphidiennes (22, 24, 11). Les Salicacées, malgré leur faible représentativité en plantes hôtes (2), hébergent 10 espèces aphidiennes, parmi lesquelles des espèces foliaires, pétiolaires, corticales, mais aussi gallicoles foliaires et gallicoles pétiolaires. Les Lythracées et Nyctaginacées sont les moins représentées en plante hôte (1) et espèce aphidienne (1).

### 1.3. Disponibilité des aphides selon les plantes hôtes

La disponibilité des espèces aphidiennes (74) selon les plantes hôtes représentées dans le tableau 4, montre qu'elle varie selon le degré de la polyphagie des aphides. Ainsi, *Aphis craccivora* possède 11 plantes hôtes, *A. fabae fabae* (27), *A. gossypii* (16), *Macrosiphum euphorbiae* (11) et *Myzus persicae* (27) exploitent le plus grand nombre de plantes hôtes, représentant 6,94 % des espèces polyphages, comparées aux autres espèces dont la monophagie ou l'oligophagie représentant 94,06 % des espèces, spécialisent et limitent la ressource alimentaire et la gamme de plantes hôtes, jusqu'à la réduire à une espèce ou variété.

**Tableau 4 :** Disponibilité des espèces aphidiennes selon les plantes hôtes

Espèces	Nbre de plantes hôtes
<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	3
<i>Aphis citricola</i> Van Der Goot, 1912	4
<b><i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854</b>	<b>11</b>
<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763	5
<b><i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763</b>	<b>27</b>
<i>Aphis fabae Solanella</i> Theobald, 1914	1
<i>Aphis forbesi</i> Weed, 1889	1
<b><i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877</b>	<b>16</b>
<i>Aphis nasturtii</i> Kaltenbach 1843	1
<i>Aphis nerii</i> Boyer de Fonscolombe, 1841	1
<i>Aphis picridis</i> (Börner, 1950)	1
<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773	3
<i>Aphis punicae</i> Passerini, 1863	1
<i>Aphis rumicis</i> Linnaeus, 1758	1
<i>Aphis umbrella</i> (Börner, 1950)	1
<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843	3
<i>Brachycaudus cardui</i> (Linnaeus, 1758)	2
<b><i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)</b>	<b>8</b>
<i>Brachycaudus persicae</i> (Passerini, 1860)	1
<i>Brachycaudus prunicola</i> (Kaltenbach, 1843)	2
<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	2
<i>Capitophorus eleagni</i> (Del Guercio, 1894)	1
<i>Capitophorus horni</i> (Börner 1931)	1
<i>Capitophorus hypophaes</i> (Walker, 1852)	1



<i>Cavariella aegopadii</i> (Scopoli, 1763)	1
<i>Cedrobium laportei</i> (Remaudière, 1953)	1
<i>Chaetosiphon fragaefolii</i> Cockerell, 1901	1
<i>Chaitophorus leucomelas</i> (Koch, 1854)	1
<i>Chaitophorus populeti</i> (Penzer 1805)	1
<i>Chaitophorus populialbae</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	1
<i>Cinara cedri</i> (Mimeur, 1935)	1
<i>Cinara magrebica</i> (Mimer, 1934)	1
<i>Dysaphis cynarae</i> (Theobald, 1915)	1
<i>Dysaphis plantaginea</i> (Passerini, 1860)	1
<i>Dysaphis (Pomaphis) pyri</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	1
<i>Eriosoma lanigerum</i> (Hausmann, 1802)	1
<i>Hoplocalis ruperti</i> Pintera, 1952	2
<i>Hyalopterus amygdali</i> (E. Blanchard, 1840)	1
<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)	4
<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)	2
<i>Lachnus roboris</i> (Linnaeus, 1758)	1
<i>Lipaphis erysimi</i> (Kaltenbach, 1843)	1
<i>Macrosiphoniella</i> sp.	1
<b><i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)</b>	<b>11</b>
<i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus, 1758)	1
<i>Megoura viciae</i> Buckton, 1876	1
<i>Metopolophium dirhodum</i> (Walker, 1849)	1
<b><i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)</b>	<b>27</b>
<i>Myzus ornatus</i> Laing, 1932	1
<i>Nasonovia ribis nigri</i> (Mosley, 1841)	1
<i>Pemphigus bursarius</i> (Linnaeus, 1758)	1
<i>Pemphigus immnis</i> (Buckton, 1896)	1
<i>Pemphigus protospirae</i> (Lichtensteini, 1885)	1
<i>Pemphigus versicarius</i> Passerini, 1861	1
<i>Phloeomyzus passerinii</i> (Signoret, 1875)	2
<i>Phorodon humili</i> (Schrank, 1801)	1
<i>Pterochloroides persicae</i> (Cholodkovsky, 1899)	3
<i>Pterocomma populeum</i> Kaltenbach, 1843	2
<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i> Davidson, 1912	2
<i>Rhopalosiphum insertum</i> (Walker, 1849)	1
<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)	3
<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	2
<i>Schizaphis pyri</i> Shaposhnikov, 1952	1
<i>Smynthuroides betae</i> Westwood, 1849	1
<i>Sipha elegans</i> del Guercio, 1905	1
<i>Sipha maydis</i> Passerini, 1860	2
<i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)	4
<i>Thelaxes dryophila</i> Schrank, 1801	1
<i>Therioaphis riehmii</i> (Börner, 1949)	1

<i>Toxoptera aurantii</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	4
<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> Hille Ris Lambers, 1939	1
<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i> (Linnaeus, 1767)	1
Total : 74	

#### 1.4. Groupe de phytophagie des aphides

Les résultats de la disponibilité des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagie reportés dans le tableau 5, montrent qu'on peut les répartir en quatre groupes de phytophagie selon le nombre de familles botaniques hôtes. Ainsi, les espèces *Aphis fabae*, *Myzus persicae*, *A. gossypii*, *A. craccivora* et *Macrosiphum euphorbiae* qui exploitent au moins 6 familles végétales sont classées parmi le groupe des espèces polyphages. *Brachycaudus helichrysi*, *Aphis fabae cirsiacanthoides*, *Acyrtosiphon pisum*, *Hyalopterus pruni*, *Aulacorthum solani* et *Phloeomyzus passerinii* exploitent 2 à 3 familles végétales hôtes appartiennent au groupe des espèces à phytophagie intermédiaire, alors que les espèces qui exploitent une famille de plante hôte et une seule espèce botanique sont regroupées respectivement parmi les oligophages et les monophages.

**Tableau 5:** Disponibilité des espèces aphidiennes selon leur degré de phytophagie

Aphides	Nbre familles	Groupe de phytophagie
<i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli	12	<b>Espèces polyphages (au moins 6 familles végétales)</b>
<i>Myzus persicae</i>	9	
<i>Aphis gossypii</i>	8	
<i>Aphis craccivora</i>	7	
<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	6	
<i>Brachycaudus helichrysi</i>	3	<b>Espèces intermédiaires (de 2 à 3 familles végétales)</b>
<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i>	3	
<i>Acyrtosiphon pisum</i>	2	
<i>Aphis citricola</i>	2	
<i>Hyalopterus pruni</i>	2	
<i>Aulacorthum solani</i>	2	
<i>Phloeomyzus passerinii</i>	2	<b>Espèces oligophages (1 seule famille)</b>
<i>Rhopalosiphum maidis</i>	1	
<i>Toxoptera aurantii</i>	1	
<i>Aphis pomi</i>	1	
<i>Pterochloroides persicae</i>	1	
<i>Sitobion avenae</i>	1	
<i>Brachycaudus cardui</i>	1	
<i>Brachycaudus persicae</i>	1	
<i>Brachycaudus prunicola</i>	1	
<i>Brevicoryne brassicae</i>	1	
<i>Cavariella aegopadii</i>	1	

<i>Chaitophorus populeti</i>	1		
<i>Chaitophorus populialbae</i>	1		
<i>Hoplocalis ruperti</i>	1		
<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1		
<i>Pterocomma populeum</i>	1		
<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i>	1		
<i>Rhopalosiphon padi</i>	1		
<i>Sipha maydis</i>	1		
<i>Aphis fabae solanella</i>	1		<b>Espèces spécialistes (1 seule espèce végétale)</b>
<i>Aphis forbesi</i>	1		
<i>Aphis nasturtii</i>	1		
<i>Aphis nerii</i>	1		
<i>Aphis picridis</i>	1		
<i>Aphis punicae</i>	1		
<i>Aphis rumicis</i>	1		
<i>Aphis umbrella</i>	1		
<i>Capitophorus eleaegni</i>	1		
<i>Capitophorus horni</i>	1		
<i>Capitophorus hypophaes</i>	1		
<i>Cedrobium laportei</i>	1		
<i>Chaetosiphon fragaefolii</i>	1		
<i>Chaitophorus leucomelas</i>	1		
<i>Chaitophorus populi nigra</i>	1		
<i>Chaitophorus protospirae</i>	1		
<i>Cinara cedri</i>	1		
<i>Cinara magrebica</i>	1		
<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i>	1		
<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i>	1		
<i>Dysaphis cynarae</i>	1		
<i>Dysaphis plantaginea</i>	1		
<i>Dysaphis pyri</i>	1		
<i>Eriosoma lanigerum</i>	1		
<i>Hyalopterus amygdali</i>	1		
<i>Lachnus roboris</i>	1		
<i>Lipaphis erysimi</i>	1		
<i>Macrosiphoniella sp.</i>	1		
<i>Macrosiphum rosae</i>	1		
<i>Megoura viciae</i>	1		
<i>Metopolophium dirhodum</i>	1		
<i>Myzus ornatus</i>	1		
<i>Nasonovia ribis nigri</i>	1		
<i>Pemphigus bursarius</i>	1		
<i>Pemphigus immunis</i>	1		
<i>Pemphigus spyrothecae</i>	1		
<i>Pemphigus versicarius</i>	1		

<i>Phorodon humili</i>	1	
<i>Rhopalosiphum insertum</i>	1	
<i>Schizaphis pyri</i>	1	
<i>Sipha elegans</i>	1	
<i>Smynthuroides beta</i>	1	
<i>Thelaxes dryophila</i>	1	
<i>Therioaphis riehmi</i>	1	

### 1.5. Systématique des aphides

Les résultats de la systématique des aphides recensés dans les milieux agricoles et sur les essences forestières reportés dans le tableau 6, montrent que toutes les espèces appartiennent à la famille des Aphididae, représentée par 9 Sous-familles, 12 tribus, 39 genres et 74 espèces. Le genre *Aphis* est le plus représenté en espèces (14), suivit des genres *Brachycaudus* (4) et *Pemphigus* (4). Les autres genres comprennent entre 1 à 3 espèces.

**Tableau 6:** Systématique des aphides

Famille	Sous-Familles	Tribus	Genres	Espèces
Aphididae	Aphidinae	Macrosiphini	<i>Acyrtosiphon</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>
			<i>Aulacorthum</i> ,	<i>Aulacorthum solani</i>
			<i>Brachycaudus</i>	<i>Brachycaudus cardui</i>
				<i>Brachycaudus helichrysi</i>
				<i>Brachycaudus persicae</i>
				<i>Brachycaudus prunicola</i>
			<i>Brevicoryne</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>
			<i>Capitophorus</i>	<i>Capitophorus eleaegni</i>
				<i>Capitophorus horni</i>
				<i>Capitophorus hypophaes</i>
			<i>Cavariella</i>	<i>Cavariella aegopadii</i>
			<i>Chaetosiphon</i>	<i>Chaetosiphon fragaefolii</i>
			<i>Dysaphis</i>	<i>Dysaphis cynarae</i>
				<i>Dysaphis plantaginea</i>
				<i>Dysaphis (Pomaphis) pyri</i>
			<i>Hyperomyzus</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>
			<i>Lipaphis</i>	<i>Lipaphis erysimi</i>
			<i>Macrosiphoniella</i>	<i>Macrosiphoniella sp.</i>
			<i>Macrosiphum</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>
				<i>Macrosiphum rosae</i>
<i>Megoura</i>	<i>Megoura viciae</i>			
<i>Metopolophium</i>	<i>Metopolophium dirhodum</i>			
<i>Myzus</i>	<i>Myzus persicae</i>			
	<i>Myzus ornatus</i>			
<i>Nasonovia</i>	<i>Nasonovia ribis nigri</i>			

			Phorodon	<i>Phorodon humili</i>
			Rhopalosiphoninus	<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i>
			Sitobion	<i>Sitobion avenae</i>
			Uroleucon	<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i>
				<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i>
		Aphidini	Aphis	<i>Aphis citricola</i>
				<i>Aphis craccivora</i>
				<i>Aphis fabae</i>
				<i>Cirsiiacanthoides</i>
				<i>Aphis fabae fabae</i>
				<i>Aphis fabae Solanella</i>
				<i>Aphis forbesi</i>
				<i>Aphis gossypii</i>
				<i>Aphis nasturtii</i>
				<i>Aphis nerii</i>
				<i>Aphis picridis</i>
				<i>Aphis pomi</i>
			<i>Aphis punicae</i>	
			<i>Aphis rumicis</i>	
		<i>Aphis umbrella</i>		
		Toxoptera	<i>Toxoptera aurantii</i>	
		Hyalopterus	<i>Hyalopterus amygdali</i>	
			<i>Hyalopterus pruni</i>	
		Rhopalosiphum	<i>Rhopalosiphum insertum</i>	
			<i>Rhopalosiphum maidis</i>	
			<i>Rhopalosiphum padi</i>	
		Schizaphis	<i>Schizaphis pyri</i>	
	Calaphidinae	Panaphini	Hoplocalis	<i>Hoplocalis rupertii</i>
	Chaitophorinae	Chaitophorini	Chaitophorus	<i>Chaitophorus leucomelas</i>
				<i>Chaitophorus populeti</i>
				<i>Chaitophorus populialbae</i>
		Siphini	Sipha	<i>Sipha elegans</i>
				<i>Sipha maydis</i>
	Eriosomatinae	Eriosomatini	Eriosoma	<i>Eriosoma lanigerum</i>
		Phordini	Smynthurodes	<i>Smynthurodes betae</i>
		Pemphagini	Pemphigus	<i>Pemphigus bursarius</i>
				<i>Pemphigus immunis</i>
				<i>Pemphigus protospirae</i>
			<i>Pemphigus versicarius</i>	
	Lachninae	Eulachnini	Cedrobium	<i>Cedrobium laportei</i>
			Cinara	<i>Cinara cedri</i>
				<i>Cinara magrebica</i>
		Lachnini	Lachnus	<i>Lachnus roboris</i>
			Pterochloroides	<i>Pterochloroides persicae</i>

	Myzocallidinae	Myzocallidini	Therioaphis	<i>Therioaphis riehmi</i>
	Phloeomyzinae		Phloeomyzus	<i>Phloeomyzus passerinii</i>
	Pterocommatinae		Pterocomma	<i>Pterocomma populeum</i>
	Theanaxinae	Theanaxini	Theanaxes	<i>Theanaxes dryophila</i>
Total	9	12	39	74

### 1.5.1. Les Sous-familles, tribus et genres

Les résultats des espèces aphidiennes recensées selon les tribus et genres reportés dans le tableau 7, montrent leur appartenance à 12 tribus, parmi lesquelles les Macrosiphini et les Aphidini sont les plus représentées en genres (20,5) et espèces (33, 21). Les autres tribus comprennent entre 1 à 2 genres et 1 à 3 espèces.

**Tableau 7:** Systématique des espèces selon les sous familles, tribus et genres

Famille	Sous-Familles	Tribus	Genres	Nbre espèces
Aphididae	Aphidinae	Macrosiphini	20	33
		Aphidini	5	21
	Calaphidinae	Panaphini	1	1
	Chaitophorinae	Chaitophorini	1	3
		Siphini	1	2
	Eriosomatinae	Eriosomatini	1	1
		Phordini	1	1
		Pemphagini	1	3
	Lachninae	Eulachnini	2	3
		Lachnini	2	2
	Myzocallidinae	Myzocallidini	1	1
	Phloeomyzinae	-	1	1
	Pterocommatinae	-	1	1
	Theanaxinae	Theanaxini	1	1
Total	9	12	39	74

### 1.5.2. Les Sous-familles, genres et espèces

Les résultats de la disponibilité des espèces aphidiennes recensées selon les Sous-familles et genres reportés dans le tableau 8, montrent leur appartenance à 9 Sous-familles, dont les Aphidinae sont les plus représentés en genres (25) et espèces (54). Les autres sous familles comprennent entre 1 à 4 genres et 1 à 5 espèces.

**Tableau 8:** Systématique des espèces selon les Sous-familles et genres

Sous-Familles	Genres	Nbre d'espèces
Aphidinae	25	54
Calaphidinae	1	1
Chaitophorinae	2	5
Eriosomatinae	3	5
Lachninae	4	5
Myzocallidinae	1	1
Phloeomyzinae	1	1
Pterocommatinae	1	1
Thelaxinae	1	1
Total: 9	39	74

## 2. Les Aphidiidae des milieux cultivés et naturels

### 2.1. Systématique des parasitoïdes

Les parasitoïdes des pucerons recensés dont l'inventaire est reporté dans le tableau 9, appartiennent à l'ordre des Hymenoptera, la super-famille des Ichneumonoidea, la famille des Braconidae, la sous-famille des Aphidiinae qui comprend 11 espèces appartenant à 8 genres, et la super-famille des Chalcidoidea, la famille des Aphelinidae, la sous-famille des Aphelininae représentée par 2 espèces du genre *Aphelinus* et une espèce du genre *Mesidiopsis*, classée précédemment parmi le genre *Aphelinus*. La gamme d'hôtes des parasitoïdes des milieux cultivés varie selon les plantes hôtes, les espèces aphidiennes et parasitoïdes. Elle dépend du degré de la phytophagie des aphides et du nombre de chaînes alimentaires dans lesquelles figurent les phytophages et les parasitoïdes. Ainsi, les aphides généralistes présents dans de nombreux réseaux trophiques, se développant à la fois sur les plantes cultivées et spontanées, sont les plus exposés aux parasitoïdes (*Aphis fabae fabae*, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae*). Les aphides à réseau trophique spécialisé sont hôtes d'un nombre réduit de parasitoïdes, à l'exception de *Toxoptera aurantii*, hôte de nombreuses espèces parasitoïdes (*Aphidius matricariae*, *A. ervi*, *Ephedrus persicae*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre*, *Trioxys (B.) angelicae*). Les seules espèces de parasitoïdes recensées en milieu forestier sont *Pauesia cedrobii*, *P. silana* et *Mesidiopsis sp.*, associées respectivement à *Cedrobium laportei*, *Cinara magrebica* et *Chaitophorus leucomelas*.

**Tableau 9:** Systématique des parasitoïdes

Ordres	Super Familles	Familles	Sous Familles	Genres	Espèces
Hymenoptera	Ichneumonoidea	Braconidae	Aphidiinae	Aphidius	<i>A. matricariae</i> Haliday, 1834 <i>A. ervi</i> Haliday
				Diaeretiella	<i>D. rapae</i> (M'intosh, 1855)
				Ephedrus	<i>E. persicae</i> Froggatt, 1904 <i>E. plagiator</i> (Nees, 1811)
				Lipolexis	<i>Lipolexis gracilis</i> Förster, 1862
				Lysiphlebus	<i>L. fabarum</i> (Marshall, 1896)
				Pausesia	<i>P. cedrobii</i> Stary & Leclant, 1977 <i>P. silana</i> Tremblay, 1969
				Praon	<i>P. volucre</i> (Haliday, 1833)
				Trioxys	<i>T. (B.) angelicae</i> (Haliday, 1833)
	Chalcidoidea	Aphelinidae	Aphelininae	Aphelinus	<i>A. asychis</i> Walker, 1839 <i>A. mali</i> Haldman, 1847
				Mesidiopsis (Aphelinus)	<i>M. sp.</i> Dalman
	Total	2	2	2	10

## 2.2. Relation des parasitoïdes et des aphides hôtes

L'inventaire des parasitoïdes des aphides des milieux cultivés et des essences forestières recensés et reportés dans le tableau 10, est représenté par 14 espèces, dont 5 espèces exploitent le plus grand nombre d'espèces aphidiennes hôtes, *Aphidius matricariae* (espèce) (36), *Praon volucre* (21), *Lysiphlebus fabarum* (20), *Trioxys (B.) angelicae* (13) et *Diaeretiella rapae* (10), aussi bien parmi les aphides polyphages, intermédiaires, oligophages que monophages ou spécifiques. Parmi les autres parasitoïdes, certains présentent un nombre d'hôtes qui varie entre 2 à 7. C'est le cas d'*Ephedrus persicae* (6), *E. plagiator* (4), *Aphidius ervi* (3), et *Lipolexis gracilis* (2), alors qu'*Aphelinus mali*, *Mesidiopsis (Aphelinus) sp.*, *Pausesia cedrobii* et *P. silana* présentent une gamme d'hôtes réduite à une seule espèce d'aphides, parmi le groupe des monophages, à l'exception d'*Aphelinus asychis* qui possède un hôte polyphage, *Myzus persicae*.

**Tableau 10:** Relation des parasitoïdes et des aphides hôtes

Parasitoïdes	Nbre d'hôtes	Aphides
<i>Aphelinus asychis</i> Walker, 1839	1	<i>Myzus persicae</i>
<i>Aphelinus mali</i> Haldman, 1847	1	<i>Eriosoma lanigerum</i>
<i>Aphidius ervi</i> Haliday, 1834	3	<i>Acyrtosiphon pisum</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Myzus persicae</i> .
<i>Aphidius matricariae</i> Haliday, 1834	36	<i>Acyrtosiphon pisum</i> ; <i>Aphis citricola</i> ; <i>Aphis craccivora</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Aphis fabae cirsiacanthoidis</i> .
		<i>Aphis fabae Solanella</i> ; <i>Aphis forbesi</i> ; <i>Aphis gossypii</i> ; <i>Aphis nerii</i> ; <i>Aphis picridis</i> .
		<i>Aphis pomi</i> ; <i>Aphis punicae</i> ; <i>Aphis umbrella</i> ; <i>Aulacorthum solani</i> ; <i>Brachycaudus cardui</i> .



		<i>Brachycaudus helichrysi</i> ; <i>Brachycaudus prunicola</i> ; <i>Brevicoryne brassicae</i> ; <i>Capitophorus horni</i> . <i>Dysaphis plantaginea</i> ; <i>Dysaphis (Pomaphis) pyri</i> ; <i>Hyalopterus pruni</i> ; <i>Hyperomyzus lactucae</i> . <i>Macrosiphum euphorbiae</i> ; <i>Macrosiphum rosae</i> ; <i>Megoura vicia</i> ; <i>Metopolophium dirhodum</i> . <i>Myzus persicae</i> ; <i>Nasonovia ribis nigri</i> ; <i>Rhopalosiphum maidis</i> ; <i>Rhopalosiphum padi</i> ; <i>Sitobion avenae</i> . <i>Toxoptera aurantii</i> ; <i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> ; <i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i> .
<i>Diaeretiella rapae</i> (M'intosh, 1855)	10	<i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Aphis gossypii</i> ; <i>Aphis umbrellae</i> ; <i>Aulacorthum solani</i> ; <i>Brachycaudus helichrysi</i> . <i>Brevicoryne brassicae</i> ; <i>Capitophorus eleaegni</i> ; <i>Macrosiphum euphorbiae</i> ; <i>Myzus persicae</i> . <i>Rhopalosiphum maidis</i> .
<i>Ephedrus persicae</i> Froggatt, 1904	6	<i>Aphis craccivora</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Aphis gossypii</i> ; <i>Aphis pomi</i> . <i>Dysaphis plantaginea</i> ; <i>Toxoptera aurantii</i> .
<i>Ephedrus plagiator</i> (Nees, 1811)	4	<i>Aphis gossypii</i> ; <i>Brachycaudus prunicola</i> ; <i>Dysaphis plantaginea</i> . <i>Rhopalosiphum maidis</i> .
<i>Lipolexis gracilis</i> Förster, 1862	2	<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> .
<i>Lysiphlebus fabarum</i> (Marshall, 1896)	20	<i>Aphis craccivora</i> ; <i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Aphis fabae Solanella</i> ; <i>Aphis gossypii</i> . <i>Aphis pomi</i> ; <i>Aphis punicae</i> ; <i>Aphis rumicis</i> ; <i>Brachycaudus cardui</i> ; <i>Brachycaudus persicae</i> . <i>Brachycaudus prunicola</i> , <i>Capitophorus hypophaes</i> ; <i>Dysaphis cynarae</i> ; <i>Macrosiphum euphorbiae</i> . <i>Myzus persicae</i> ; <i>Rhopalosiphoninus latusiphon</i> ; <i>Rhopalosiphum padi</i> ; <i>Rhopalosiphum maidis</i> , <i>Sitobion avenae</i> . <i>Toxoptera aurantii</i> .
<i>Mesidiopsis (Aphelinus)</i> sp. Dalman	1	<i>Chaitophorus leucomelas</i> .
<i>Pauesia cedrobii</i> Stary & Leclant, 1977	1	<i>Cedrobium laportei</i> .
<i>Pauesia silana</i> Tremblay, 1969	1	<i>Cinara magrebica</i> .
<i>Praon volucre</i> (Haliday, 1833)	21	<i>Acyrtosiphon pisum</i> ; <i>Aphis citricola</i> ; <i>Aphis craccivora</i> ; <i>Aphis fabae cirsiacanthoidis</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> . <i>Aphis gossypii</i> ; <i>Aphis nerii</i> ; <i>Aphis pomi</i> ; <i>Brachycaudus cardui</i> . <i>Brachycaudus persicae</i> ; <i>Brevicoryne brassicae</i> ; <i>Hyalopterus pruni</i> ; <i>Hyperomyzus lactucae</i> . <i>Macrosiphum euphorbiae</i> ; <i>Macrosiphum rosae</i> ; <i>Myzus persicae</i> ; <i>Rhopalosiphum maidis</i> . <i>Rhopalosiphum padi</i> ; <i>Sitobion avenae</i> ; <i>Toxoptera aurantii</i> ; <i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> .
<i>Trioxys (B.) angelicae</i> (Haliday, 1833)	13	<i>Aphis citricola</i> ; <i>Aphis craccivora</i> ; <i>Aphis fabae fabae</i> ; <i>Aphis fabae Solanella</i> ; <i>Aphis gossypii</i> . <i>Aphis nerii</i> ; <i>Aulacorthum solani</i> ; <i>Hyalopterus pruni</i> ; <i>Macrosiphum euphorbiae</i> . <i>Megoura vicia</i> ; <i>Myzus persicae</i> ; <i>Toxoptera aurantii</i> ; <i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> .
Total: 14		

### 2.3. Relations parasitoïdes, aphides et plantes hôtes

Les résultats des relations entre les aphides, les parasitoïdes et les plantes hôtes reportés dans le tableau 11, montrent qu'elles varient en fonction de la spécificité de la phytophagie des espèces aphidiennes et de la spécialisation d'hôtes des parasitoïdes. Ainsi, les aphides polyphages exploitant le plus grand nombre d'hôtes végétaux, parmi les cultures maraichères, les arbres fruitiers Rosacées à pépins ou/et à noyaux, les agrumes que les plantes ornementales ou/et adventices, tels que *Aphis craccivora*, *A. fabae fabae*, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae*, sont parasités par 5 à 8 espèces de parasitoïdes. Cependant, deux espèces oligophages (espèces botaniques hôtes de la même famille), *Rhopalosiphum maidis*, *Toxoptera aurantii* sont hôtes de 5 espèces de parasitoïdes. Les autres espèces aphidiennes intermédiaires (espèces hôtes de 2 à 4 familles botaniques), (*Aphis fabae cirsiacanthoides*, *Hyalopterus pruni*, *Hyperomyzus lactucae*) et les espèces oligophages (*Acyrtosiphon pisum*, *Aphis citricola*, *A. fabae solanella*, *A. pomi*, *Aulacorthum solani*, *Brachycaudus prunicola*, *Brevicoryne brassicae*, *Dysaphis plantaginea*, *Rhopalosiphum padi*, *Sipha maydis* et *Sitobion avenae*) sont respectivement hôtes de 1 à 4 et 3 à 4 espèces de parasitoïdes. Les aphides spécialistes (une seule espèce botanique hôte), sont représentées par 24 espèces parasitées par 1 à 3 espèces de parasitoïdes, alors que 27 espèces ne sont pas parasitées.

**Tableau 11:** Relations parasitoïdes, aphides et plantes hôtes

Parasitoïdes	Pucerons hôtes	Plantes hôtes
<i>Aphelinus asychis</i>	<i>Myzus persicae</i>	<i>Capsicum annum</i>
<i>Aphelinus mali</i>	<i>Eriosoma lanigerum</i>	<i>Malus communis</i>
<i>Aphidius ervi</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> , <i>Aphis fabae fabae</i> , <i>Myzus persicae</i>	<i>Vicia sativa</i> , <i>Vicia sativa</i> <i>Capsicum annum</i> , <i>Phaseolus vulgaris</i> ,
<i>Aphidius matricariae</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i> ,	<i>Phaseolus vulgaris</i> , <i>Pisum sativum</i> , <i>Vicia sativa</i> ,
	<i>Aphis citricola</i> ,	<i>Citrus reticulatum</i> , <i>C. sinensis</i> ,
	<i>A. craccivora</i>	<i>Citrullus vulgaris</i> , <i>Pyrus communis</i> , <i>Trifolium pratense</i> ,
	<i>A. fabae cirsiacanthoides</i>	<i>Capsicum annum</i> , <i>Lycopersicum</i> <i>esculentum</i> , <i>Solanum tuberosum</i> .
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Capsicum annum</i> , <i>Citrullus vulgaris</i> , <i>Cynara scolymus</i> , <i>Nerium oleander</i> , <i>Phaseolus vulgaris</i> , <i>Pyrus communis</i> , <i>Sonchus oleraceus</i> , <i>Vicia faba</i> , <i>Zea mays</i>
	<i>A. fabae solanella</i>	<i>Solanum nigrum</i>
	<i>A. forbesi</i>	<i>Fragaria chiloensis</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Capsicum annum</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Lycopersicum esculentum</i> , <i>Pyrus communis</i> , <i>Solanum tuberosum</i>
	<i>A. nasturtii</i>	<i>Lycopersicum esculentum</i>
	<i>A. nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>
<i>A. picridis</i>	<i>Helminthotheca echioïdes</i>	
<i>A. pomi</i>	<i>Eriobotrya japonica</i>	

	<i>A. punicae</i>	<i>Punica granatum</i>
	<i>A. rumicis</i>	<i>Rumex crispus</i>
	<i>A. umbrella</i>	<i>Malva sylvestris</i>
	<i>Aulacorthum solani</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
	<i>Brachycaudus cardui</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>B. prunicola</i>	<i>Prunus domestica, Prunus persica</i>
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	<i>Sinapis arvensis</i>
	<i>Capitophorus horni</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>Dysaphis plantaginea</i>	<i>Malus communis</i>
	<i>D. (Pomaphis) pyri</i>	<i>Pyrus communis</i>
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Phragmites communis, Prunus amygdalus, Prunus persica</i>
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Helminthotheca echioides</i>
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Capsicum annum, Citrus reticulatum, Citrus sinensis, Cynara scolymus, Lactuca sativa, Lycopersicum esculentum, Malus communis, Solanum tuberosum</i>
	<i>M. rosae</i>	<i>Rosa sp.</i>
	<i>Megoura viciae</i>	<i>Vicia sativa</i>
	<i>Metopolophium dirhodum</i>	<i>Triticum durum</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Capsicum annum, Cucumis sativus, Fragaria chiloensis, Lycopersicum esculentum, Malus communis, Pyrus communis, Prunus persica, Solanum melanogena, Solanum tuberosum, Sonchus oleraceus</i>
	<i>Nasonovia ribis nigri</i>	<i>Lactuca sativa</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hordeum murinum, Triticum durum, Zea mays</i>
	<i>R. padi</i>	<i>Triticum durum</i>
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Hordeum murinum, Triticum durum</i>
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Citrus sinensis</i>
	<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i>	<i>Galactites tomentosa</i>
	<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>
<i>Diaeretiella rapae</i>	<i>Aphis fabae fabae</i>	<i>Solanum melanogena, Vicia faba</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Capsicum annum, Pittosporum tobira</i>
	<i>A. umbrella</i>	<i>Malva sylvestris</i>
	<i>Aulacorthum solani</i>	<i>Lycopersicum esculentum</i>
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	<i>Brassica oleracea, Sinapis arvensis</i>
	<i>Capitophorus eleaegni</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>C. horni</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Brassica oleracea, Cynara scolymus, Solanum melanogena</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Brassica oleracea, Sinapis arvensis</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hordeum murinum</i>
<i>Ephedrus persicae</i>	<i>Aphis craccivora</i>	<i>Lycopersicum esculentum</i>
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Cynara cardunculus</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Cucurbita pepo</i>
	<i>A. pomi</i>	<i>Pyrus communis</i>
	<i>Dysaphis plantaginea</i>	<i>Malus communis</i>
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Citrus sinensis</i>
<i>Ephedrus plagiator</i>	<i>Aphis gossypii</i>	<i>Citrullus vulgaris</i>
	<i>Brachycaudus prunicola</i>	<i>Prunus persica</i>
	<i>Dysaphis plantaginea</i>	<i>Malus communis</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Avena sterilis, Triticum durum</i>

<i>Lipolexis gracilis</i>	<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
<i>Lysiphlebus fabarum</i>	<i>A. craccivora</i>	<i>Citrus reticulatum, Citrus sinensis</i>
	<i>A. fabae cirsiacanthoides</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Citrus reticulatum, Rumex crispus, Solanum nigrum</i>
	<i>A. fabae solanella</i>	<i>Solanum nigrum</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Citrus reticulatum, Cucumis sativus, Lactuca sativa</i>
	<i>A. pomi</i>	<i>Cydonia vulgaris</i>
	<i>A. punicae</i>	<i>Punica granatum</i>
	<i>A. rumicis</i>	<i>Rumex crispus</i>
	<i>Brachycaudus cardui</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>B. persicae</i>	<i>Prunus persica</i>
	<i>B. prunicola</i>	<i>Prunus persica</i>
	<i>Capitophorus hypophaes</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>Dysaphis cynarae</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Pyrus communis</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Capsicum annum, Lycopersicum esculentum</i>
	<i>Rhopalosiphoninus latysiphon</i>	<i>Solanum nigrum</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Hordeum murinum</i>
	<i>R. padi</i>	<i>Zea mays</i>
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Zea mays</i>
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Citrus sinensis</i>
<i>Mesidiopsis (Aphelinus) sp.</i>	<i>Chaitophorus leucomelas</i>	<i>Populus nigra</i>
<i>Pauesia cedrobii</i>	<i>Cedrobium laportei</i>	<i>Cedrus atlantica</i>
<i>Pauesia silana</i>	<i>Cinara magrebica</i>	<i>Pinus halepensis</i>
<i>Praon volucre</i>	<i>Acyrtosiphon pisum</i>	<i>Vicia sativa</i>
	<i>Aphis citricola</i>	<i>Citrus limon</i>
	<i>A. craccivora</i>	<i>Solanum melanogena</i>
	<i>A. fabae cirsiacanthoides</i>	<i>Beta vulgaris</i>
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Papaver rhoeas</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Citrus reticulatum</i>
	<i>A. nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>
	<i>A. pomi</i>	<i>Malus communis</i>
	<i>Brachycaudus cardui</i>	<i>Cynara scolymus</i>
	<i>B. persicae</i>	<i>Prunus persica</i>
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	<i>Brassica oleracea, Sinapis arvensis</i>
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Prunus domestica</i>
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Capsicum annum</i>
	<i>M. rosae</i>	<i>Rosa sp.</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Pisum sativum</i>
	<i>Rhopalosiphum maidis</i>	<i>Triticum durum, Zea mays</i>
	<i>R. padi</i>	<i>Triticum durum</i>
	<i>Sitobion avenae</i>	<i>Avena sterilis, Triticum durum</i>
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Citrus sinensis</i>
<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i>	<i>Papaver rhoeas</i>	
<i>Trioxys (B.) angelicae</i>	<i>Aphis citricola</i>	<i>Citrus reticulatum</i>
	<i>A. craccivora</i>	<i>Cucumis melo</i>
	<i>A. fabae fabae</i>	<i>Smyrnum olusatrum</i>
	<i>A. fabae solanella</i>	<i>Solanum nigrum</i>
	<i>A. gossypii</i>	<i>Phaseolus vulgaris</i>
	<i>A. nerii</i>	<i>Nerium oleander</i>

	<i>Aulacorthum solani</i>	<i>Solanum tuberosum</i>
	<i>Hyalopterus pruni</i>	<i>Phragmites communis, Prunus persica</i>
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	<i>Beta vulgaris</i>
	<i>Megoura viciae</i>	<i>Vicia sativa</i>
	<i>Myzus persicae</i>	<i>Lactuca sativa, Citrus sinensis,</i>
	<i>Toxoptera aurantii</i>	<i>Citrus sinensis</i>
	<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i>	<i>Galactites tomentosa</i>

#### 2.4. Spécificité de la phagie des espèces aphidiennes et des parasitoïdes

Les résultats de l'étude de la spécificité de la phagie des espèces aphidiennes et des parasitoïdes reportés dans le tableau 12, montrent que parmi les 74 espèces aphidiennes inventoriées 44 espèces sont hôtes des parasitoïdes.

Parmi, les 14 espèces de parasitoïdes recensées, seules 7 espèces parasitent des espèces aphidiennes sur un nombre de plantes hôtes supérieur ou égal à 6. Il s'agit d'*Aphis craccivora* (plante hôte) (8), *A. fabae cirsiacanthoides* (6), *A. fabae fabae* (16), *A. gossypii* (11), *Brachycaudus helichrysi* (6), *Macrosiphum euphorbiae* (12), *Myzus persicae* (14). Parmi ces espèces, *Aphis fabae fabae* est hôte du plus grand nombre de parasitoïdes (8), suivi d'*Aphis gossypii* et de *Myzus persicae* (7), alors qu'*Aphis craccivora*, *Brachycaudus helichrysi*, *Macrosiphum euphorbiae* ne sont hôtes que de 5 espèces de parasitoïdes et *Aphis fabae cirsiacanthoides* de 4 espèces. *Aphis pomi*, *Hyalopterus pruni*, *Rhopalosiphum maidis* et *Sitobion avenae* sont recensés parasités sur 4 plantes hôtes différentes, avec respectivement 4, 3, 5 et 3 espèces de parasitoïdes.

Les aphides parasités par 2 à 3 espèces de parasitoïdes et dont le nombre de plantes hôtes est compris entre 2 et 3, sont *Acyrtosiphon pisum* (nbre plante hôte: nbre de parasitoïdes) (3:3), *Aphis citricola* (3:3), *Aulacorthum solani* (3:2), *Brachycaudus prunicola* (3:2), *Brevicoryne brassicae* (3:2) et *Hyperomyzus lactucae* (2,2).

Les espèces parasitées sur 1 seule plante hôte par 1 à 3 parasitoïdes sont *Aphis fabae Solanella* (nbre plante hôte: nbre de parasitoïdes) (1,3), *A. forbesi* (1,1), *A. nerii* (1,3), *A. picridis* (1,1), *A. rumicis* (1,1), *A. umbrella* (1,2), *Brachycaudus cardui* (1,3), *B. persicae* (1,2), *Capitophorus eleaegni* (1,1), *C. horni* (1,1), *C. hypophaes* (1,1), *Cedrobium laportei* (1,1), *Chaitophorus leucomelas* (1,1), *Cinara magrebica* (1,1), *Dysaphis cynarae* (1,1), *D. plantaginea* (1,3), *D. (Pomaphis) pyri* (1,1), *Eriosoma lanigerum* (1,1), *Macrosiphum rosae* (1,2), *Megoura vicia* (1,2), *Metopolophium dirhodum* (1,1), *Nasonovia ribis nigri* (1,1), *Rhopalosiphoninus latysiphon* (1,1), *Uroleucon (Dactynotus) aeneus* (1,3) et *U. (Dactynotus) sonchi* (1,1). Par contre, *Toxoptera aurantii* est la seule espèce parasitée par 5 espèces de parasitoïdes sur une même plante hôte, *Citrus sinensis*. Les espèces présentes sur 1 à 3 plantes hôtes et non parasitées sont au nombre de 27.

**Tableau 12:** Relation espèces aphidiennes et parasitoïdes

Espèces aphidiennes	Plantes hôtes des aphides	Nbre de parasitoïdes
<i>Acyrtosiphon pisum</i> (Harris, 1776)	3	3
<i>Aphis citricola</i> van der Goot. 1912	3	3
<b><i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854</b>	<b>8</b>	<b>5</b>
<i>Aphis fabae cirsiacanthoides</i> Scopoli, 1763	<b>6</b>	<b>4</b>
<b><i>Aphis fabae fabae</i> Scopoli, 1763</b>	<b>16</b>	<b>8</b>
<i>Aphis fabae solanella</i> Theobald, 1914	1	3
<i>Aphis forbesi</i> Weed, 1889	1	1
<b><i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877</b>	<b>11</b>	7
<i>Aphis nasturtii</i> Kaltenbach 1843	<b>1</b>	0
<i>Aphis nerii</i> Bayer de Fonscolombe, 1841	1	3
<i>Aphis picridis</i> (Börner, 1950)	1	1
<i>Aphis pomi</i> de Geer, 1773	4	4
<i>Aphis punicae</i> Passerini, 1863	1	0
<i>Aphis rumicis</i> Linnaeus, 1758	1	1
<i>Aphis umbrella</i> (Börner, 1950)	1	2
<i>Aulacorthum solani</i> Kaltenbach, 1843	2	3
<i>Brachycaudus cardui</i> (Linnaeus, 1758)	1	3
<b><i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)</b>	<b>6</b>	<b>5</b>
<i>Brachycaudus persicae</i> (Passerini, 1860)	1	2
<i>Brachycaudus prunicola</i> (Kaltenbach, 1843)	2	3
<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	2	3
<i>Capitophorus eleagni</i> (del Guercio, 1894)	1	1
<i>Capitophorus horni</i> (Börner 1931)	1	1
<i>Capitophorus hypophaes</i> (Walker, 1852)	1	1
<i>Cavariella aegopadii</i> (Scopoli, 1763)	1	0
<i>Cedrobium laportei</i> (Remaudière, 1953)	1	1
<i>Chaetosiphon fragaefolii</i> Cockerell, 1901	1	0
<i>Chaitophorus leucomelas</i> (Koch, 1854)	1	1
<i>Chaitophorus populeti</i> (Penzer 1805)	1	0
<i>Chaitophorus populialbae</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	1	0
<i>Chromaphis juglandicola</i> (Kaltenbach, 1843)	1	0
<i>Cinara cedri</i> (Mimeur, 1935)	1	0
<i>Cinara magrebica</i> (Mimer, 1934)	1	1
<i>Dysaphis cynarae</i> (Theobald, 1915)	1	1
<i>Dysaphis plantaginea</i> (Passerini, 1860)	1	3
<i>Dysaphis (Pomaphis) pyri</i> (Boyer de Fonscolombe, 1841)	1	1
<i>Eriosoma lanigerum</i> (Hausmann, 1802)	1	1
<i>Hoplocalis ruperti</i> Pintera, 1952	1	0
<i>Hyalopterus amygdali</i> (E. Blanchard, 1840)	1	0
<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)	4	3

<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)	2	2
<i>Lachnus roboris</i> (Linnaeus, 1758)	1	0
<i>Lipaphis erysimi</i> (Kaltenbach, 1843)	1	0
<i>Macrosiphoniella</i> sp.	1	0
<b><i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)</b>	<b>12</b>	<b>5</b>
<i>Macrosiphum rosae</i> (Linnaeus, 1758)	1	2
<i>Megoura viciae</i> Buckton, 1876	1	2
<i>Metopolophium dirhodum</i> (Walker, 1849)	1	1
<b><i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)</b>	<b>14</b>	<b>7</b>
<i>Myzus ornatus</i> Laing, 1932	1	0
<i>Nasonovia ribis nigri</i> (Mosley, 1841)	1	1
<i>Pemphigus bursarius</i> (Linnaeus, 1758)	1	0
<i>Pemphigus immunis</i> (Buckton, 1896)	1	0
<i>Pemphigus protospirae</i> (Lichtensteini, 1885)	1	0
<i>Pemphigus versicarius</i> Passerini, 1861	1	0
<i>Phloeomyzus passerinii</i> (Signoret, 1875)	2	0
<i>Phorodon humili</i> (Schrank, 1801)	1	0
<i>Pterochloroides persicae</i> (Cholodkovsky, 1899)	3	0
<i>Pterocomma populeum</i> Kaltenbach, 1843	2	0
<i>Rhopalosiphoninus latusiphon</i> Davidson, 1912	1	1
<i>Rhopalosiphum insertum</i> (Walker, 1849)	1	0
<b><i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch, 1856)</b>	<b>4</b>	<b>5</b>
<i>Rhopalosiphum padi</i> (Linnaeus, 1758)	2	3
<i>Schizaphis pyri</i> Shaposhnikov, 1952	1	0
<i>Smynthuroides betae</i> Westwood, 1849	1	0
<i>Sipha elegans</i> del Guercio, 1905	1	0
<i>Sipha maydis</i> Passerini, 1860	2	0
<b><i>Sitobion avenae</i> (Fabricius, 1775)</b>	<b>4</b>	<b>3</b>
<i>Thelaxes dryophila</i> Schrank, 1801	1	0
<b><i>Toxoptera aurantii</i> (Bayer de Fonscolombe, 1841)</b>	<b>1</b>	<b>5</b>
<i>Uroleucon (Dactynotus) aeneus</i> Hille Ris Lambers, 1939	1	3
<i>Uroleucon (Dactynotus) sonchi</i> (Linnaeus, 1767)	1	1
<b>Total des espèces hôtes de parasitoïdes / effectif total des espèces: 44/74</b>		

## II. DISPONIBILITÉ APHIDIENNE ET RÉSEAUX TROPHIQUES EN MILIEUX CULTIVÉS

### 1. Cultures maraichères (Cas de la tomate)

#### 1.1. Activités comparées des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes

Les résultats comparés de l'activité des vols d'infestation et de dissémination des différentes espèces aphidiennes et de recherche de proie par les prédateurs et d'hôtes par les parasitoïdes de la culture de tomate en 2014 (tableau 13a) et 2015 (tableau 13b) à Blida, et en 2015 à Hadjeret Ennouss (tableau 13c) montrent qu'ils varient selon les années et les régions. Ainsi, en 2015 dans la région du subittoral, les vols des ennemis naturels des aphides sont représentés par ceux des prédateurs Coccinellidae, Chrysopidae, Syrphidae, Cecidomyiidae, Miridae et des parasitoïdes Braconidae et Aphidiinae par rapport à 2014 où les Chrysopidae, Cecidomyiidae et Miridae sont absents. Au littoral, les Cecidomyiidae et les Miridae sont absents en 2015.

Les vols des aphides sont représentés en 2015 au subittoral, par ceux des espèces *Aphis craccivora*, *A. gossypii*, *A. fabae*, *A. nasturtii*, *Aulacortum solani*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*. Ceux d'*A. craccivora* et *A. nasturtii* sont absents en 2014, et ceux d'*A. nasturtii*, *A. solani* et *M. euphorbiae* au littoral en 2015.

Le statut écologique des différentes espèces aphidiennes et de recherche de proie par les prédateurs et d'hôtes par les parasitoïdes dans la culture de tomate en 2014 (tableau 13a) et 2015 (tableau 13b) dans la région du sublittoral, et en 2015 au littoral (tableau 13c) démontrent qu'il varie selon les groupes fonctionnels, les années et les régions. Ainsi, parmi les ennemis naturels, seuls les Syrphidae sont présents de façon régulière quelle que soit l'année et la région, par rapport aux Coccinellidae dont la présence est constante en 2014 et 2015 dans la région du sublittoral, et régulière au littoral en 2015, et les Braconidae dont la présence est accessoire dans le sublittoral en 2014 et 2015, et régulière en 2015 au littoral. Dans la région sublittorale, les Cecidomyiidae et les Miridae sont respectivement accidentelles en 2014 et constantes en 2015. Les Chrysopidae et les Aphidiinae présents en 2015, montrent respectivement d'une part une présence accessoire au sublittoral et constante au littoral, et d'autre part régulière au sublittoral et accidentelle au littoral.

Le statut écologique des aphides varie selon les espèces, les années et les régions. *A. gossypii*, *A. fabae* et *M. persicae* présentes durant les deux années, dans les deux régions, sont omniprésentes au sublittoral en 2014, et respectivement constantes et omniprésentes dans la même région en 2015, et constantes et régulières en 2015 au littoral. *A. craccivora* est à présence régulière en 2015 dans les deux régions. *M. euphorbiae* est constante en 2014 et accessoire en 2015 au sublittoral. Alors qu'elles sont absentes au littoral, *A. nasturtii* est accessoire en 2015, et *A. solani* régulière en 2014 et accidentelle en 2015 au sublittoral.



**Tableau 13a:** Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région sublittoral en 2014

	fev1	fev2	mars1	mars2	avr1	avr2	mai1	mai2	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
Coccinellidae	1	2	4	3	0	1	6	5	22	7,64	87,5	Constante
Syrphidae	0	0	2	1	2	4	8	3	20	6,94	75	Régulière
Braconidae	0	0	0	0	0	1	12	7	20	6,94	37,5	Accessoire
Miridae	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0,35	12,5	Accidentelle
<i>Aphis gossypii</i>	3	4	10	12	6	14	29	7	85	29,51	100	Omniprésente
<i>Aphis fabae</i>	1	2	8	7	2	14	7	5	46	15,97	100	Omniprésente
<i>Aulacorthum solani</i>	0	0	1	2	0	3	2	1	9	3,13	62,5	Régulière
<i>Macrosiphum euphorbie</i>	1	2	0	1	1	2	5	3	15	5,21	87,5	Constante
<i>Myzus persicae</i>	3	6	3	3	2	20	16	17	70	24,31	100	Omniprésente

**Tableau 13b:** Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région sublittoral en 2015

	fev1	fev2	mars1	mars2	avr1	avr2	mai1	mai2	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
Coccinellidae	0	1	7	9	5	9	2	2	35	4,67	87,5	Constante
Syrphidae	0	0	0	3	5	11	11	0	30	4,00	50	Régulière
Braconidae	0	0	3	0	0	0	5	5	13	1,73	37,5	Accessoire
Cecidomyiidae	0	0	1	5	3	1	2	3	15	2,00	75	Constante
Chrysopidae	0	0	0	2	1	0	3	0	6	0,80	37,5	Accessoire
Aphidiinae	1	0	2	0	0	7	8	1	19	2,53	62,5	Régulière
<i>Aphis gossypii</i>	6	0	42	11	11	58	28	6	162	21,60	87,5	Constante
<i>Aphis fabae</i>	0	0	34	21	20	48	17	19	159	21,20	75	Constante
<i>Aulacorthum solani</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,13	12,5	Accidentelle
<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	0	0	0	0	0	5	0	4	9	1,20	25	Accessoire
<i>Myzus persicae</i>	3	7	2	5	0	45	25	25	112	14,93	100	Omniprésente
<i>Aphis craccivora</i>	0	0	0	0	56	57	41	30	184	24,53	50	Régulière
<i>Aphis nasturtii</i>	0	0	0	0	0	0	2	3	5	0,67	25	Accessoire

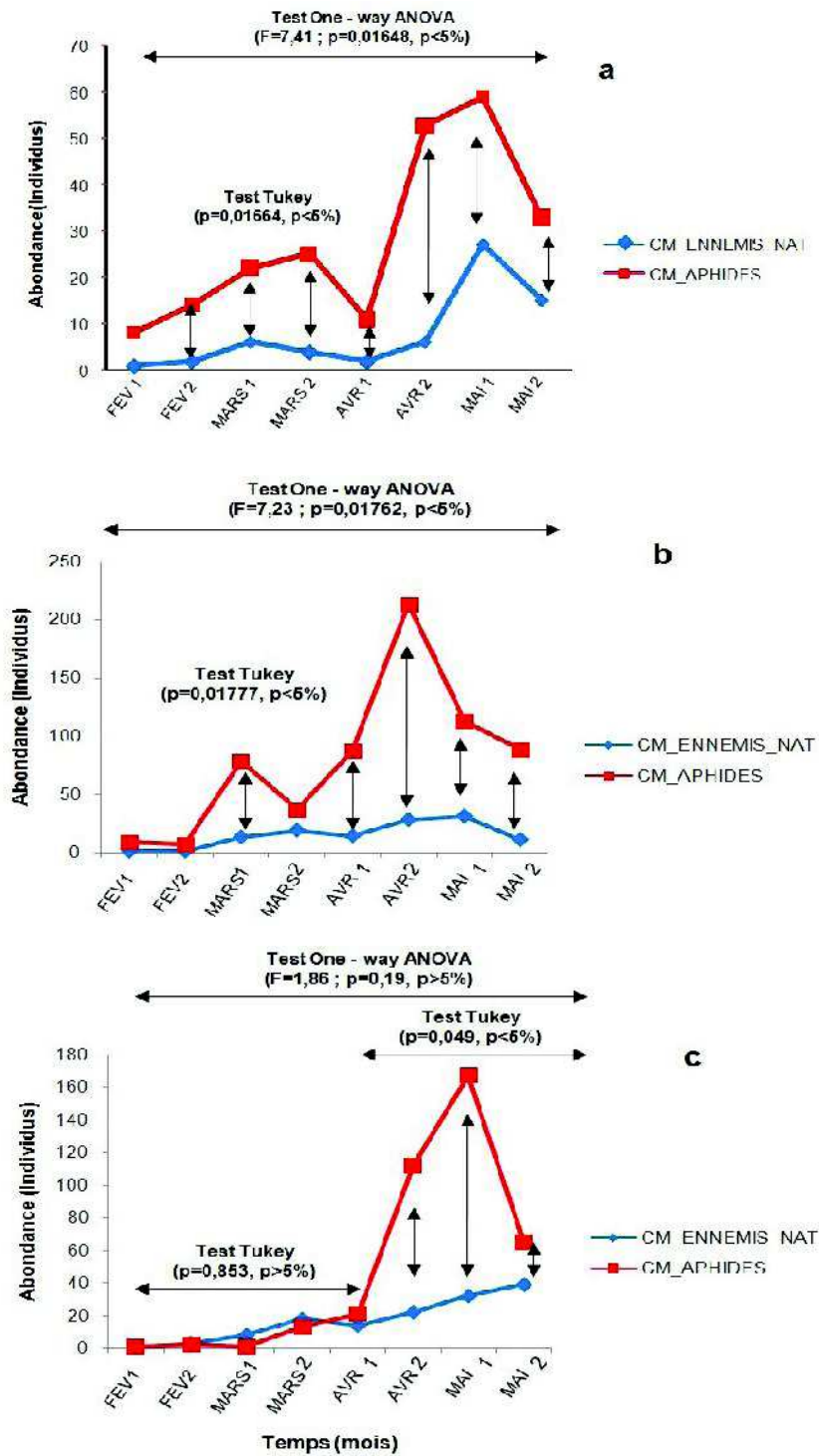
**Tableau 13c:** Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe dans la région littoral en 2015

	fev1	fev2	mars1	mars2	avr1	avr2	mai1	mai2	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
Coccinellidae	0	0	0	0	1	2	3	3	9	1,74	50	Régulière
Syrphidae	0	0	0	2	5	15	12	19	53	10,23	62,5	Régulière
Braconidae	0	0	0	4	5	1	2	2	14	2,70	62,5	Régulière
Chrysopidae	0	3	8	12	3	4	5	6	41	7,92	87,5	Constante
Aphidiinae	0	0	0	0	0	0	10	9	19	3,67	25	Accessoire
<i>Aphis gossypii</i>	1	2	0	2	3	19	27	11	65	12,55	87,5	Constante
<i>Aphis fabae</i>	0	0	0	6	9	42	22	21	100	19,31	62,5	Régulière
<i>Myzus persicae</i>	0	0	1	3	2	34	23	21	84	16,22	75	Constante
<i>Aphis craccivora</i>	0	0	0	2	7	17	95	12	133	25,68	62,5	Régulière

F%: fréquence; C%: constance

## 1.2. Activité des vols des aphides et des ennemis naturels dans le sublittoral et le littoral

Les résultats du Test One-way ANOVA de l'analyse de l'activité temporelle des vols des aphides et des ennemis naturels à Blida en 2014 (Fig. 21a) et 2015 (Fig. 21b), et à Hadjeret Ennousse en 2015 (Fig. 21c) montre qu'elle diffère selon les régions.



**Figure 21:** Activité des vols des aphides et des ennemis naturels dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c). CM : Courbe moyenne

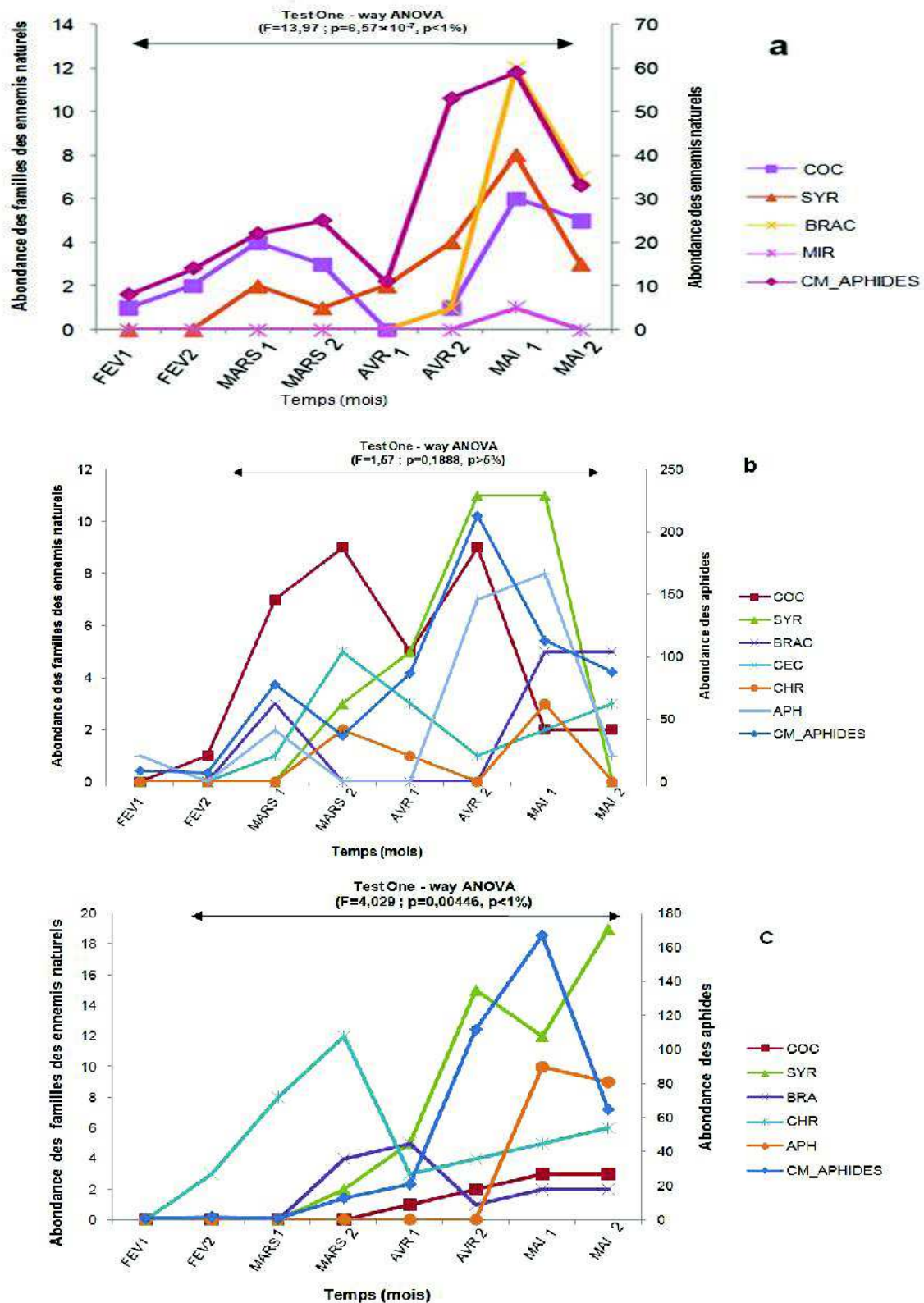
En effet, l'activité temporelle des vols des deux guildes à Blida (sublittoral) en 2014 et 2015 diffère de celle observée à Hadjeret Ennousse (littoral) en 2015. Puisque les courbes temporelles des vols des ennemis naturels et des aphides présentent une différence significative au sublittoral en 2014 ( $F=7,41$ ;  $p=0,01648$ ,  $p<5\%$ ) et en 2015 ( $F=7,23$ ;  $p=0,01762$ ,  $p<5\%$ ), alors qu'elles ne présentent pas de différence significative au littoral en 2015 ( $F=1,86$ ;  $p=0,19$ ,  $p>5\%$ ). De même, les résultats du Test Tukey montrent que les vols des aphides sont plus précoces et intenses que ceux des ennemis naturels au sublittoral en 2014 ( $p=0,01664$ ,  $p<5\%$ ) et 2015 ( $p=0,01777$ ,  $p<5\%$ ), par rapport à ceux observés au littoral qui sont moins précoces et semblables durant les mois de Février et Mars 2015 ( $p=0,853$ ,  $p>5\%$ ). Cependant, en Avril et Mai, les vols des aphides diffèrent de ceux des ennemis naturels au littoral ( $p=0,049$ ,  $p<5\%$ ).

### **1.3. Activité des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes dans le sublittoral et le littoral**

Les résultats du Test One-way ANOVA de l'analyse de l'activité temporelle des vols des guildes des aphides et de leurs prédateurs et parasitoïdes dans la région sublittorale en 2014 (Fig. 22a) et 2015 (Fig. 22b), et au littoral en 2015 (Fig. 22c) montrent qu'elle diffère selon les guildes, les familles, les années et les régions. En effet, l'activité temporelle des vols des trois guildes (aphides, prédateurs, parasitoïdes) présente une différence très hautement significative en 2014 ( $F=13,97$ ;  $p=6,57 \times 10^{-7}$ ,  $p<1\%$ ), et non significative en 2015 ( $F=1,57$ ;  $p=0,1888$ ,  $p>5\%$ ) dans le sublittoral, et une différence très significative ( $F=4,029$ ;  $p=0,00446$ ,  $p<1\%$ ) en 2015 au littoral. En effet, l'activité de vol des aphides est beaucoup plus précoce, mais moins intense en 2014 qu'en 2015 dans le sublittoral, par rapport à celle observée au littoral qui est également moins précoce, mais plus importante que celle du sublittoral en 2014. Les vols annuel et interannuel des aphides à Blida montrent la présence de deux pics en 2014 et 2015, et d'un seul pic au littoral en 2015.

L'activité de vol des prédateurs est plus marquée que celle des parasitoïdes, mais leur présence d'après les familles varie selon les années et les régions. Ainsi, l'activité des Coccinellidae qui après deux pics, est plus précoce en 2014 qu'en 2015 au sublittoral, par rapport à celle du littoral qui présente un seul pic, très tardif et beaucoup moins prononcé. L'activité des Syrphidae plus précoce en 2014 qu'en 2015 au sublittoral, est moins importante que celle du littoral.

Les rares vols des Chrysopidae s'observent en 2015 plus précocement dans le sublittoral que dans le littoral. Les vols des Miridae et des Cecidomyiidae peu marqués, ont lieu respectivement en 2014 et 2015 que dans le sublittoral. L'activité de vol des parasitoïdes s'observe durant les deux années, dans les deux régions. Cependant, en 2015 elle est représentée aussi bien au sublittoral qu'au littoral par des vols de parasites Braconidae (ne parasitent pas les aphides), mais également par des parasitoïdes Aphidiinae, spécifiques des aphides, dont l'activité est plus tardive au littoral qu'au sublittoral. Dans cette région, s'observent également en 2014 des vols tardifs de Braconidae (parasitoïdes non aphidiens).



**Figure 22 :** Activité des vols des guildes aphides, prédateurs et parasitoïdes dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).

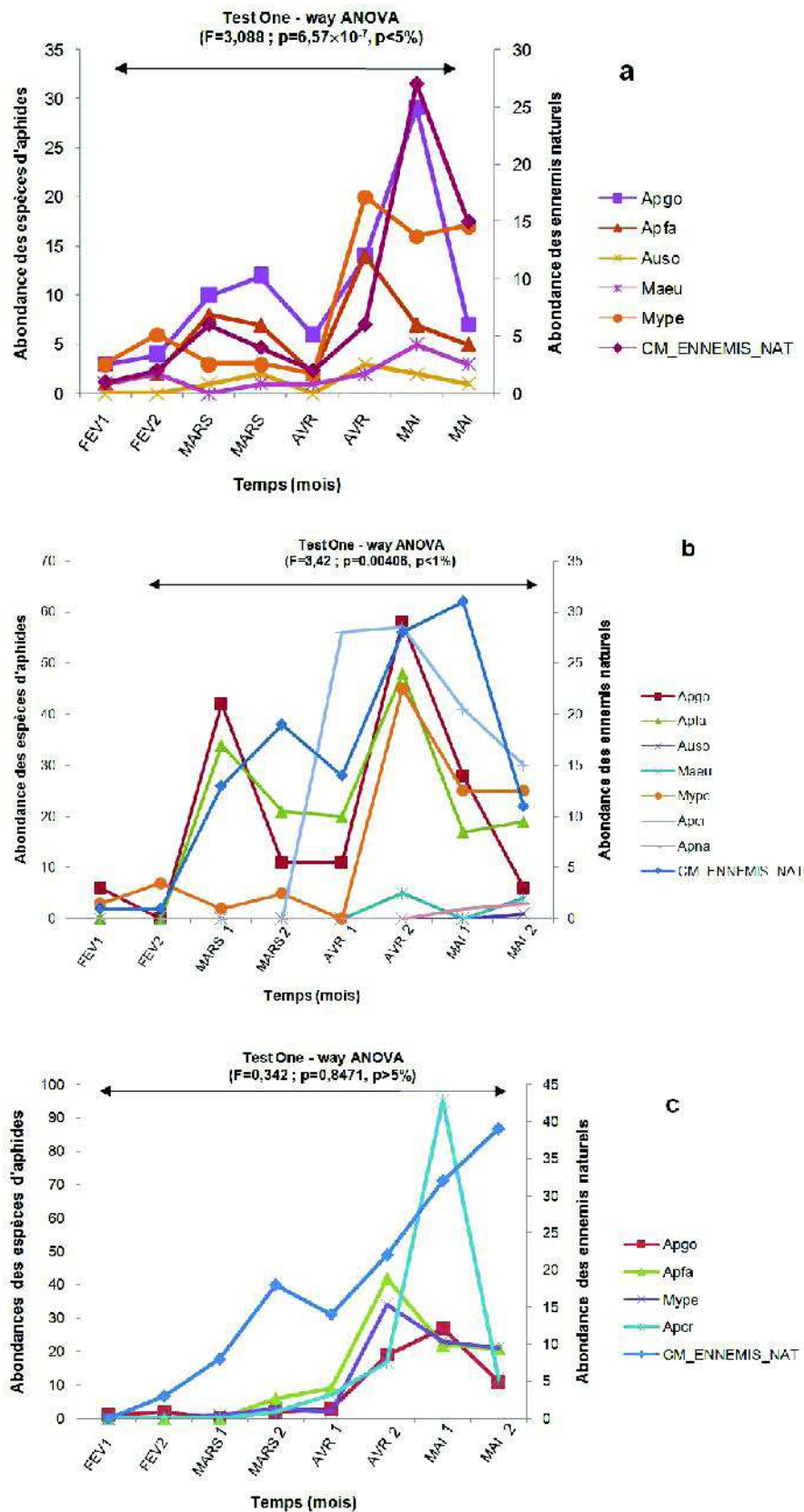
CM: Courbe moyenne; COC: Coccinellidae; SYR: Syrphidae; BRA: Braconidae; CHR: Chrysopidae; APH: Aphidiinae; CEC: Cecidomyiidae; MIR: Miridae.

#### 1.4. Activité des vols des espèces aphidiennes et de leurs ennemis naturels dans le sublittoral

Les résultats du Test One-way ANOVA de l'analyse de l'activité temporelle des vols des espèces aphidiennes et de leurs ennemis naturels au sublittoral en 2014 (Fig. 23a) et 2015 (Fig. 23b), et au littoral en 2015 (Fig. 23c) montrent qu'elle diffère selon les années et les régions.

En effet, l'activité temporelle des vols des aphides et de leurs ennemis naturels présente une différence très hautement significative en 2014 ( $F=3,088$ ;  $p=6,57 \times 10^{-7}$ ,  $p<5\%$ ), très significative en 2015 ( $F=3,42$ ;  $p=0,00406$ ,  $p<1\%$ ) au sublittoral, et une différence non significative ( $F=0,342$ ;  $p=0,8471$ ,  $p>1\%$ ) en 2015 au littoral. De même, la disponibilité et l'importance des vols des différentes espèces aphidiennes varie selon les années et les régions. Ils sont plus précoces au sublittoral qu'au littoral, région dans laquelle l'activité des ennemis naturels est plus précoce et marquée.

*Aulacorthum solani*, *Macrosiphum euphorbiae*, ne présentent pas d'ailés au littoral en 2015, alors qu'ils sont rares en 2014 et 2015 au sublittoral. Ce qui est également le cas d'*Aphis nasturtii* dont quelques individus ailés sont capturés au sublittoral en 2015. Les autres espèces présentent des vols dans les deux régions, mais dont la fréquence et l'intensité varient selon les espèces. Ainsi, en 2015 dans les deux régions, *Aphis craccivora* présente un pic de vol tardif, mais le plus marqué, comparé à ceux de toutes les autres espèces. De même, *Aphis gossypii* présente dans les deux régions, expose deux pics de production d'ailés en 2014 et 2015 au sublittoral et un seul beaucoup moins prononcé au littoral. *Aphis fabae* et *Myzus persicae* présentes dans les deux régions, arborent en 2014 et 2015 au sublittoral deux pics de production d'ailés, par rapport au littoral, où elles ne développent qu'un seul pic tardif.



**Figure 23 :** Activité des vols des espèces aphidiennes et de leurs ennemis naturels dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).

CM: Courbe moyenne; Apcr: *Aphis craccivora*; Apgo: *Aphis gossypii*; Apfa: *Aphis fabae*; Apna: *Aphis nasturtii*; Auso: *Aulacorthum solani*; Maeu: *Macrosiphum euphorbiae*; Mype: *Myzus persicae*.

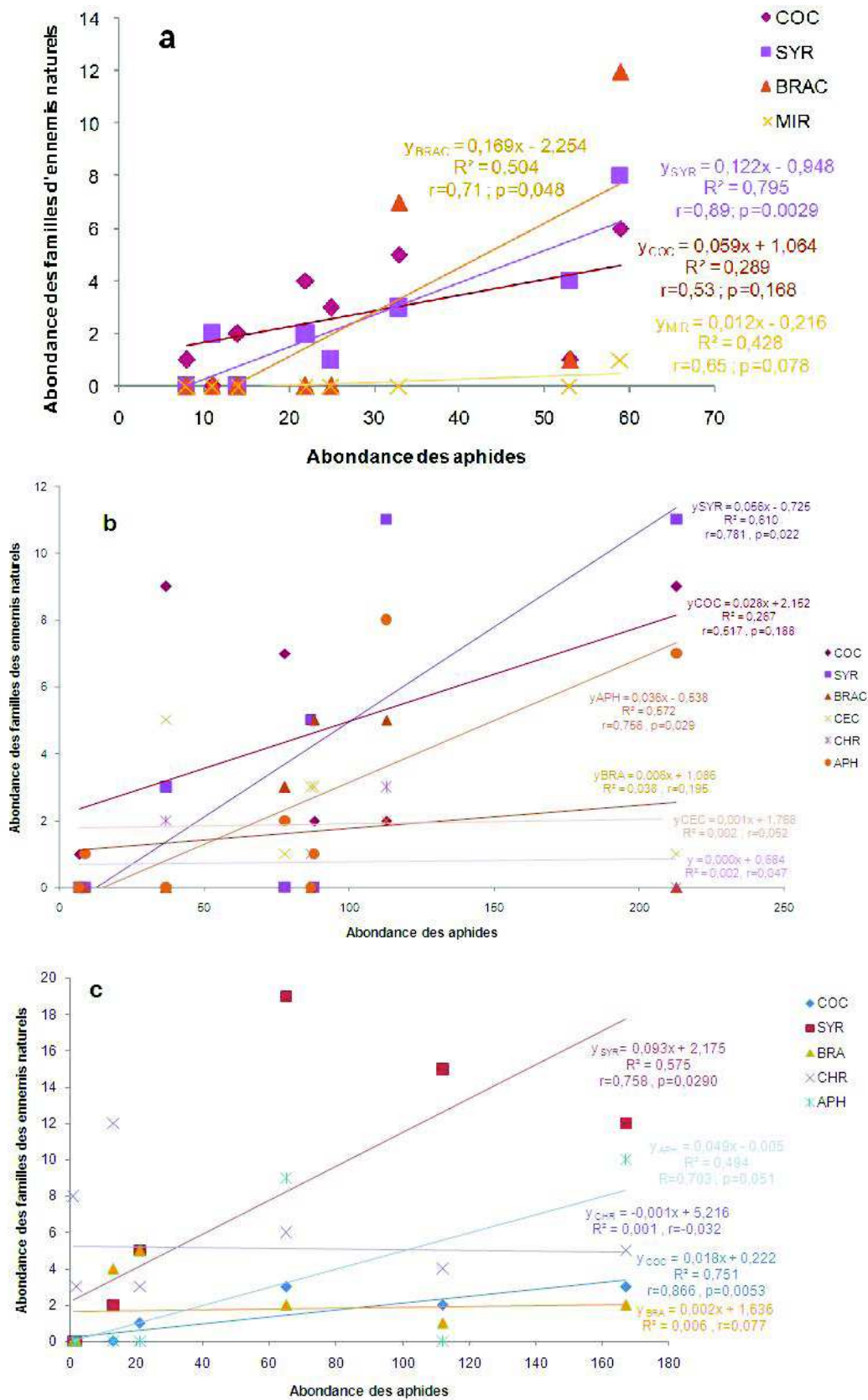
### **1.5. Activité comparée des vols des guildes prédateurs et parasitoïdes avec la disponibilité des proies et hôtes.**

Les résultats de l'analyse de l'évolution comparée des vols des guildes prédateurs et parasitoïdes en fonction de la disponibilité des proies et hôtes dans une culture de tomate dans les régions du sublittoral en 2014, 2015 et du littoral en 2015, reportés sur les figures respectives Fig. 24a, Fig.24b et Fig. 24c , montrent d'après la tendance des coefficients de corrélation de Pearson des droites de régression, qu'il existe une corrélation positive entre l'évolution temporelle de la disponibilité des proies et hôtes, de plus en plus marquée ou croissante avec la présence des prédateurs Syrphidae ( $r=0,89$ ;  $p=0,0029$ ), des parasites Braconidae ( $r=0,71$ ;  $p=0,048$ ), qu'avec les prédateurs Miridae ( $r=0,69$ ;  $p=0,078$ ) et Coccinellidae ( $r=0,53$ ;  $p=0,168$ ), en 2014 dans le sublittoral. Alors qu'en 2015, dans la même région ce sont les Syrphidae ( $r=0,781$ ;  $p=0,0022$ ), les Aphidiinae ( $r=0,756$ ;  $p=0,029$ ) et les Coccinellidae ( $r=0,517$ ;  $p=0,118$ ) qui sont corrélés positivement avec l'augmentation des proies et hôtes, par rapport aux prédateurs Chrysopidae ( $r=0,047$ ), Cecidomyiidae ( $r=0,052$ ) et les parasites Braconidae ( $r=0,195$ ), qui ne présentent pas de corrélation. Par contre, en 2015 dans la région du littoral, se sont les Coccinellidae ( $r=0,866$ ;  $p=0,0053$ ) qui sont les plus corrélés positivement avec la disponibilité des proies comparés aux Syrphidae ( $r=0,758$ ;  $p=0,0290$ ) et aux parasitoïdes Aphidiinae ( $r=0,703$ ;  $p=0,051$ ). Les Chrysopidae ( $r=0,032$ ) et les Braconidae ( $r=0,077$ ) ne présentent pas de corrélation.

### **1.6. Pyramide des cascades trophiques dans les cultures de tomate dans les régions du littoral et sublittoral**

Les résultats des interactions trophiques dans la chaîne alimentaire, représentée par les espèces aphidiennes, les prédateurs, les parasites, les parasitoïdes et les hyperparasites dans la culture de tomate dans les régions de Blida en 2014, 2015 (sublittoral) et Hadjeret Ennousse en 2015 (littoral) décrites dans les figures (25a), (25b) et (25c), montrent un enchaînement linéaire d'organismes qui se consomment successivement, formant des niveaux trophiques typiquement distingués constitués par des consommateurs primaires, les phytophages et des consommateurs d'ordres supérieurs, représentés par des consommateurs secondaires, les prédateurs, les parasites et les parasitoïdes et des consommateurs tertiaires, les hyperparasites.

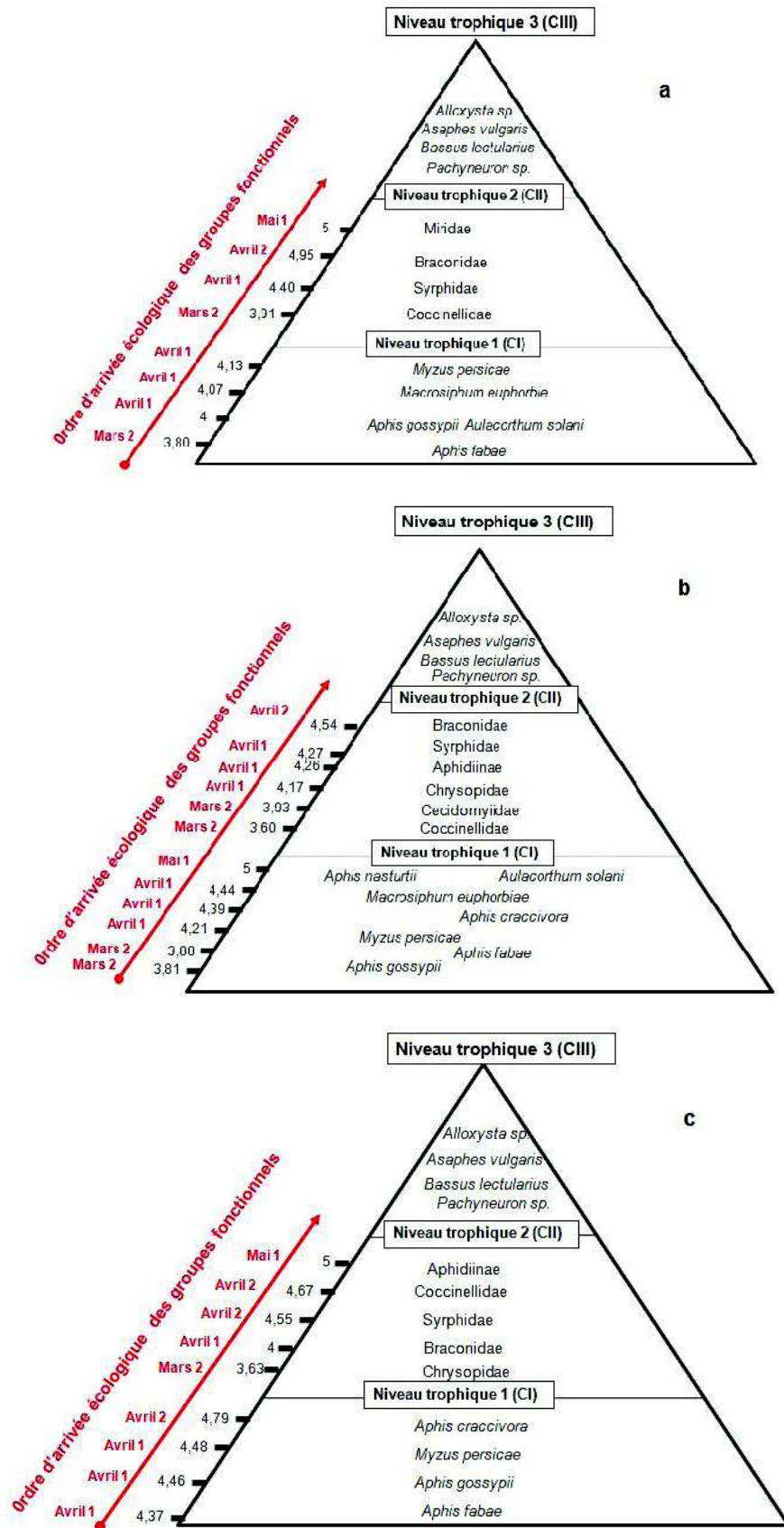
Les résultats montrent que la disponibilité et l'ordre d'arrivée temporelle des composants des groupes fonctionnels des trois niveaux trophiques varient en fonction des années et des régions. Le niveau des phytophages est représenté dans la région du sublittoral en 2014 par cinq espèces, *Aphis fabae*, *A. gossypii*, *Aulacortum solani*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*. En 2015, deux autres espèces apparaissent, *A. craccivora* et *A. nasturtii*. Par contre, au littoral en 2015, ce niveau est représenté par quatre espèces, *A. fabae*, *A. craccivora*, *A. gossypii* et *M. persicae*, parmi celles qui sont signalées durant la même année au sublittoral.



**Figure 24** : Activité comparée des vols des guildes prédateurs et parasitoïdes avec la disponibilité des proies et hôtes dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c).

COC: Coccinellidae; SYR: Syrphidae; BRA: Braconidae;  
 CHR: Chrysopidae; APH: Aphidiinae; CEC: Cecidomyiidae; MIR: Miridae.





**Figure 25:** Pyramide des cascades trophiques dans le sublittoral 2014 (a), 2015 (b) et le littoral en 2015 (c). (4,48: mi-Avril; 5: Début Mai)

Le niveau des consommateurs secondaires représenté en 2015 dans la région du sublittoral, par des prédateurs Coccinellidae, Cecidomyiidae, Chrysopidae, Syrphidae, que par des parasites Braconidae et des parasitoïdes Aphidiinae, parmi lequel en 2014, ne figurent pas les Cecidomyiidae, les Chrysopidae et les Aphidiinae. Par contre, dans le niveau des consommateurs secondaires du littoral 2015, ne figurent ni les Cecidomyiidae, ni les Miridae.

Le troisième niveau trophique est représenté communément dans les deux régions, par des hyperparasites, dont trois parasites des parasitoïdes Aphidiinae, *Alloxysta* sp., *Asaphes vulgaris* et *Pachyneuron* sp., et par un parasite larvaire et pupal des Syrphidae, *Diplazon (Bassus) laetatorius*.

L'ordre d'arrivée, ainsi que les composants de chacun des groupes fonctionnels des deux premiers niveaux trophiques varient en fonction des lieux et des années. Ainsi, parmi les phytophages, les vols des aphides ailés commencent à la fin du mois de Mars en 2014 et 2015 dans la culture, et s'étalent jusqu'à la mi Avril en 2014, et le début du mois de Mai en 2015 dans le sublittoral, par rapport à ceux du littoral qui sont plus tardifs et ne commencent que vers la mi Avril et s'étalent jusqu'à la fin de ce mois. Par contre, l'arrivée des groupes fonctionnels du niveau trophique des consommateurs secondaires a lieu durant la même période (fin Mars) dans les deux régions en 2014 et 2015, et se prolonge jusqu'à la fin Avril dans le sublittoral en 2015, et au début du mois de Mai en 2015 dans le sublittoral et le littoral. L'étude comparée de l'ordre d'arrivée des phytophages et des consommateurs secondaires au niveau de chaque région et par année, laisse apparaître qu'en 2014 au sublittoral, *A. fabae* arrive plus précocement que ses prédateurs Coccinellidae, qui sont suivis par les aphides, *A. gossypii*, *A. solani*, *M. euphorbiae* et *M. persicae*, et par les prédateurs Syrphidae, Miridae et les parasites Braconidae. Par contre, en 2015, dans la même région, c'est les prédateurs Coccinellidae qui sont les plus précoces, suivis par les phytophages *A. gossypii* et *A. fabae*, alors que *M. persicae* apparaît plus tardivement que les prédateurs Cecidomyiidae et Chrysopidae, qui sont suivis par les parasitoïdes Aphidiinae, les prédateurs Syrphidae. Les phytophages *M. euphorbiae*, *A. nasturtii* et *A. craccivora* n'apparaissent qu'en dernier, suivi par les parasites Braconidae. Alors qu'en 2015, au littoral, les prédateurs Chrysopidae, les parasites Braconidae apparaissent avant les pucerons *A. fabae*, *A. gossypii* et *M. persicae*. Ce n'est que par la suite qu'apparaissent, les prédateurs Syrphidae et Coccinellidae, avant l'apparition du puceron *A. craccivora*. Les parasitoïdes Aphidiinae sont les derniers à apparaître, au début du mois de Mai.

L'étude comparée de l'ordre d'arrivée des différents groupes fonctionnels entre les régions et les années laisse apparaître que les Coccinellidae (sublittoral, 2014, 2015), les Cecidomyiidae (sublittoral, 2015) et les Chrysopidae (littoral, 2015) sont plus les précoces (mi Mars), par rapport à l'apparition de leurs proies, dont les plus précoces sont *A. fabae* et *A. gossypii* qui apparaissent à la fin Mars, suivies au début avril, par *A. solani*, *M. euphorbiae* et *M. persicae* dans le sublittoral (2014), et de la présence plus tardive, à la mi avril de *M. euphorbiae*, *A. craccivora* et des Syrphidae dans le sublittoral (2014, 2015), des Aphidiinae au sublittoral (2015), des Coccinellidae et d'*A. gossypii*, *M. persicae*, au littoral (2015). Les plus tardifs (fin Avril) sont les Braconidae (sublittoral 2014, 2015), ainsi que les Aphidiinae (début Mai) au

littoral, (2015) et les Miridae dont la présence tardive n'est signalée qu'au début du mois de Mai 2014 dans la région du sublittoral. Deux phytophages apparaissent également en cette période tardive (début Mai), *A.nasturtii* et *A. craccivora* au sublittoral en 2015, et *A. craccivora* (fin Avril) au littoral en 2015.

## 2. Verger multivariétal

### 2.1. Activités comparées des vols des guildes aphides et Coccinelles prédatrices

Les résultats de l'activité de vol saisonnière comparée des aphides et de leurs prédateurs Coccinellidae dans le verger multivariétal à Agrumes (tableau 14a), noyaux (tableau 14b) et pépins (tableau 14c) montrent que la disponibilité du guildes des aphides varie selon le type de verger, alors que celui des Coccinellidae prédateurs est représenté par 9 espèces (*Coccinella algerica*, *Hippodamia variegata*, *Nephus* sp., *Pullus impexus*, *Pullus subvillosus*, *Scymnus apetzi*, *Scymnus frontalis*, *Scymnus marginalis* et *Scymnus* sp.). Les aphides de ce milieu agricole sont représentés par des espèces polyphages et intermédiaires parmi celles qui se développent sur les arbres fruitiers et les plantes spontanées, et par 6 espèces (*Aphis umbrella*, *Brevicoryne brassicae*, *Capitophorus horni*, *Hyperomyzus lactucae*, *Dactynocus (Uroleucon) sonchi* et *Therioaphis riehmi*) parmi les oligophages et les monophages qui peuvent coloniser les plantes cultivées et/ou les plantes spontanées. Le verger d'Agrumes abrite 12 espèces, parmi lesquelles 6 espèces (*Aphis spiraecola*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* et *Toxoptera aurantii*) sont recensées sur le genre Citrus. Le verger des Rosacées à noyaux est représenté par 13 espèces de pucerons par rapport à celui à pépins qui n'abrite que 11 espèces, parmi lesquelles 6 espèces (*A. fabae*, *A. gossypii*, *Brachycaudus helichrysi*, *B. prunicola*, *Hyalopterus pruni*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*) sont connues sur le genre Prunus, 4 espèces (*A. fabae*, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*) sur les genres Malus et Pyrus et une espèce sur le genre Punica (*A. punicae*).

L'étude du statut écologique des aphides du verger montre qu'*A. gossypii* est la seule espèce polyphage omniprésente sur les Citrus, Malus et Pyrus. Les autres espèces parmi les polyphages, les intermédiaires, les oligophages dont les plantes hôtes peuvent être les arbres fruitiers et les plantes spontanées dont la présence est régulière sont *A. spiraecola*, *A. fabae*, *H. pruni*, *M. euphorbiae* et *M. persicae*, alors que *T.aurantii* et *B. helichrysi* sont accessoires. Les espèces monophages accessoires sont *B. prunicola* (Prunus) et *A. punica* (Punica). Les autres aphides du verger *B. brassicae*, *H. lactucae* et *D. (Uroleucon) sonchi* sont à présence régulière, *A. umbrella*, *C. horni* et *T. riehmi* sont accessoires sur les plantes spontanées.

La guildes des Coccinellidae aphidiphages du verger est représentée par des espèces à présence régulière (*Pullus subvillosus* et *Scymnus apetzi*) et des espèces accessoires (*Coccinella algerica*, *Hippodamia variegata*, *Nephus* sp., *Pullus impexus*, *Scymnus frontalis*, *S. marginalis* et *S. sp.*).

**Tableau 14a:** Statut écologique de l'activité des vols du complexe au niveau des agrumes

	dec.	jan.	fev.	mars	avr.	mai	juin	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
<i>A. citr</i>	0	0	0	4	8	50	4	66	4,82	57,14	Régulière
<i>A. fab</i>	0	0	0	14	20	43	1	78	5,69	57,14	Régulière
<i>A. gos</i>	1	1	1	14	33	216	27	293	21,39	100,00	Omniprésente
<i>M. eup</i>	0	0	0	6	21	18	5	50	3,65	57,14	Régulière
<i>M. per</i>	1	0	0	12	18	26	10	67	4,89	71,43	Régulière
<i>T. aur</i>	0	0	0	1	4	0	0	5	0,36	28,57	Accessoire
<i>A. umb</i>	0	0	0	0	2	11	0	13	0,95	28,57	Accessoire
<i>B. bra</i>	0	0	8	52	61	338	29	488	35,62	71,43	Régulière
<i>C. the</i>	0	1	0	0	1	0	0	2	0,15	28,57	Accessoire
<i>D. son</i>	0	0	0	4	28	83	22	137	10,00	57,14	Régulière
<i>H. lac</i>	0	0	0	3	6	3	1	13	0,95	57,14	Régulière
<i>T. rie</i>	0	0	0	0	0	34	4	38	2,77	28,57	Accessoire
<i>Co. alge</i>	0	0	0	3	7	8	0	18	1,31	42,86	Accessoire
<i>H. varie</i>	0	0	0	3	4	3	0	10	0,73	42,86	Accessoire
<i>N. sp</i>	0	0	0	0	3	2	4	9	0,66	42,86	Accessoire
<i>P. impex</i>	0	0	0	0	3	0	2	5	0,36	28,57	Accessoire
<i>S. subvi</i>	0	0	0	6	7	3	2	18	1,31	57,14	Régulière
<i>S. apt</i>	0	0	0	6	7	3	26	42	3,07	57,14	Régulière
<i>S. front</i>	0	0	0	0	3	4	0	7	0,51	28,57	Accessoire
<i>S. margi</i>	0	0	0	0	4	3	0	7	0,51	28,57	Accessoire
<i>S. sp</i>	0	0	0	0	3	0	1	4	0,29	28,57	Accessoire

A.pun: *Aphis punicae*, B.pru: *Brachycaudus prunicola*, H.pru: *Hyalopterus pruni*, D.pla: *Dysaphis plantaginea*, A.gos: *Aphis gossypii*, A. citr: *Aphis spiraeicola*, A.fab: *Aphis fabae*, T.aur: *Toxoptera aurantii*, B.hel: *Brachycaudus helichrysi*, M.per: *Myzus persicae*, B.bra: *Brevicoryne brassicae*, H.lac: *Hyperomyzus lactucae*, M.eup: *Macrosiphum euphorbiae*, A.umb: *Aphis umbrella*, T.rie: *Therioaphis riehi*, D.son: *Dactynotus (Uroleucon) sonchi*, C.the: *Capitophorus horni*, Co.alge: *Coccinella algerica*, H.varie: *Hippodamia variegata*, N.eph: *Nephus* sp., P.impex: *Pullus impexus*, S.subvi: *Scymnus subvillosus*, S.apt: *Scymnus apetzi*, S.front: *Scymnus frontalis*, S.margi: *Scymnus marginalis*, Scy.sp.: *Scymnus* sp., F%: fréquence; C%: constance.

**Tableau 14b:** Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe au niveau des arbres fruitiers à noyaux

	dec.	jan.	fev.	mars	avr.	mai	juin	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
<i>A.fab</i>	0	0	0	14	20	43	1	78	5,74	57,14	Régulière
<i>A.gos</i>	1	1	1	14	33	216	27	293	21,54	100,00	Omniprésente
<i>B.hel</i>	1	0	0	0	9	0	0	10	0,74	28,57	Accessoire
<i>B.pru</i>	0	0	0	2	11	8	5	26	1,91	57,14	Régulière
<i>H.pru</i>	1	1	0	7	16	0	0	25	1,84	57,14	Régulière
<i>M.eup</i>	0	0	0	6	21	18	5	50	0,37	57,14	Régulière
<i>M.per</i>	1	0	0	12	18	26	10	67	4,93	71,43	Régulière
<i>A.umb</i>	0	0	0	0	2	11	0	13	0,96	28,57	Accessoire
<i>B.bra</i>	0	0	8	52	61	338	29	488	35,88	71,43	Régulière
<i>C.the</i>	0	1	0	0	1	0	0	2	0,15	28,57	Accessoire
<i>D.son</i>	0	0	0	4	28	83	22	137	8,40	57,14	Régulière
<i>H.lac</i>	0	0	0	3	6	3	1	13	0,96	57,14	Régulière
<i>T.rie</i>	0	0	0	0	0	34	4	38	10,56	28,57	Accessoire
<i>Co.alge</i>	0	0	0	3	7	8	0	18	1,32	42,86	Accessoire
<i>H.varie</i>	0	0	0	3	4	3	0	10	0,74	42,86	Accessoire
<i>N.sp</i>	0	0	0	0	3	2	4	9	0,66	42,86	Accessoire
<i>P.impex</i>	0	0	0	0	3	0	2	5	0,37	28,57	Accessoire
<i>S.subvi</i>	0	0	0	6	7	3	2	18	1,32	57,14	Régulière
<i>S.apet</i>	0	0	0	6	7	3	26	42	1,32	57,14	Régulière
<i>S.front</i>	0	0	0	0	3	4	0	7	0,51	28,57	Accessoire
<i>S.margi</i>	0	0	0	0	4	3	0	7	0,51	28,57	Accessoire
<i>S.sp</i>	0	0	0	0	3	0	1	4	0,29	28,57	Accessoire

*A.pun*: *Aphis punicae* , *B.pru*: *Brachycaudus prunicola* , *H.pru*: *Hyalopterus pruni*, *D.pla*: *Dysaphis plantaginea*, *A.gos*: *Aphis gossypii*, *A. citr*: *Aphis spiraecola*, *A.fab*: *Aphis fabae*, *T.aur*: *Toxoptera aurantii*, *B.hel*: *Brachycaudus helichrysi*, *M.per*: *Myzus persicae* *B.bra*: *Brevicoryne brassicae* , *H.lac*: *Hyperomyzus lactucae*, *M.eup*: *Macrosiphum euphorbiae*, *A.umb*: *Aphis umbrellae*, *T.rie*: *Therioaphis riehi* , *D.son*: *Dactynotus (Uroleucon) sonchi*, *C.the*: *Capitophorus horni*, *Co.alge*: *Coccinella algerica*, *H.varie*: *Hippodamia variegata*, *N.eph*: *Nephus* sp., *P.impex*: *Pullus impexus*, *S.subvi*: *Scymnus subvillosus*, *S.apet*: *Scymnus apeti*, *S.front*: *Scymnus frontalis*, *S.margi*: *Scymnus marginalis*, *Scy.sp.*: *Scymnus* sp., F%: fréquence; C%: constance.

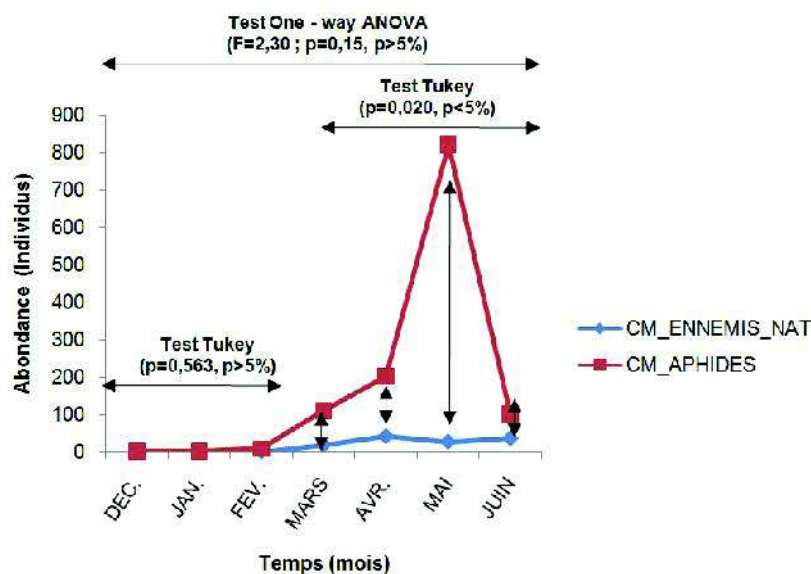
**Tableau 14c:** Statut écologique de l'activité annuelle des vols du complexe au niveau des arbres fruitiers à pépins

	dec.	jan.	fev.	mars	avr.	mai	juin	Effectif total	F%	C%	Statut écologique
<i>A.fab</i>	0	0	0	14	20	43	1	78	5,84	57,14	Régulière
<i>A.gos</i>	1	1	1	14	33	216	27	293	21,93	100,00	Omniprésente
<i>A.pun</i>	0	0	0	0	4	29	4	37	2,77	42,86	Accessoire
<i>M.eup</i>	0	0	0	6	21	18	5	50	3,74	57,14	Régulière
<i>M.per</i>	1	0	0	12	18	26	10	67	5,01	71,43	Régulière
<i>A.umb</i>	0	0	0	0	2	11	0	13	0,97	28,57	Accessoire
<i>B.bra</i>	0	0	8	52	61	338	29	488	36,53	71,43	Régulière
<i>C.the</i>	0	1	0	0	1	0	0	2	0,15	28,57	Accessoire
<i>D.son</i>	0	0	0	4	28	83	22	137	10,25	57,14	Régulière
<i>H.lac</i>	0	0	0	3	6	3	1	13	0,97	57,14	Régulière
<i>T.rie</i>	0	0	0	0	0	34	4	38	2,84	28,57	Accessoire
<i>Co.alge</i>	0	0	0	3	7	8	0	18	1,35	42,86	Accessoire
<i>H.varie</i>	0	0	0	3	4	3	0	10	0,75	42,86	Accessoire
<i>N.sp</i>	0	0	0	0	3	2	4	9	0,67	42,86	Accessoire
<i>P.impex</i>	0	0	0	0	3	0	2	5	0,37	28,57	Accessoire
<i>S.subvi</i>	0	0	0	6	7	3	2	18	1,35	57,14	Régulière
<i>S.apt</i>	0	0	0	6	7	3	26	42	3,14	57,14	Régulière
<i>S.front</i>	0	0	0	0	3	4	0	7	0,52	28,57	Accessoire
<i>S.margi</i>	0	0	0	0	4	3	0	7	0,52	28,57	Accessoire
<i>S.sp</i>	0	0	0	0	3	0	1	4	0,30	28,57	Accessoire

*A.pun*: *Aphis punicae*, *B.pru*: *Brachycaudus prunicola*, *H.pru*: *Hyalopterus pruni*, *D.pla*: *Dysaphis plantaginea*, *A.gos*: *Aphis gossypii*, *A.citr*: *Aphis spiraecola*, *A.fab*: *Aphis fabae*, *T.aur*: *Toxoptera aurantii*, *B.hel*: *Brachycaudus helichrysi*, *M.per*: *Myzus persicae*, *B.bra*: *Brevicoryne brassicae*, *H.lac*: *Hyperomyzus lactucae*, *M.eup*: *Macrosiphum euphorbiae*, *A.umb*: *Aphis umbrellae*, *T.rie*: *Therioaphis riehmii*, *D.son*: *Dactynotus (Uroleucon) sonchi*, *C.the*: *Capitophorus horni*, *Co.alge*: *Coccinella algerica*, *H.varie*: *Hippodamia variegata*, *N.eph*: *Nephus* sp., *P.impex*: *Pullus impexus*, *S.subvi*: *Scymnus subvillosus*, *S.apt*: *Scymnus apetzi*, *S.front*: *Scymnus frontalis*, *S.margi*: *Scymnus marginalis*, *Scy.sp*: *Scymnus* sp., F%: fréquence; C%: constance.

## 2.2. Activité de vol des aphides et des prédateurs

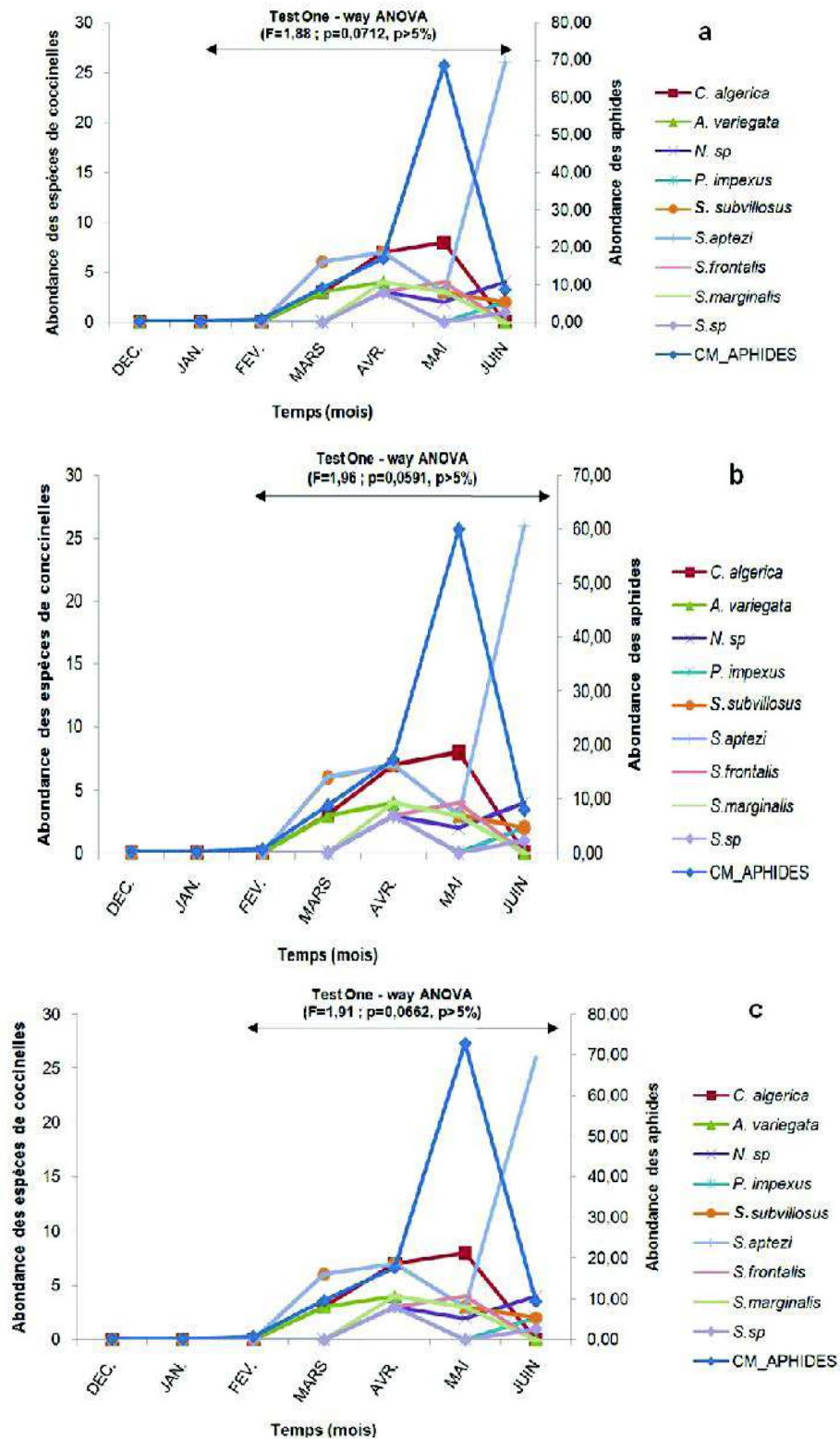
Les résultats du Test One-way ANOVA montrent que l'activité temporelle des vols des aphides et des prédateurs (Fig. 26) ne présentent pas de différence significative ( $F=2,30$ ;  $p=0,15$ ,  $p>5\%$ ), alors que les résultats du Test Tukey montrent que les vols des deux guildes sont tardifs, et ceux des aphides sont plus importants que ceux des prédateurs ( $p=0,020$ ,  $p<5\%$ ).



**Figure 26** : Activité de vol des aphides et des prédateurs  
CM: courbe moyenne des vols

## 2.3. Activité des vols des aphides et des espèces prédatrices Coccinellidae

Les résultats du Test One-way ANOVA de l'activité de vol des aphides et des espèces prédatrices Coccinellidae des vergers de Citrus, Prunus, Malus et Pyrus représentés respectivement sur les figures 27a, 27b et 27c, montrent qu'il n'existe pas de différence entre les périodes de vols des deux guildes (a:  $p=0,0712$ ,  $p>5\%$ ; b:  $p=0,0591$ ,  $p>5\%$ ; c:  $p=0,0662$ ,  $p>5\%$ ). L'activité de vol des prédateurs Coccinellidae a lieu durant les mêmes périodes que celles des aphides. Cependant, nous remarquons que les vols de la guildes des phytophages est plus importante que ceux de la guildes des espèces prédatrices Coccinellidae, parmi lesquelles *Scymnus aptezi* est l'espèce dont l'activité de vol est permanente et importante.



**Figure 27 :** Activité des vols des aphides et des espèces prédatrices Coccinellidae en verger multivariétal

CM: courbe moyenne des vols, a: Citrus; b: Prunus et c: Malus et Pyrus; *C. algerica*: *Coccinella algerica*; *A. variegata*: *Adonia variegata*; *N. sp*: *Nephus sp.*; *P. impexus*: *Pullus impexus*, *S. subvillosus*: *Scymnus subvillosus*, *S. aptezi*: *Scymnus aptezi*, *S. frontalis*: *Scymnus frontalis*, *S. marginalis*: *Scymnus marginalis*, *S.sp.*: *Scymnus sp.*

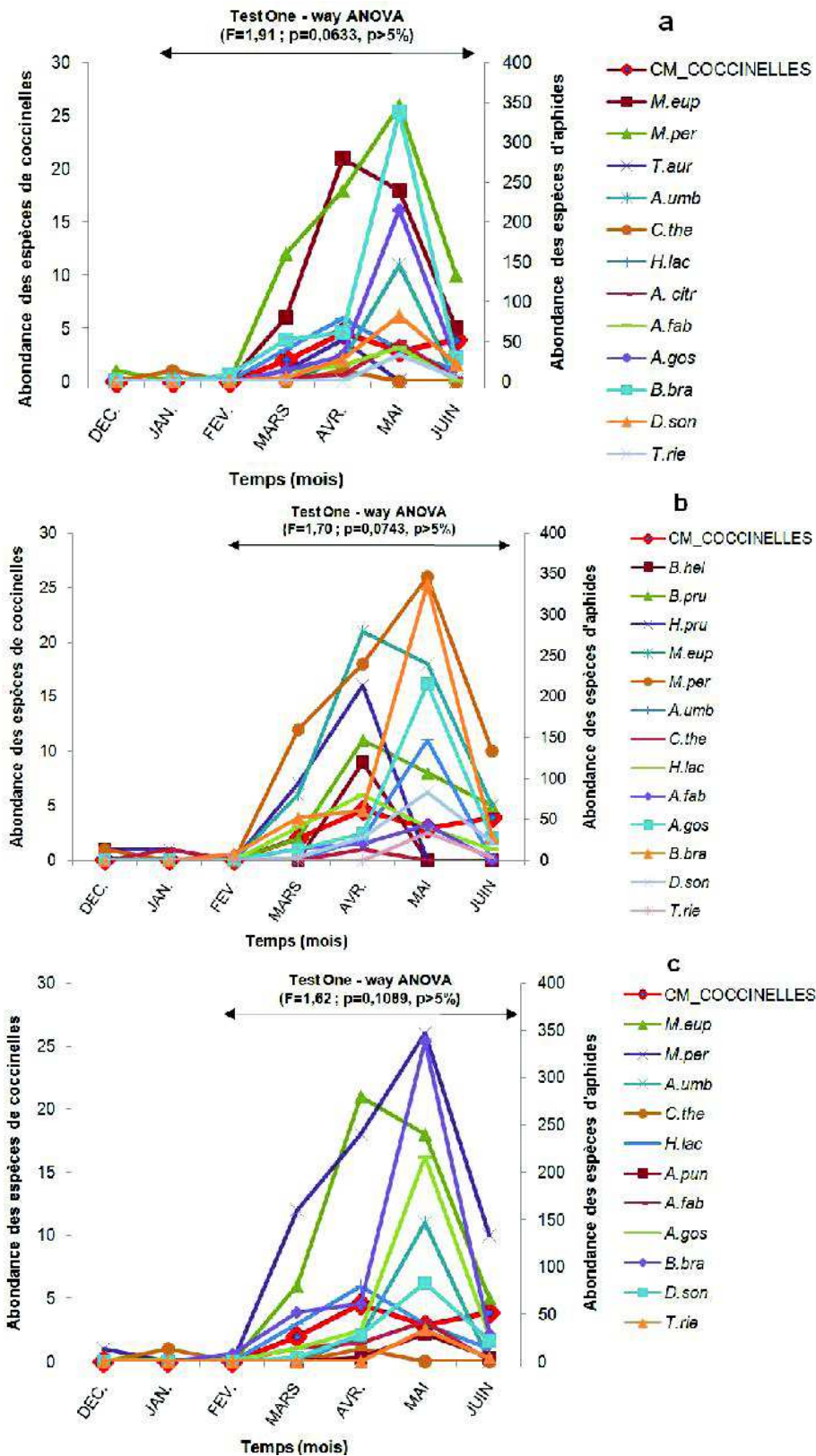


#### **2.4. Activité de vol des espèces aphidiennes et de la guildes des prédateurs Coccinellidae**

Les résultats du Test One-way ANOVA de l'activité de vol des espèces aphidiennes et de la guildes des prédateurs Coccinellidae des vergers de Citrus, Prunus, Malus et Pyrus représentés respectivement sur les figures 28a, 28b et 28c, montrent qu'il n'existe pas de différence entre les périodes de vols des deux guildes (a:  $p=0,0633$ ,  $p>5\%$ ; b:  $p=0,0743$ ,  $p>5\%$ ; c:  $p=0,1089$ ,  $P>5\%$ ). Mais, il apparaît en général que les vols des espèces aphidiennes des vergers des genres Citrus, Prunus, Malus et Pyrus sont plus marqués que ceux des Coccinellidae, en particulier pour les espèces polyphages *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae* et à un degré moindre *A.gossypii*. Les espèces *Brevicoryne brassicae* (oligophage sur plantes herbacées), *Hyalopterus pruni* (intermédiaires sur Prunus et Phragmites) et *Aphis umbrella* (monophage sur plantes herbacées) présentent des vols intenses, mais moins importants que ceux des espèces polyphages déjà citées. Toutes les autres espèces ne produisent que peu d'individus ailés.

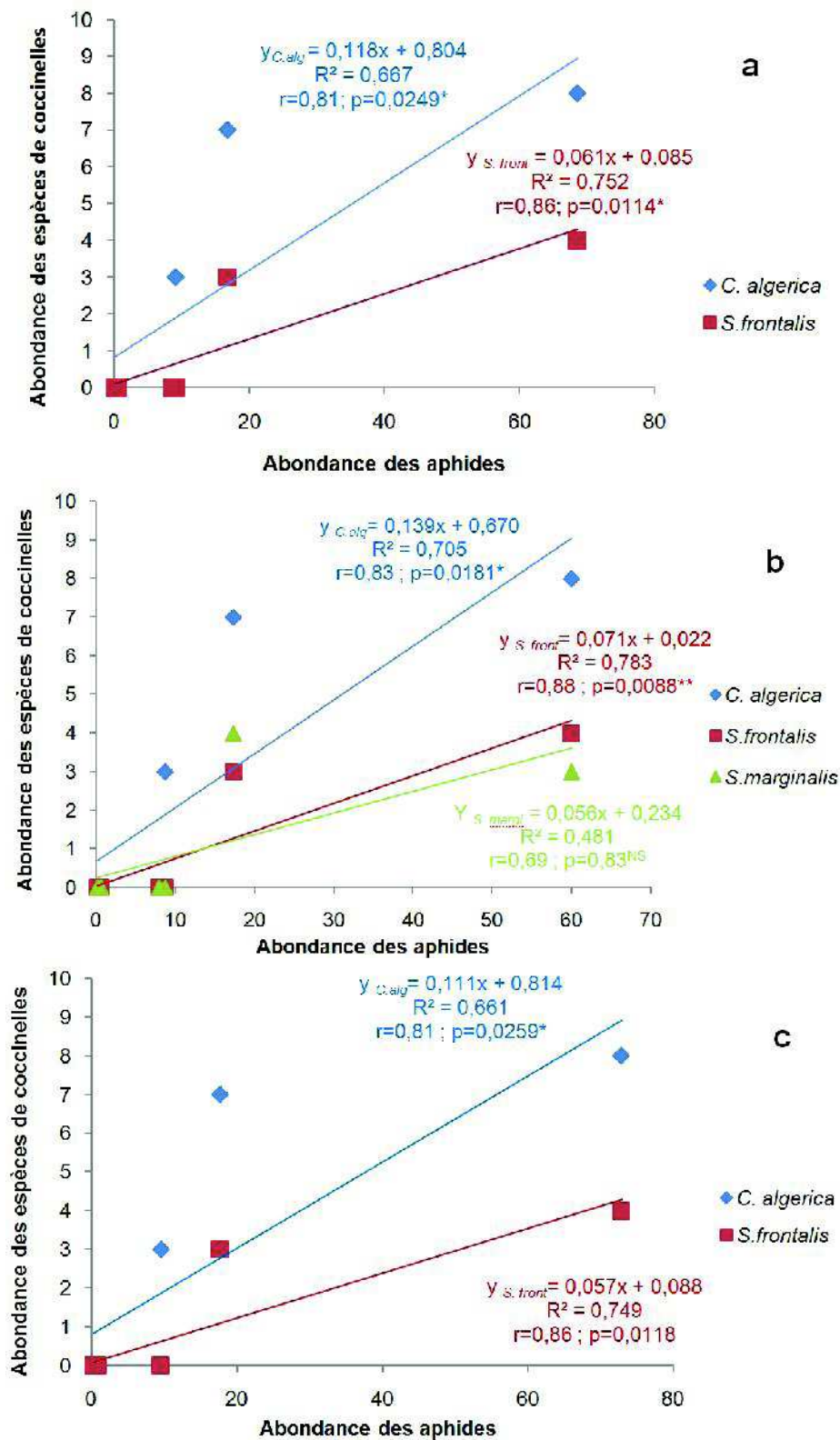
#### **2.5. Activité comparée des vols de la guildes prédateurs avec la disponibilité des proies.**

Les résultats de l'analyse de l'activité comparée des vols de la guildes des prédateurs Coccinellidae avec la disponibilité des proies dans le verger multivariétal de Citrus, Prunus, Malus et Pyrus, reportés sur les figures respectives Fig. 29a, Fig. 29 b et Fig. 29 c , montrent d'après la tendance des coefficients de corrélation de Pearson des droites de régression, qu'il existe une corrélation positive entre l'évolution temporelle de la disponibilité des proies, de plus en plus marquée ou croissante avec la présence des espèces prédatrices *Coccinella algerica* {(a:  $r=0,81$ ;  $p=0.0249$ ); (b:  $r=0,83$ ;  $p=0.0181$ ); (c:  $r=0,81$ ;  $p=0,0259$ )} et *Scymnus frontalis* {(a:  $r=0,86$ ;  $p=0.0114$ ); (b:  $r=0,88$ ;  $p=0.0088$ ); (c:  $r=0,86$ ;  $p=0,0118$ )} dans les vergers de Citrus (a), Prunus (b), et Malus et Pyrus (c). *Scymnus marginalis* présente une corrélation marginale ( $r=0,69$ ;  $p=0,83$ ) dans le verger de Prunus (b). L'activité de tous les autres prédateurs Coccinellidae ne présentent aucune corrélation avec l'activité de vol des aphides.



**Figure 28:** Activité de vol des espèces aphidiennes et de la guildes des prédateurs Coccinellidae

a: Citrus; b: Prunus et c: Malus et Pyrus; CM: courbe moyenne des vols, a: Citrus; b: Prunus et c: Malus et Pyrus; A.pun : *Aphis punicae* , B.pru : *Brachycaudus prunicola* , H.pru : *Hyalopterus pruni*, D.pla: *Dysaphis plantaginea*, A.gos: *Aphis gossypii*, A. citr : *Aphis spiraecola*, A.fab: *Aphis fabae*, T.aur: *Toxoptera aurantii*, B.hel : *Brachycaudus helichrysi*, M.per: *Myzus persicae* B.bra: *Brevicoryne brassicae* , H.lac: *Hyperomyzus lactucae*, M.eup: *Macrosiphum euphorbiae*, A.umb: *Aphis umbrella*, T.rie: *Therioaphis riehi* , D.son: *Dactynocus (Uroleucon) sonchi*, C.the: *Capitophorus horni*,



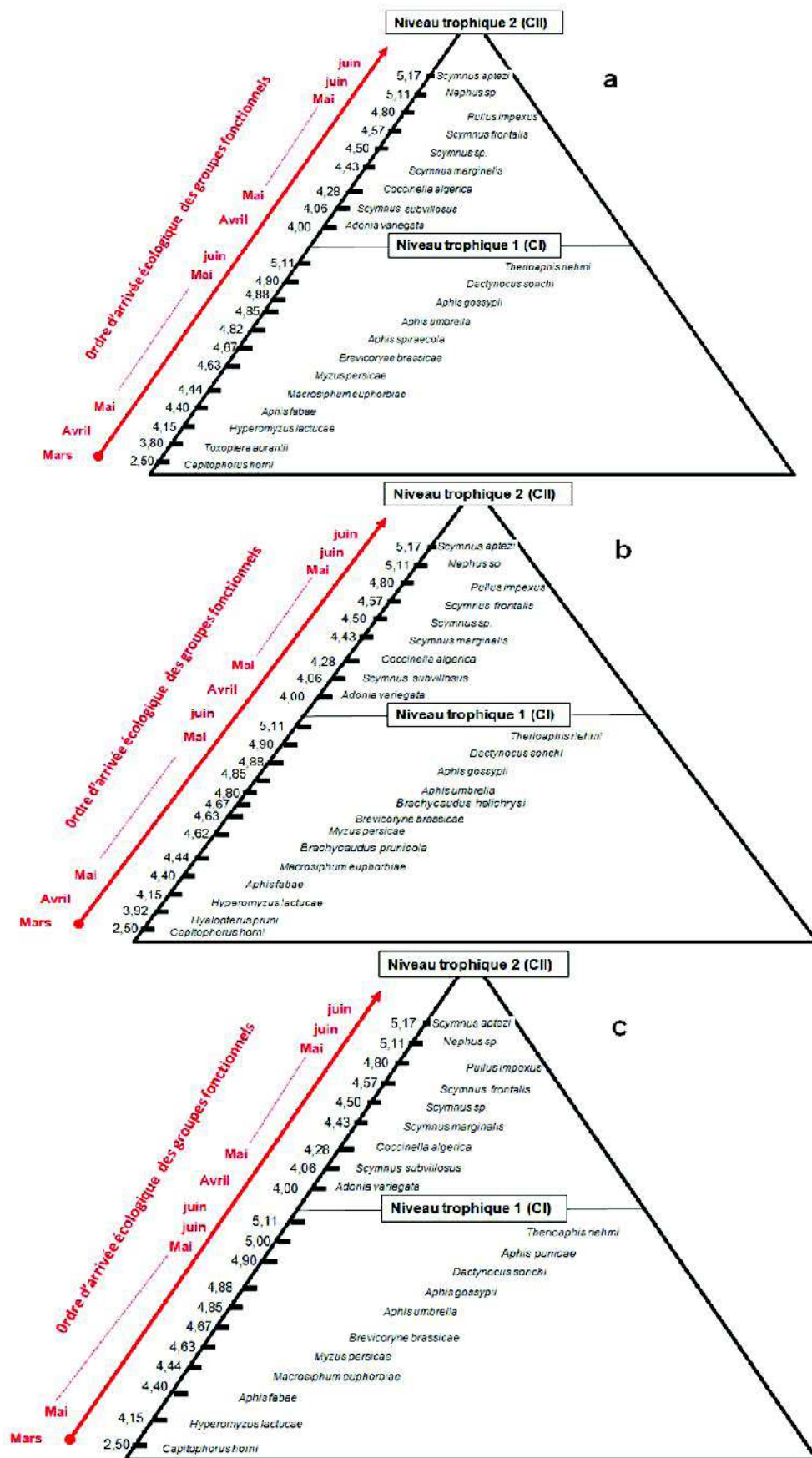
**Figure 29** : Activité comparée des vols de la guildes prédateurs avec la disponibilité des proies

a: Citrus; b: Prunus et c: Malus et Pyrus

## 2.6. Pyramide des cascades trophiques

Les résultats des interactions trophiques dans la chaîne alimentaire des espèces aphidiennes et des espèces prédatrices Coccinellidae dans le verger multivariétal de Citrus (fig. 30a), Prunus (fig. 30b), Malus et Pyrus (fig. 30c), montrent un enchaînement linéaire d'organismes qui se consomment successivement, formant des niveaux trophiques typiquement distingués, constitués par des consommateurs primaires, les phytophages aphidiens et des consommateurs d'ordres supérieurs, représentés par des consommateurs secondaires, les prédateurs Coccinellidae.

Ces résultats montrent que la disponibilité des espèces aphidiennes au niveau des trois vergers commence vers la fin du mois de Février, par l'apparition de *Capitophorus horni*, une espèce non apparentée aux arbres fruitiers. Alors que les espèces Coccinellidae qui présentent un même ordre d'arrivée écologique, plus tardif au niveau des trois vergers, ne commence qu'au début du mois d'Avril, par les vols d'*Adonia variegata*, une espèce à très large gamme de proie, aussi bien parmi les aphides des plantes cultivées que spontanées. Cette espèce apparaît dans le verger de Citrus après le début des vols de *Toxoptera aurantii*, alors que dans les vergers de Prunus, elle apparaît après les premiers ailés de *Hyalopterus pruni*. *Scymnus aptezi* est le prédateur qui apparaît en dernier, durant le mois de Mai, après l'apparition de tous les autres Coccinellidae et de celle des aphides des arbres fruitiers et des plantes spontanées. Les aphides polyphages *Aphis fabae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* et *Aphis gossypii* commencent la production des formes émigrantes ailées dans les vergers de Citrus, Prunus, Malus et Pyrus entre la mi Avril et la fin d'Avril. Les ailés des autres aphides des arbres fruitiers tel que *Aphis spiraecola* apparaissent à la fin du mois d'Avril sur Citrus, *Brachycaudus prunicola* et *B. helichrysi* s'installent entre la mi Avril et la fin d'Avril sur Prunus, alors que *Aphis punicae* n'apparaît sur grenadier qu'au début du mois de Mai. Les aphides des plantes spontanées *Hyperomyzus lactucae*, *Brevicoryne brassicae*, *Aphis umbrella*, *Dactynocus sonchi* et *Therioaphis riehmi* apparaissent chacune durant la même période dans le verger.



**Figure 30 : Pyramide des cascades trophiques en verger multivariétal**  
 (a): Citrus; (b): Prunus; (c): Malus et Pyrus ; (2,50: mi-Février; 4,90: fin Avril)

# **CHAPITRE IV: DISCUSSION**

## CHAPITRE IV: DISCUSSION

### I. Diversité des réseaux plantes hôtes-aphides et parasitoïdes

#### 1. Les aphides des milieux cultivés et forestiers

Les pucerons sont des déprédateurs majeurs des plantes, d'une part, en raison de leur action spoliatrice sur le végétal et, d'autre part, par leur pouvoir de vecteur de nombre de virus phytopathogènes. La connaissance de l'inventaire des aphides dans les différentes régions et milieux devient une nécessité à prendre en considération pour l'élaboration des stratégies de lutte anti aphidienne. C'est dans ce cadre que s'intègre notre étude dont l'analyse des résultats de la diversité aphidienne des milieux cultivés et forestiers révèle la présence de 74 espèces d'Aphididae réparties en 9 sous familles, 12 tribus et 39 genres. Les Aphidinae, les Chaitophorinae, les Eriosomatinae, les Lachninae et les Myzocallidinae constituent les sous familles ayant des espèces des milieux cultivés. Mais les Aphidinae sont les plus représentés en genre (25) et espèces (54) répartis entre les tribus des Macrosiphini (genres: 20; espèces: 33) et des Aphidini (genres: 5; espèces: 21) regroupant des espèces inféodées aux plantes cultivées et spontanées, parmi lesquelles 14 espèces appartiennent au seul genre *Aphis*. Les autres genres sont représentés par 1 à 4 espèces. Par contre, la diversité aphidienne des arbres forestiers la plus représentée en sous familles, est moins riche en espèces. Elle comprend 8 sous familles, regroupant 17 espèces inféodées aux arbres forestiers, et dont 1 espèce peut également infester des Graminées cultivées et spontanées. Cet inventaire reste très incomplet par rapport aux 4700 espèces d'aphides identifiés dans le monde (Radcliffe et Ragsdale 2002).

La diversité aphidienne des deux milieux varie en fonction de leur richesse floristique et de la spécificité alimentaire des aphides. Ainsi, La diversité botanique représentée par 19 familles et 65 espèces végétales des milieux cultivés et forestiers au niveau systématique est la plus riche en plantes hôtes cultivées, spontanées et en phytophages. Ainsi, les familles des Rosacées et des Astéracées (Composées) comprennent chacune 10 plantes hôtes hébergeant respectivement 24 et 22 espèces de pucerons. Les Solanacées sont représentées par 7 plantes hôtes infestées par 11 espèces d'aphides. Les autres familles des milieux cultivés, les Apocynacées, les Brassicacées, les Chénopodiacees, les Cucurbitacées, les Fabacées (Légumineuses), les Graminées, les Lythracées, les Malvacées, les Nyctaginacées, les Ombellifères (Apiacées), les Pittosporacées et les Rutacées sont représentées par 1 à 5 plantes hôtes hébergeant entre 1 et 9 espèces de pucerons. Par contre, la diversité botanique des familles hôtes de pucerons des arbres forestiers est moins représentée que celle des milieux cultivés. En effet, seules les familles des Fagacées, des Pinacées et des Salicacées sont représentées chacune par 2 plantes hôtes hébergeant respectivement 4, 3 et 10 espèces de pucerons. Cet inventaire bien qu'il reste incomplet, est assez diversifié du point de vue hôte botanique que ceux déjà réalisés en Algérie. Il identifie les différentes familles et espèces de cultures maraichères, d'arbres fruitiers, de plantes florales et ornementales, de plantes

spontanées accompagnatrices et d'arbres forestiers hôtes et le degré de phagie de chacune des espèces d'aphides recensées.

Cet inventaire enrichit également les travaux de diversité aphidienne réalisés en Algérie, comme ceux de Aroun (1985) qui a pu mettre en évidence l'existence de 7 espèces de pucerons des Citrus dans la région de Boufarik et ceux établis par Bakroune (2012) sur des cultures de piment et poivron dans la région de Biskra, et qui a pu identifier 29 espèces de pucerons appartenant à trois sous familles (Aphidinae, Chaitophorinae et Pterocommatinae), trois tribus (aphidini, Macrosiphini et Chaitophorini) et dix - neuf genres. Laamari *et al.* (2011), dans le cadre d'une étude menée entre 2007 et 2010, sur les interactions tritrophiques: plante-puceron-hyménoptère parasitoïdes en milieux naturels et cultivés dans l'Est algérien, a permis d'inventorier 47 espèces de puceron sur 85 espèces végétales. En France, les recherches poursuivies par Leclant en collaboration avec Remaudière entre 1960 et 1978, sur la faune aphidienne ont abouti à la reconnaissance de 553 espèces, dont de nombreuses espèces sont citées déprédateurs permanents des cultures, d'autres au contraire ne deviennent nuisibles qu'occasionnellement lors de fortes infestations. D'autres enfin ne forment jamais de colonies sur les plantes cultivées, mais qui peuvent jouer un rôle dans la propagation des maladies à virus. Remaudière et Etienne en 1988 ont établi un catalogue des plantes hôtes des pucerons dans la zone des îles et archipels de l'océan indien, qui mentionne 64 familles botaniques, 226 espèces de plantes et 336 couples plante/puceron.

C'est ce qui ressort également de notre étude qui montre que l'ensemble des Aphididae recensés sur les différentes espèces botaniques cultivées, spontanées et forestières, n'ont bien évidemment pas tous la même importance économique. Certaines de ces espèces sont très nuisibles aux végétaux cultivés et forestiers, et dont certaines peuvent même se conserver sur les plantes spontanées, d'autres par contre n'infestent que les plantes spontanées. Nous nous sommes efforcés de mettre en valeur les espèces de ravageurs les plus préjudiciables aux plantes cultivées et aux arbres forestiers en fonction de leur degré de phagie. Ainsi, il ressort d'après le degré de la phytophagie des différentes espèces qu'on peut distinguer quatre groupes d'espèces; les espèces polyphages qui possèdent au moins 6 familles végétales hôtes, les espèces intermédiaires ayant de 2 à 4 familles végétales hôtes, les espèces oligophages avec 1 seule famille d'hôtes et les espèces spécialistes ou monophages ne présentant qu'une seule espèce végétale hôte.

D'après cette étude, il apparaît la présence de 5 espèces polyphages, qui sont toutes recensées sur les plantes cultivées et spontanées, et très redoutées par les agriculteurs en tant qu'agents vecteurs de nombreuses maladies virales. Parmi ces espèces, *Aphis fabae fabae* Scopoli présente le degré de phytophagie le plus élevé, puisqu'il est recensé sur 12 familles botaniques représentées par 27 plantes hôtes par rapport à *Myzus persicae* qui est signalé sur 9 familles botaniques comprenant également 27 plantes hôtes. Ces deux espèces se développent communément sur les Solanacées cultivées et spontanées, les Cucurbitacées cultivées, les Astéracées Composées cultivées et spontanées, les Fabacées (Légumineuses) cultivées, les Chénopodiacées cultivées, les Ombellifères (Apiacées) spontanées, les Rosacées et les Rutacées cultivées. En plus de ces plantes hôtes, *A.fabae fabae* Scopoli est signalé également



sur les Graminées cultivées, les Malvacées, les Apocynacées et les Pittosporacées spontanées. Alors que *M. persicae* est présent également sur les Brassicacées cultivées et spontanées. *A. gossypii*, *A. craccivora* et *Macrosiphum euphorbiae* sont les trois autres espèces polyphages, recensées respectivement sur une diversité botanique de 8, 7 et 6 familles représentées chacune par 16, 11 et 11 plantes hôtes. Les trois espèces colonisent communément les Solanacées, les Rosacées et les Rutacées cultivées. Mais, chacune de ces espèces se distingue également par d'autres familles botaniques d'hôtes. *A. gossypii* colonise également les Cucurbitacées, les Fabacées et les Pittosporacées cultivées, ainsi que les Brassicacées et les Malvacées spontanées. *A. craccivora* présente des plantes hôtes parmi les Cucurbitacées, les Fabacées et les Nyctaginacées cultivées, les Astéracées cultivées et spontanées. Alors que *M. euphorbiae* se développe et se reproduit sur les Astéracées, les Brassicacées et les Chénopodiacées cultivées. Ces espèces polyphages cosmopolites, sont reconnues pour leur très large gamme de plantes hôtes parmi toutes les productions légumières, fruitières, fourragères et les plantes spontanées par Bodenheimer et Swirski (1957) au Moyen orient, Argyriou (1970) en Grèce, Barbagallo et Inserra (1974) en Italie et Boukhris-Bouhachem *et al.* (2007) en Tunisie.

Les aphides à phytophagie intermédiaire sont au nombre de 7 espèces. *Aphis fabae cirsiacanthoidis* et *Brachycaudus helichrysi* sont observés sur 3 familles botaniques, avec respectivement 5 et 8 hôtes parmi les plantes cultivées et spontanées. *A. fabae cirsiacanthoidis* se développe sur des plantes cultivées parmi les Astéracées, les Chénopodiacées et les Solanacées. *B. helichrysi* colonise des hôtes parmi les Astéracées cultivées et spontanées, les Rosacées et les Rutacées cultivées. Mais il apparaît d'après les études réalisées par d'autres auteurs telles que celle de Piffaretti (2012) que *B. helichrysi* est une espèce polyphage, d'après un recensement réalisé sur les plantes herbacées dans le monde parmi lesquelles sont signalées des Astéracées, des Apocynacées, des Ericacées, des Borraginacées, des Scrophulariacées, des Goodéniacées, des Oenotheracées et des Myoporacées. Alors que *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis citricola* et *Aulacorthum solani* ne s'observent chacune que sur 2 familles différentes. *Hyalopterus pruni* s'observe comme le précisent également Melia (1980) en Espagne, Laamari *et al.* (2011) dans l'Est Algérien, sur les Rosacées cultivées à noyaux et les Poacées spontanées. *A. pisum* colonise les plantes cultivées et spontanées parmi les Astéracées, ce qui n'est pas signalé par Bouchery et Jacky (1982), mais sa présence est reconnue sur les Fabacées cultivées. *A. citricola* qui n'apparaît que sur des Rutacées cultivées et des Rosacées spontanées, est signalé également sur les Bignoniacées par Sekkat en 2007. *A. solani* observé sur les Solanacées et les Brassicacées cultivées, est signalé également sur les Fabacées (Migliori *et al.*, 1984) et les Astéracées (Melia, 1980). *Phloeomyzus passerinii*, le Puceron lanigère du peuplier est un ravageur primaire qui s'installe sur le tronc du peuplier noir d'alignement et sur racines de *Lolium perenne*. Mais d'après Arzone et Vidano (1984), Blackman et Eastop (1994), c'est une espèce holocyclique monophage, sur peuplier. Pointeau (2011), précise que cette espèce est indigène de la zone paléarctique dont les espèces hôtes appartiennent au genre *Populus*. Mais, son hôte de prédilection est le peuplier noir, *Populus nigra* (L.), dans les zones naturelles de ripisylve, qui d'après Ulrich et Williot (1994) correspond à une formation herbacée et ligneuse qui se situe à la transition du milieu aquatique et terrestre.

Le groupe des oligophages comprend 18 espèces dont chacune est recensée sur au minimum deux plantes hôtes d'une même famille botanique. *Aphis pomi* infeste les jeunes pousses, les boutons floraux, ainsi que les fleurs du pommier, poirier et cognassier. *Brachycaudus persicae* et *B. prunicola* colonisent les jeunes pousses des rameaux jeunes âgés des Rosacées à noyaux. *Pterochloroides persicae* s'observe sur le bois des branches charpentières, alors que Wiczorek *et al.* (2013) signalent sa présence sur les arbres fruitiers du genre *Prunus*, *P. armeniaca*, *P. amygdalus* et *P. persica*, mais également sur d'autres plantes, parmi lesquelles les Citrus et *Malus*. *Sitobion avenae*, *Rhopalosiphum padi* et *Sipha maydis* sont observés sur les Graminées cultivées et spontanées. Dedryver *et al.* (1986) reconnaissent la présence de ces espèces sur blé, orge, avoine, maïs, graminées fourragères et adventices. Ben Halima *et al.* (2011) a recensé *Sipha maydis* sur *Lolium rigidum*. *Hyperomyzus lactucae* et *Brachycaudus cardui* s'installent sur des plantes hôtes cultivées et spontanées parmi les Astéracées, mais Hullé (1998) reconnaît également les Boraginacées comme plantes secondaires de *B. cardui*, ainsi que les *Prunus*, comme plantes hôtes primaires. *Toxoptera aurantii* existe sur les Citrus. Sa présence sur Citrus est reconnue également au Maroc par Sekkat (2007), mais elle est considérée comme polyphage et signalée par Argyriou (1970) sur agrumes, fève et pittosporum en Grèce, Bodenheimer et Swirski (1957) l'ont observé sur Oxalis, Rhamnus, Pyrus et Citrus au Moyen Orient, alors qu'en région tropicale, elle se développe sur le théier, le caféier, le manguier et l'anonier (Chapot et Deluchii, 1964). *Brevicoryne brassicae* s'installe sur les tiges, les feuilles et les gousses de certaines crucifères cultivées (chou) et sauvages (moutarde), mais sa présence est signalée également par Balachowsky et Mesnil (1936) sur colza, radis et navet. *Cavariella aegopadii* s'observe sur les Apiacées cultivées (céleri, persil), mais elle est signalée également sur les cultures de haricots, les chénopodiacées et les Apiacées (Collet *et al.*, 2013). Salah Bay (2013) et Turpeau *et al.* (2015), précisent qu'elle présente comme hôtes primaires: *Salix fragilis*, *Salix alba* (saules) et hôtes secondaires parmi les Apiaceae: *Daucus* (carotte), *Apium* (céleri) et *Petroselinum* (persil). *Macrosiphum rosae* est recensé sur *Crataegus pyracantha* et *Rosa sp.*, Bonnemaïson (1953) la signale également sur les chrysanthèmes, les Dahlia, les Tulipes, ainsi que des plantes sauvages. *Rhopalosiphoninus latysiphon* oligophage sur des Solanacées est reconnue pour son caractère lucifuge et sa relative polyphagie, mais au Burundi il a été trouvé sur germes de pomme de terre (Remaudière *et al.*, 1985). Le puceron des écorces du peuplier *Pterocomma populeum* attaque les jeunes branches et les rameaux des peupliers sur lesquels il forme des colonies assez denses. *Hoplotalis rupertii* forme des colonies à l'aisselle des jeunes pousses et des glands de *Quercus suber* et *Quercus ilex*.

Les pucerons spécialistes ou monophages dont l'alimentation est restreinte à une seule plante sont au nombre de 44 espèces, parmi lesquelles 12 sont inféodées aux arbres forestiers, 13 aux cultures maraichères, 6 aux arbres fruitiers, 7 aux plantes spontanées adventices, 2 aux céréales, 2 aux cultures fourragères légumineuses et 1 sur plante ornementale. Parmi les espèces des cultures maraichères, *Aphis forbesi*, *Chaetosiphon fragaefolii*, *Capitophorus eleagni*, *C. horni*, *C. hypophaes*, *Nasonovia ribis nigri* Mosley et *Smynthuodes beta* sont reconnues monophages (Hullé *et al.*, 1999). Les mêmes auteurs signalent polyphages *Lipaphis erysimi* sur 200 plantes hôtes appartenant à 20 familles, et *Myzus ornatus* sur les

Liliacées, les Astéracées, les Brassicacées, les Solanacées et d'autres plantes à fleurs). Alors que *Dysaphis cynarae* observé également sur *Silybum marianum* par Rezwani (2008), peut être classé dans le groupe des espèces intermédiaires.

Les espèces monophages des arbres fruitiers recensées sur les Rosacées à pépins sont *Aphis punica*, *Dysaphis plantaginea*, *Rhopalosiphum insertum* et *Schizaphis pyri*, alors que *Hyalopterus amygdali* et *Phorodon humili*, sont les deux seules espèces spécialistes observées sur les Rosacées à noyaux. *Aphis punica* dont la présence est confirmée sur grenadier provoque des infestations sur les pousses et des boutons floraux de cette plante hôte dans le Tadla, au Maroc (Anonyme, 2008). *Dysaphis plantaginea* observé monophage dans la Mitidja, est reconnue par Dedryver et Turpeau-Ait Ighil (2011) holocyclique dioécique en France, ayant le pommier pour hôte primaire (quelquefois le poirier dans les régions méditerranéennes). Les œufs déposés sur les bourgeons éclosent au moment du débourrement, et les jeunes fondatrices donnent naissance à plusieurs générations de femelles parthénogénétiques aptères très fécondes qui se développent sur les feuilles de pommier, induisant de sévères déformations de ces dernières (pseudo galles). Par ailleurs, sous l'effet de la surpopulation, les pucerons s'échappent des pseudo galles et multiplient au cours du printemps les foyers d'Hiver sur le même arbre. A partir de mai, des individus ailés sont formés qui gagnent les hôtes secondaires, les plantains, sur lesquels ils fondent des colonies qui passeront l'été. En septembre ces colonies y forment des gynopares et des males ailés, qui retourneront vers les pommiers: les gynopares pondent des femelles ovipares aptères qui seront fécondées par les males. Après l'accouplement, ces ovipares déposent chacune quelques œufs à l'aisselle des bourgeons de pommier, qui passeront l'hiver en diapause.

*Rhopalosiphum insertum* observé sur pommier et reconnu associé au genre *Malus* (Klingoof, 1971), et signalé par Hullé *et al.* (1998) occasionnels sur poirier avec *Schizaphis pyri*. *Hyalopterus amygdali* collecté sur pêcher est signalé comme occasionnel sur cet hôte par Basky et Szalay-Marszó (1987).

La présence de *Phorodon humili* sur prunier est confirmée par Poligui et Francis (2012). *Eriosoma lanigerum* anholocyclique dans les vergers de la Mitidja. Il forme des colonies corticales sur les racines, les rameaux jeunes et âgés des Rosacées à pépins. C'est également ce qui est observé par Turpeau *et al.* (2013), qui signalent des attaques sur les branches, le collet ou les racines du pommier, provoquant la formation de galles. Cette espèce est signalée comme holocyclique dioécique en d'Amérique du Nord par Dedryver et Turpeau-Ait Ighil (2011), pond ses œufs sur son hôte primaire l'Orme américain, *Ulmus americana*. Introduit en Europe au 19<sup>e</sup> siècle, probablement sur des plants ou des greffons de pommiers. Son hôte primaire n'y existant pas, sauf de rares exemplaires dans des parcs et jardins. Il a développé un paracycle monœcique sur son hôte secondaire, le pommier. De plus, ne pouvant assurer sa reproduction sexuée que sur l'orme américain (elle est abortive sur le pommier), il l'a abandonnée en se reproduisant uniquement par parthénogénèse (anholocyclie). Il hiverne essentiellement au niveau du collet et sur les racines.

Les céréales sont infestées par deux espèces spécialisées *Metopolophium dirhodum* et *Sipha elegans*. La première espèce est signalée oligophage sur les jeunes plants de cultivars d'orge, de seigle et de blé (*Triticum durum* L. et *T. aestivum* L.) par Di Pietro *et al.* (1986) et *Sipha elegans* est reconnu occasionnel sur les Poacées (Turpeau *et al.*, 2015). *Megoura viciae* espèce spécialiste observée sur vesce (Fabacées) est signalée holocyclique monoécique colonisant les Fabacées, en particulier la fève (Hullé *et al.*, 1999). *Therioaphis riehmii* est recensé également sur la vesce.

Les espèces spécialistes recensées sur les plantes spontanées adventices des cultures sont représentées par 4 espèces du genre *Aphis*; *A. fabae solanella*, *A. picridis*, *A. rumicis* et *A. umbrella*, 2 du genre *Uroleucon* (*Dactynotus*); *U. aeneus* et *U. sonchi*, ainsi que *Macrosiphoniella sp.* *A. fabae solanella* observé sur *Solanum nigrum*, est recensé sur cette plante hôte par Jörg et. Lampel (1995), mais également sur *Cirsium arvense* et *C. palustre*. *A. picridis* est signalé également sur *Helminthotheca echioides* L. par Laamari *et al.* (2010). *A. rumicis* recensé sur *Rumex crispus* est signalé par Ferre (2011) sur *Rumex spp.*. Alors que *Aphis umbrella* observé sur *Rumex crispus* est hôte de *Malva sylvestris* (Laamari *et al.*, 2011). *U. aeneus* dont la présence est remarquée sur *Papaver rhoeas* se développe sur artichaut, scorsonère et salsifis (Legemble, 2008), et *U. sonchi* observé sur le laiteron, colonise également la chicorée et l'endive (Legemble, 2008). *Aphis nerii* est la seule espèce récoltée sur les plantes ornementales. Elle se développe sur les tiges et les inflorescences des différentes sous espèces de *Nerium oleander*.

Parmi les 12 espèces de pucerons monophages sur les arbres forestiers, 2 sont inféodés au Cèdre de l'atlas, 1 au Pin d'Alep, 7 colonisent les peupliers et 2 espèces sur les chênes. Les espèces du genre *Cedrus*, *C. laportei* et *C. cedri* recensées sur Cèdre de l'Atlas, sont spécifiques des cédraies. Mais, le genre *Cinara* Curtis 1835 avec plus de 200 espèces, est l'un des genres de pucerons les plus diversifiés (Blackman et Eastop, 1994). Toutes les espèces sont exclusivement associées à des espèces de conifères, appartenant principalement à la famille des Pinaceae (dans les genres *Pinus*, *Larix*, *Pseudotsuga*, *Abies* et *Picea*) et à la famille des Cupressaceae (dans les genres *Thuja*, *Juniperus*, *Cupressus*).

La plupart des espèces de *Cinara* sont très souvent associées à une ou deux espèces de conifères appartenant au même genre. Certaines espèces sont plus polyphages se nourrissant sur un plus grand nombre d'espèces parfois réparties dans deux genres. Au-delà de leur degré de spécialisation vis-à-vis de leurs plantes hôtes, les *Cinara* présentent des caractéristiques écologiques variées. Leur site de nutrition sur la plante varie : elles peuvent se nourrir sur les jeunes pousses non ligneuses, les branches, le tronc et plus rarement sur les cônes, les aiguilles (Bradley, 1959). Par ailleurs, elles vivent dans des climats allant de chauds et arides (climat du sud-est de la Californie) à très froids tels le nord-Est du Canada.

Le genre *Cinara* est réparti dans l'ensemble de l'Holarctique. On compte environ 150 espèces en Amérique du nord (Néarctique), une cinquantaine en Europe (ouest Paléarctique) et une vingtaine d'espèces asiatiques (Est Paléarctique). La plupart des espèces ont une aire de distribution plutôt restreinte, mais le genre *Cinara* comprend également quelques espèces

cosmopolites. Parmi elles, *Cinara cedri* sur cèdre, *Cinara tujafilina* sur Thuja, *Cinara cupressi* sur divers Cupressaceae qui ont très certainement été propagées via le commerce de plantes d'ornementation. Certaines de ces espèces sont même considérées comme invasives (Watson *et al.*, 1999 ; Montalva *et al.*, 2010).

*Cedrobium laportei* est une espèce monoecique dont la présence est signalée en Europe Occidentale, en Algérie, au Maroc et en Afrique du Sud. En plus de sa présence en Europe Occidentale, au Maroc, *Cinara cedri* est signalée également en Turquie, en Iran et en Argentine (Sanchis *et al.*, 1996).

Les deux espèces ont suivi l'extension du cèdre en France et dans toute l'Europe. *Cedrobium laportei* a été observé en Espagne, en Italie, en Angleterre et aux Pays - Bas. *Cinara cedri* en France (Fabre, 1976), en Espagne, en Italie et en Suisse (Fabre, 1988).

*Cedrobium laportei* Rem., a été observée tout d'abord au Maroc, dès 1935, par Mimeur, qui l'a confondue avec l'espèce *Cinara cedri* (Remaudière, 1954), puis ensuite en Algérie (Remaudière, 1954), en France ((Emonnot *et al.*, 1967; Fabre , 1982 ; Fabre et Rabasse , 1987), en Italie (Covassi, 1971; Roberti, 1976), en Angleterre (Carter et Maslen , 1982), aux Pays-Bas (Rossem *et al.*, 1977). Dans la majorité des cas, elle est signalée sur *C. atlantica* ou sur certaines de ses variétés ornementales (var. glaiica, var. argentea), parfois sur «*Cedrus* sp.». Covassi (1971) et Roberti (1976) l'ont observé en Italie sur *C. libani*. En revanche, elle n'a pas été trouvée sur cette essence en Turquie, ni en Syrie, ni sur *C. deodara* dans l'est de l'Afghanistan (Emonnot *et al.*, 1967), et n'est pas signalée sur *C. brevifolia*.

*Cinara cedri*, décrit en 1935 par Mimeur au Maroc (Mimeur ,1936), a été retrouvé au Maroc et en Algérie dans toutes les cédraies prospectées, mais également en Turquie (Tuatay et Remaudière, 1964). *Cinara cedri* est donc présent dans toute l'aire naturelle méditerranéenne des cèdres. Tous les reboisements, même isolés et récents sont attaqués. La présence des pucerons est visible pendant les hivers doux, au printemps et à l'automne.

*C. laportei* se développe sur les extrémités des rameaux, en particulier sur les jeunes pousses de l'année. En dehors des périodes de pullulation, les individus vivent isolément et se tiennent à la base d'une aiguille ou plus rarement sur une aiguille. *C. cedri* se développe plutôt sur les rameaux et le tronc, mais aussi sur les extrémités des branches. Les colonies sont nettement visibles et les individus sont de grande taille. Les dégâts de *C. laportei* sont importants. Ses piqûres répétées provoquent, sur les rameaux attaqués, la chute différée mais totale des aiguilles. *C. cedri* ne fait apparemment aucun dégât et les seules traces laissées par le ravageur sont dues à la fumagine (Fabre *et al.*, 1999). Alors que Binazzi (1984), signale que *C. cedri* est très fréquente sur cèdre et que les colonies s'installent sur les rameaux de 1 à 5 cm de diamètre en Europe occidentale, au Maroc et en Turquie.

Cependant, à la lumière des résultats préliminaires Fabre et Le Rü (1988), sur l'étude des possibilités d'infestation par les pucerons *Cedrobium laportei* Remaudière et *Cinara cedri* Mimeur (Homoptera, Lachnidae), sur le genre *Cedrus*. Il apparaît que l'utilisation de *C. libani*

et peut-être dans certains cas de *C. brevifolia* serait souhaitable pour éviter les risques de pullulation de *C. laportei*, qui sont importants à basse altitude (Fabre, 1982). Ces auteurs ont constaté que dans un reboisement de 26 ans situé à 330 m d'altitude, au Petit Lubéron dans la zone de chêne kermès, 10 p. 100 des arbres de *C. atlantica* sont morts, chaque fois après une très forte multiplication de *C. laportei*. Dans cet étage de végétation méso méditerranéen, les importantes pullulations provoquent de fortes défoliations et même dans certains cas la mort des arbres. Par contre en altitude, les pullulations de *C. laportei* sont sans aucun doute limitées par la température. En effet, d'après Fabre (1994), la biologie de ces pucerons, en France, diffère selon l'espèce. *Cinara cedri* a un cycle complet, avec apparition à l'automne des sexupares puis des sexués, la femelle après accouplement déposant ses œufs d'hiver. En revanche, *Cedrobium laportei* ne s'y reproduit que par parthénogénèse grâce aux femelles virginipares, aptères au début du printemps, ailées ensuite.

Le Pin d'Alep, *Pinus halepensis* est attaqué par *Cinara magrebica* dans la région de Hakou Ferraoun. Cette espèce existe au Maroc, en France, en Espagne et en Italie (Blackman et Eastop, 1994). En 2009, Mifsud *et al.*, signalent que cette espèce développe d'importantes colonies sur les jeunes rameaux de *Pinus halepensis* Mill. à Malte et que son aire de répartition englobe tous les pays du bassin méditerranéen et du Moyen orient, comme elle a été introduite en Argentine. En Turquie, Akyürek *et al.* (2010) rapportent *C. magrebica* a été collectée sur *Pinus nigra*. Tandis que Binazzi (1984), l'a signalé dans les pays méditerranéens de l'Europe occidentale, au Maroc et en Argentine et qu'elle colonise *Pinus halepensis* et *P. pinea*.

Les espèces monophages des peupliers sont représentées par le genre Chaitophorus, dont les colonies se localisent sur les jeunes pousses, et Pemphigus dont les générations printanières produisent des galles foliaires et pétiolaires.

*Pemphigus versicarius* est un puceron gallicole des pousses du peuplier noir. Le puceron du peuplier et des chicorées, *P. bursarius* est polyphage. Les galles sont des déformations observées sur le pétiole de *Populus nigra* en forme de bourse s'ouvrant par un orifice en forme de goulot. Celles-ci sont parfois développées sur le rameau, juste à la base du pétiole (Lambinon et Schneider, 2004). Cette espèce possède un cycle biologique assez complexe. Ce puceron dioecique (Leclant, 1978) hiverne sur son hôte primaire, le peuplier. Il va y former des galles visibles au début du printemps sur le pétiole à la base des feuilles. En mai et juin, les femelles ailées abandonnent ces galles et vont poursuivre leur évolution sur les racines de leurs hôtes secondaires notamment les Astéracées (Halaj et Osiadacz, 2014) dont l'endive fait partie. Les femelles donnent alors naissance au cours de l'été à plusieurs générations d'individus aptères. Le développement de ces individus aptères en juillet et en août peut fortement pénaliser la croissance des racines, notamment en conditions climatiques sèches et les rendre inaptés à la production de chicons. En fin d'été et début d'automne, des ailés apparaissent à nouveau pour regagner l'hôte primaire mais une proportion d'individus peut hiverner dans le sol sous forme d'aptères asexués capables de coloniser l'hôte secondaire au printemps suivant (Phillips *et al.*, 1999).

*P. protospirae* provoque sur *Populus nigra* des galles pétiolaires spiralées, plus petite et moins épaisse que celle de *P. spyrothecae* et de forme plus cylindrique, à au moins 4 tours. Alors, que les galles de *P. spyrothecae* sont pétiolaires spiralées, fusiformes, à 3 tours au maximum, atteignant 12 mm de large. *P. immunis* forme des galles torsadées sur *Populus nigra* (Lambinon et Schneider, 2004).

Les pucerons spécialistes des Fagacées, sont *Thelaxes dryophila* monoécique holocyclique et *Lachnus roboris* dont les colonies denses vivent sur les jeunes branches de *Quercus suber*, alors que Laurent (1967) l'a observé sur *Q. ilex* et *Q. pedunculata*. *Hoplocalis rupertii* infeste aussi bien *Q. ilex* que *Q. suber*.

Comme les résultats de cette étude ont permis de mettre en relief la répartition des Aphididae selon les plantes hôtes et leur degré de phytophagie. Ainsi, parmi ces insectes phytophages, en moyenne 59% des espèces sont monophages. Elles n'exploitent qu'une seule espèce de plante. On parle dans ce cas d'adaptation à une plante hôte (Via, 1990). 26% sont des oligophages et 9% des intermédiaires. Les 6% des espèces restantes sont des polyphages. Il apparaît que la plupart des espèces phytophages recensées ont une gamme d'hôtes très restreinte. Elles se nourrissent d'une ou de quelques espèces de plantes apparentées (Jaenike, 1990; Futuyma, 1991 ; Bernays et Chapman, 1994; Thompson, 1994). On estime que près de 90 % des espèces se nourrissent de moins de trois familles de plantes (Futuyma, 1991).

La spécialisation des phytophages vis-à-vis de leurs plantes n'est pas seulement alimentaire, la plante représente souvent plusieurs dimensions de la niche écologique des insectes phytophages. Ainsi de nombreuses espèces passent toute une partie de leur développement, parfois de la naissance à la reproduction sur leurs plantes hôtes. La plante est donc non seulement une ressource alimentaire mais également un site de ponte, un lieu d'hivernation, un lieu de rencontre du partenaire sexuel, un abri vis-à-vis des prédateurs éventuels. Cette utilisation d'une gamme d'hôtes restreinte tout au long du développement des insectes nécessite de la part de ceux-ci des adaptations très particulières. Ce sont ces processus d'adaptation aux plantes qui seraient les moteurs de la diversification spectaculaire des insectes phytophages.

Ce processus de spéciation est maintenant connu sous le nom de spéciation écologique (ou adaptative) liée à la sélection divergente exercée par des plantes hôtes différentes. Elle constitue à l'heure actuelle un modèle pour l'étude de ce processus évolutif (Via *et al.*, 2000 ; Via, 2001; Berlocher et Feder, 2002 ; Drès et Mallet, 2002 ; Funk *et al.*, 2002; Nosil *et al.*, 2002 ; Peccoud *et al.*, 2009 ; Smadja *et al.*, 2012). Le chemin allant de l'adaptation vis-à-vis des plantes à la spéciation en passant par la spécialisation alimentaire semble d'autant plus direct quand la plante hôte représente le lieu de la reproduction. Cet isolement reproductif de différentes populations d'insectes est alors directement lié à leur spécialisation alimentaire sur des hôtes différents.

C'est ainsi que la diversité des espèces phytophages se fait via l'adaptation à des plantes hôtes différentes qui peut suivre plusieurs modalités. Certaines espèces d'Aphididae peuvent

s'adapter à des hôtes déjà diversifiés. Pour qu'un événement de spéciation par changement d'hôtes se produise, les populations de l'espèce doivent posséder des individus capables de se nourrir sur de nouvelles plantes. Ceci est d'autant plus valable si ces plantes sont écologiquement du point de vue chimique et morphologique relativement similaires aux hôtes initiaux, et qu'elles sont présentes dans les mêmes zones géographiques. Les plantes qui sont phylogénétiquement proches montrent souvent ces caractéristiques. Il est donc normal d'après Ehrlich et Raven (1964) ; Winkler et Mitter (2008) de constater que les espèces oligophages et monophages colonisent des plantes hôtes apparentées et spécifiques. La sélection de l'habitat dans lequel l'espèce vivra et se reproduira devient alors cruciale. Le coût de la reproduction étant élevé, un mauvais choix d'habitat entraînerait des pertes d'énergie considérables. Il est donc important de faire le bon choix. Il est alors nécessaire d'estimer a priori la qualité de l'habitat et de faire un choix en utilisant au maximum les informations offertes par l'environnement dans lequel on se trouve.

Les relations entre les espèces entomologiques et les plantes hôtes sont conditionnées par différents caractères physiques des végétaux tels que la taille, la forme, la présence de cires épicuticulaires et de trichomes, le stade phénologique et la couleur de la plante (Mangold, 1978; Berenbaum, 1995), mais aussi par des facteurs chimiques tels que la présence de métabolites secondaires (Vet et Dicke, 1992; Harborne 1993). C'est ainsi que la sélection de l'habitat chez le puceron se fait en réponse à plusieurs types de stimuli. Une étude par Hardie (1989) a mis en évidence l'existence d'une adaptation qui permet au puceron *Aphis fabae*, qui est une espèce polyphage, de faire une sélection à distance de la plante. Cette espèce réagit en effet à des longueurs d'ondes dans la région verte du spectre de lumière.

D'autres études ont montré que d'autres espèces de pucerons réagissent également à des jaunes saturés, qui réfléchissent certains ultra-violets (Pettersson *et al.*, 2007). Flaval (2006), précise que le puceron en vol de longue distance est attiré par la «couleur» du ciel (phototropisme positif) et repoussé par les teintes sombres, et l'absence de polarisation du sol, et que ce schéma s'inverse au bout de quelques heures. Le puceron cherche à se poser.

De même, des odeurs, captées par les antennes, interviennent, de façon primordiale ou secondaire, à moyenne et courte distances. C'est ce qui a fait l'objet de l'étude faite par Hori (1999), qui a démontré que plusieurs espèces de pucerons réagissaient à des stimuli olfactifs. L'auteur a soumis différentes espèces à des odeurs de différentes plantes, dont leur plante hôte, en olfactomètre. Il a utilisé des espèces monophages ainsi que des polyphages. Les résultats de ces tests montrent que ce sont surtout les espèces monophages qui réagissent à leur plante hôte tandis que les espèces polyphages utilisent principalement des stimuli visuels. Cette étude confirme celle qu'ont réalisée Hori et Komatsu en 1997, qui a démontré que l'espèce de puceron *Neotoxoptera formosana* était repoussée par les odeurs de romarin et attirée par l'odeur de leur plante hôte, *Allium fistulosum*. Ces substances chimiques ne participent pas aux processus physiologiques primaires mais jouent un rôle primordial dans les interactions interspécifiques (Berenbaum, 1995). Le rôle de ces molécules chez des organismes n'appartenant pas à la même espèce est directement lié à la nature particulière de ces substances et à leur distribution limitée.



En effet, si la plupart des organismes utilisent efficacement les métabolites primaires pour assurer les fonctions vitales, les mécanismes plus spécifiques de production et d'accumulation impliquant les molécules secondaires font souvent défaut. La présence de ces dernières dans des taxa particuliers implique des synthèses particulières, des processus de transport et de stockage dans des organites cellulaires bien spécialisés non communément répandus. Un système d'activation ou de libération des substances secondaires est aussi généralement présent chez les plantes qui produisent ces molécules lorsque le végétal subit des dégâts comme des attaques par des ravageurs phytophages (Berenbaum, 1995). De nombreuses classes de toxines ont notamment été recensées au sein des espèces végétales (Harborne, 1993). La majorité des plantes ont la capacité de se défendre face à l'attaque des phytophages qui leur sont inféodés. Certaines toxines sont dangereuses pour tous les animaux, phytophages ou non, d'autres ont des organismes cibles bien spécifiques. La réponse de l'animal varie donc considérablement en fonction de l'espèce considérée. Certains insectes peuvent s'adapter à différentes classes de métabolites secondaires. C'est le cas des espèces polyphages et qui peuvent même s'en servir comme précurseurs de phéromones ou de substance de défense. Donc à chaque instant, la plante ou l'insecte peut acquérir un nouvel avantage évolutif. Les deux types de protagonistes, le ravageur et le végétal, s'adaptent de manière différente aux conditions changeantes. D'autres pressions environnementales (comme le microclimat) peuvent aussi avoir un effet dans ces interactions en influençant les cycles de développement et de croissance tant des ravageurs que des plantes hôtes (Schoonhoven, 1981). La plante, source de nourriture pour les insectes, a évolué en limitant sa destruction par les phytophages. Le moyen de défense le plus significatif est la présence de composés chimiques dans la plante. La réduction des attaques d'insectes peut être due à une diminution de la valeur nutritive ou à la présence de toxines, de substances répulsives ou d'un goût déplaisant dans les tissus de la plante (Vet et Dicke, 1992 ; Harborne, 1993). Les insectes ont évolué face à ces systèmes de défense chimique végétale. Etant des organismes très spécialisés, l'entomofaune a une large gamme de réponses disponibles. Les insectes peuvent s'adapter biochimiquement en développant des mécanismes de détoxification qui leur permettent de neutraliser la toxicité de certaines substances (Yu, 1984 ; Yu et Hsu, 1993). Des adaptations anatomiques peuvent également être initiées pour assimiler de nouvelles nourritures végétales. Les ravageurs peuvent développer de nouvelles habitudes alimentaires (Dethier, 1982; Monge et Cortesero, 1996), s'adapter à un nouveau goût (Harborne, 1993). Une coévolution s'est opérée entre les insectes et les plantes auxquelles ils sont inféodés. La plupart des insectes se sont plus ou moins spécialisés à certaines espèces d'une famille botanique. Si des généralistes, aussi appelés des polyphages, se sont aussi développés, la grande majorité des insectes phytophages sont oligophages et se nourrissent d'un nombre limité d'espèces appartenant à une même famille de plantes. Enfin, des monophages s'alimentent aux dépens d'une seule espèce botanique et sont de loin les plus sélectifs. Herrbach (1985), précise que les pucerons sont guidés par la présence de substances allélochimiques stimulantes ou inhibitrices des plantes, qui peuvent intervenir durant les différentes phases du processus de la sélection comportementale de l'hôte et d'alimentation selon la séquence suivante: atterrissage des ailés, contact tactile, piqûre d'épreuve, pénétration des stylets et ingestion de la sève. Ces substances allélochimiques jouent un rôle important

dans les processus de choix de la plante-hôte et d'alimentation des pucerons. Herrbach (1985), précise que du point de vue des relations plantes-pucerons, une même substance peut présenter les 2 effets sur des espèces différentes. La réponse des pucerons aux allélochimiques dépend de leur spécificité d'hôte. Bien que pour les pucerons il s'avère prématuré de dégager des tendances générales, il apparaît cependant que les espèces mono- et oligophages sont plus sensibles aux inhibiteurs que les espèces polyphages. Cette constatation confirme les tendances formulées par Jermy (1966) pour les insectes broyeur. D'autre part, les cas connus d'allélochimiques agissant comme stimuli spécifiques de reconnaissance de l'hôte (sinigrine, phlorizine, spartéine) concernent des espèces mono- et oligophages inféodées aux plantes contenant ces substances. Généralement ces mêmes substances sont inhibitrices pour les espèces non inféodées à ces plantes, la réponse étant la plus forte chez les espèces mono- et oligophages.

## **2. Les Aphidiidae des milieux cultivés et forestiers**

Les pucerons ont toujours été considérés comme l'un des groupes les plus nuisibles aux plantes. Ce sont des ravageurs communs des cultures, des plantes ornementales et des arbres forestiers. Pourtant, ils sont souvent contrôlés par un grand nombre d'espèces d'ennemis naturels, notamment les parasitoïdes qui participent d'une manière active à la réduction des populations de pucerons ravageurs. D'après Cloutier et Cloutier (1992) cités par Boivin (2001), ces auxiliaires se distinguent par leur capacité de dispersion et de découverte de l'hôte et leur capacité d'adaptation.

Vu ces caractéristiques écologiques et démographiques, les parasitoïdes participent d'une manière active à l'équilibre biologique au niveau des écosystèmes naturels et anthropiques (Cassier *et al.*, 1998). La préservation de ces ennemis naturels doit être prise en considération dans une première étape par la connaissance de l'état des lieux des interactions trophiques entre les végétaux, les phytophages et leurs ennemis naturels dans les milieux anthropiques et naturels, et dans une deuxième étape dans leur gestion dans le cadre des programmes de lutte et d'aménagement des territoires.

C'est dans cet objectif que s'intègre l'étude que nous avons menée et dont l'analyse des résultats de la diversité des auxiliaires parasitoïdes montre la présence de 14 espèces, dont 13 endoparasites et 1 ectoparasite (*Praon volucre*). Les 11 espèces Aphidiinae sont représentés par 8 genres parmi lesquels 7 (*Aphidius*, *Diaeretiella*, *Ephedrus*, *Lipolexis*, *Lysiphlebus*, *Praon* et *Trioxys*) sont inféodés aux cultures, aux plantes spontanées et ornementales et 1 genre (*Pauesia*) aux conifères forestiers. La sous famille des Aphelininae comprend 3 espèces dont 2 appartiennent au genre *Aphelinus* et 1 au genre *Mesidiopsis* recensé sur des peupliers d'alignement. A travers le monde, plus de 400 espèces, de 60 genres et sous genres de parasitoïdes de pucerons sont décrits, (Sary, 1988; Dolphin et Quicke, 2001). Tous les parasitoïdes identifiés sont observés dans la région Méditerranéenne dans les Iles Canaries, Algérie, Maroc, Libye, France, Sicile, Chypre, Egypte, Liban, Irak, Palestine occupée, Grèce et en Azerbaïdjan (Sary et Sekkat, 1987; Sary, 1976).

En Algérie, dans la région de Biskra, Hemidi *et al.* (2013) ont pu recenser sur les pucerons des plantes ornementales 18 espèces d'Hyménoptères parasitoïdes à partir des momies de 10 espèces de pucerons, dont 11 parasitoïdes primaires appartenant à la famille des Aphidiidae, représentés par *Aphidius matricariae*, *A. colemani*, *A. ervi*, *A. transcaspicus*, *Aphidius* spp., *Trioxys angelicae*, *T. acalephae*, *Diaeretiella rapae*, *Ephedrus persicae*, *Praon volucre* et *Lysiphlebus testaceipes*) et 7 hyperparasitoïdes qui sont représentés par *Alloxysta vitrix* (Alloxystidae), *Dendrocerus* spp. (Megaspilidae), *Syrphophagus aphidivorus* (Encyrtidae), *Asaphes* spp., *Coruna clavata*, une espèce non identifié de la famille des Pteromalidae et une autre espèce non identifié de la super famille des Chalcidoidea.

Les prospections effectuées dans les milieux naturels et cultivés entre février et juillet 2011 dans la vallée du M'zab, par Chehma (2013), ont permis de recenser 15 espèces d'Hyménoptères parasitoïdes de pucerons. Parmi ces espèces, 9 espèces sont des parasitoïdes primaires appartenant à la famille des Braconidae. *Aphidius colemani* Viereck, 1912; *A. ervi* Haliday, 1834; *A. funebris* Mackauer, 1961; *A. matricariae* Haliday, 1834; *Diaeretiella rapae* M'Intosh, 1855; *Ephedrus persicae* Frogatt, 1904; *Lysiphlebus confusus* Tremblay et Eady, 1978; *L. fabarum* Marshall, 1898; *L. testaceipes* Cresson 1880 et 6 autres espèces d'hyperparasitoïdes qui appartiennent aux familles des Pteromalidae, Megaspilidae, Encyrtidae et Alloxystidae.

Les prospections que nous avons réalisées ont permis de constater que le genre *Aphelinus* est représenté par 2 espèces, *A. asychis* Walker, 1839 et *A. mali* Haldman, 1847.

*A. asychis* est un parasitoïde de *Myzus persicae* sur *Capsicum annum*, signalé sur *Aphis gossypii* sur *Cucumis sativus*, *Macrosiphum euphorbiae* sur *Lycopersicon esculentum*, *Myzus persicae* sur *Brassica oleracea*, *Raphanus sativus* et *Solanum tuberosum*, et *Aulacorthum solani* sur *Rumex obtusifolius*, par Takada (2002) au Japon, sur *Myzus persicae* par Noyes, (2009) et Remaudière et Remaudière, (1997). En Géorgie, Blackman et Eastop, (2000) l'ont recensé sur *Myzus* sp., *Nasonovia ribisnigri*, *Neomyzus* sp., *Rhopalosiphum maidis*, *R. padi* et *Sipha (Rungsia) maydis*. Alors que Blackman et Eastop, (1994) l'ont trouvé sur *Hyperomyzus lactucae*, *Lipaphis erysimi*, *Lipaphis* sp., *Macrosiphoniella* sp., *Macrosiphum* sp., *M. euphorbiae*, *Megoura viciae*, *Metopolophium dirhodum*, *M. festucae*, *Myzaphis* sp., *M. rosarum* et *Myzus ornatus*. Il est également signalé sur *Diuraphis* sp., *Elatobium abietinum*, *Holcaphis tritici* (*Diuraphis tritici*) par Jensen *et al.*(2009), sur *Sipha flava*, *S. glyceriae*, *Schizaphis graminum*, *S.* sp., et *Sitobion avenae* par Blackman et Eastop (2000), sur *Therioaphis maculata*, *T. trifolii*, *Toxoptera citricidus*, *Uroleucon* (= *Dactynotus*) *helianthicola* par Remaudière et Remaudière, (1997) et Japoshvili et Abrantes (2006).

*Aphelinus mali* parasitoïde d'*Eriosoma lanigerum* sur *Malus communis* est signalé sur la même espèce de puceron et la même plante hôte dans l'Est algérien par Laamari *et al.* (2011). Abbar *et al.* (2012), signalent que ce parasitoïde est spécifique d'*Eriosoma lanigerum*. Mais, en Géorgie, Japoshvili et Abrantes (2006), le signalent sur *Eriosoma lanigerum*, mais également, sur *Anuraphis schwartzi*, *Aphis gossypii*, *A. monardae*, *A. pomi*, *A. spiraeicola*, *A.*

*tavaresi*, *A. sp.*, *Brevicoryne brassicae*, *Ceratovacuna lanigera*, *Colopha eragrostidis*, *C. graminis*, *Dactynotus floridae*, *Eriosoma americanum*, *E. crataegi*, *E. lanigerum*, *E. pyricola*, *E. sp.*, *Macrosiphum floridae*, *M. rosae*, *Macrosiphum sp.*, *Mordwilkoia vagabunda*, *Myzus lythri*, *M. persicae*, *Prociphilus fraxinifolii*, *Schizaphis graminum*, *Schizoneura americanum*, *Tetraneura graminis*, *Toxoptera aurantii* (Hemiptera: Aphididae).

*Mesidiopsis* sp est un Aphelininae parasitoïde de *Chaitophorus leucomelas* sur le peuplier noir, *Populus nigra* dans notre région. Michel (1969), déclare qu'il existe une espèce commune dans le Midi de la France et le pourtour du Bassin méditerranéen, *Mesidiopsis subflavescens* Westwood attaque les Drepanosiphinae, les Thelaxinae et les Chaitophorinae.

Les Aphidiinae de notre région sont représentés par des parasitoïdes des pucerons des milieux cultivés; *Aphidius matricariae*, *A. ervi*, *Diaeretiella rapae*, *Ephedrus persicae*, *E. plagiator*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre*, *Lipolexis gracilis* et *Trioxys (B.) angelicae*, et par ceux des arbres forestiers, *Pauesia cedrobii* et *Pauesia silana*. Il apparait des résultats que les espèces généralistes sont celles des milieux cultivés, puisque parmi les 11 espèces, 5 présentent plus de 10 pucerons hôtes, aussi bien parmi les plantes cultivées que spontanées.

Le genre *Aphidius* est représenté par deux espèces: *A. matricariae* et *A. ervi*. *A. matricariae* parasite 36 espèces de pucerons sur 34 espèces végétales différentes. C'est une espèce polyphage que Aroun et Abdel Hussain (2006), ont signalé sur 13 espèces de pucerons inféodées à 22 plantes hôtes et que Laamari *et al.* (2011), signalent sur 23 espèces de pucerons de 38 plantes différentes. Hemidi *et al.* (2013), l'ont récolté sur des aphides polyphages: *Aphis gossypii* sur *Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa sinensis*, *Duranta plumieri*, *Pistacia lentiscus*, *Gossypium herbaceum*, *Lavandula arboria*, *Aphis craccivora* sur *Hibiscus rosa sinensis*, *Myzus persicae* sur *Hibiscus rosa sinensis*, *Bougainvillea spectabilis*, *Lycium shawii*, *Acyrtosiphon pisum* sur *Lycium shawii*, *Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa sinensis* et sur un puceron monophage, *Aphis punicae* sur *Punica granatum*. Alors que, Chehma (2013), l'a recensé sur 6 espèces de 6 plantes différentes. Cette polyphagie de l'espèce est également reconnue par Mackauer et Sary (1967), notamment sur les aphides appartenant aux genres *Brachycaudus*, *Myzus* et *Rhopalosiphum*. Starý et Havelka (2008), l'ont également récolté des momies de *Brachycaudus* sp. prélevées de *Matricaria perforata* et de celles de *Capitophorus* sp. sur *Cirsium arvense*.

*Aphidius ervi* est récolté des momies de *Myzus persicae* sur *Capsicum annum* et *Phaseolus vulgaris*, et de celles d'*Aphis fabae fabae* et *Acyrtosiphon pisum* sur *Vicia sativa*. Ce parasitoïde est recensé par Laamari *et al.* (2011) sur 13 espèces de pucerons hôtes de 20 espèces végétales de différentes familles botaniques des milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. Chehma (2013), le signale dans la région de Ghardaïa sur *A. fabae* (*Amaranthus blitoides*) et *Aphis umbrellae* (*Malva parviflora*). Hemidi *et al.* (2013), l'ont obtenu des momies de *Myzus persicae* prélevées sur une plante ornementale, *Lycium shawii*. Alors que Schelt et Wäckers (2002) le reconnaissent comme parasitoïde utilisé en biocontrol de *Macrosiphum euphorbiae* en cultures protégées. Sary (1973) et Abo Kaf (1991), signalent

qu'*Aphidius ervi* est très commun sur *Sitobion avenae* et Basky (2002) a pu obtenir 78% d'émergence d'adultes d'*A.ervi* des momies de ce puceron des céréales.

*Lysiphlebus fabarum* est réputé être un parasitoïde généraliste (Mackauer et Stary, 1967). En effet, il s'attaque à 140 aphides appartenant à 36 genres. Parmi ces aphides, 81 espèces appartiennent au genre *Aphis* (Stary, 1979). Tomanovic *et al.* (2003), signalent 46 espèces de pucerons hôtes de ce parasitoïde sur 136 espèces botaniques des différents milieux anthropisés et naturels dans les pays des Balkans (Serbie, Macédoine, Bosnie-Herzégovine, Bulgarie), en Grèce et Turquie. Cette espèce est signalée parasite de *Rhopalosiphum nymphaeae* sur *Ranunculus* sp. (Stary, 2006) en république Tchèque, *Saltusaphis scirpus* sur *Carex* sp. en Iran (Stary *et al.*, 2000), *Hyalopterus pruni* sur *Prunus australis* en Serbia (Kavallieratos *et al.*, 2004). De même, la présence de cette espèce paléarctique polyphage est signalée en Espagne, au sud de la France, en Corse, au centre et au sud de l'Italie (Stary *et al.*, 1977), et en Sicile (Tremblay, 1984.). Toutes ces études vérifient la très large gamme d'hôtes de ce parasitoïde que nous avons obtenu sur les momies de 8 espèces du genre *Aphis*, et sur celles de 20 autres espèces d'aphides des plantes cultivées et adventices. Laamari *et al.* (2011) l'ont collecté des momies de 8 espèces de pucerons installées sur 18 espèces végétales.

*Trioxys (B.) angelicae* est un parasitoïde à très large gamme d'hôtes. Dans notre région, cette espèce parasite 13 espèces d'aphides sur 14 plantes parmi les plantes cultivées annuelles, pérennes, les plantes spontanées et ornementales, dont certaines espèces d'aphides hôtes sont reconnues par d'autres auteurs tels que Hemidi *et al.* (2013), qui signalent ce parasitoïde sur *Aphis gossypii* sur *Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa sinensis*, *Duranta plumieri*, *Pistacia lentiscus*, *Gossypium herbaceum* et *Lavandula arboria*, *Aphis punicae* sur *Punica granatum* et *Aphis spiraeicola* sur *Pittosporum tobira*. Tomanovic *et al.* (2003), reconnaissent la présence de cette espèce sur *Aphis fabae*, *Aphis hederiae*, *Aphis viburni*, *Aphis* sp et *Brachycaudus* sp. En Turquie, *Trioxys (B.) angelicae* parasite *Aphis fabae* Scop. sur *Cirsium arvense*, *Aphis craccivora* Koch. sur *Glycyrrhiza glabra*, *Aphis punicae* Pass. sur *Punica granatum*. et *A. craccivora* Koch. sur *Amaranthus* sp (Olmez et Ulusoy, 2003). De même, Stary (2006), signale qu'en République Tchèque, cette espèce parasite *Aphis* sp. sur *Malachium aquaticum* et *Schizaphis* sp. sur *Typha* sp.

*Diaeretiella rapae* est un parasitoïde polyphage dont la gamme d'hôtes comprend des pucerons polyphages, oligophages que monophages. Nous l'avons récolté des momies de 10 espèces de pucerons prélevées sur 10 espèces végétales parmi des plantes cultivées et spontanées appartenant à 6 familles botaniques. C'est un parasitoïde d'*Aphis fabae fabae* prélevé sur *Solanum melanogena* et *Vicia faba*, d'*A. gossypii* sur *Capsicum annum*, et *Pittosporum tobira*, d'*A. umbrella* sur *Malva sylvestris*, d'*Aulacorthum solani* sur *Lycopersicum esculentum*, de *Brevicoryne brassicae* sur *Brassica oleracea* et *Sinapis arvensis*, de *Capitophorus eleaegni* et *C. horni* sur *Cynara scolymus*, de *Macrosiphum euphorbiae* sur *Brassica oleracea*, *Cynara scolymus* et *Solanum melanogena*, de *Myzus persicae* sur *Brassica oleracea* et *Sinapis arvensis* et de *Rhopalosiphum maidis* sur *Hordeum murinum*. Hemidi *et al.* (2013), le signalent sur les pucerons des plantes ornementales, *Aphis gossypii* sur *Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa sinensis*, *Duranta plumieri*, *Pistacia lentiscus*,

*Gossypium herbaceum* et *Lavandula arborea*, *Aphis craccivora* sur *Hibiscus rosa sinensis*, *Myzus persicae* sur *Hibiscus rosa sinensis*, *Bougainvillea spectabilis* et *Lycium shawii*, *Aphis punicae* sur *Punica granatum* et *Acyrtosiphon pisum* sur *Lycium shawii*. En Turquie, Il est signalé *Myzus persicae* (Sulz.), *Dysaphis pyri* (B.D. Fonscolombe), *Dysaphis plantaginea* (Pass.), *Aphis pomi* De Geer et *Brachycaudus cardui* (L.) par Olmez et Ulusoy (2003). Farrugia (1995), signale également cette espèce sur *Brevicoryne brassicae* (L.) et *Myzus persicae* (Sulzer) sur *Brassica oleracea* var. *botrytis*, comme elle est signalée sur *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach) sur *Diplotaxis* sp. et *Melanaphis donacis* (Passerini) sur *Arundo donax* par Mifsud et Starý (2011), et sur *Rhopalosiphum padi* (L.) sur *Phalaris canariensis* par Stanković *et al.* (2013).

L'inventaire des parasitoïdes montre également la disponibilité de 2 espèces du genre *Ephedrus*, *E. persicae* et *E. plagiator*. *E. persicae* est hôte de 6 espèces de pucerons de 6 plantes hôtes parmi les espèces cultivées annuelles et pérennes de 5 familles botaniques. Alors que *E. plagiator* n'est obtenu que des momies de 4 espèces de pucerons prélevées sur 5 plantes hôtes, parmi les espèces végétales cultivées annuelles, pérennes et spontanées appartenant à 4 familles botaniques. Ainsi, les aphides hôtes d'*E. persicae* et leurs plantes sont *Aphis craccivora* (*Lycopersicon esculentum*), *A. fabae fabae* (*Cynara cardunculus*), *A. gossypii* (*Cucurbita pepo*), *A. pomi* (*Pyrus communis*), *Dysaphis plantaginea* (*Malus communis*) et *Toxoptera aurantii* (*Citrus sinensis*). Alors que ceux d'*E. plagiator* sont *Aphis gossypii* (*Citrulus vulgaris*), *Brachycaudus prunicola* (*Prunus persicae*), *Dysaphis plantaginea* (*Malus communis*) et *Rhopalosiphum maidis* (*Avena sterilis*, *Triticum durum*). Ces deux parasitoïdes possèdent donc une disponibilité d'hôtes aussi bien parmi les aphides polyphages, oligophages et monophages. C'est ce qui est également vérifié par les travaux de Hemidi *et al.* (2013), qui montrent que *Ephedrus persicae* est hôte de 3 aphides; *Aphis gossypii* (*Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa sinensis*); *Aphis craccivora* (*Bougainvillea spectabilis*) et *Aphis punicae* (*Punica granatum*), et ceux de Laamari *et al.* (2011), réalisés dans l'Est algérien qui présentent une disponibilité plus large en pucerons et plantes hôtes, puisqu'ils l'ont recensé sur 11 espèces de pucerons hôtes dont 5 du genre *Aphis*, sur 20 espèces végétales parmi les plantes pérennes, ornementales et spontanées, dont l'inventaire est le suivant; *Acyrtosiphon malvae* (*Lavatera erotica*), *A. pisum* (*Medicago turbinata*), *Aphis craccivora* (*Malva sylvestris*), *A. fabae* (*Hedera helix*, *Chenopodium album*, *Beta vulgaris*, *Papaver rhoeas*, *Vicia sativa*, *Malva sylvestris*), *A. gossypii* (*Marrubium vulgare*, *Myoporum laetum*, *Hibiscus rosa-sinensis*), *A. pomi* (*Pyrus communis*), *A. punicae* (*Punica granatum*), *Brachycaudus amygdalinus* (*Prunus persica*), *B. helichrysi* (*Prunus domestica*), *Dysaphis plantaginea* (*Malus communis*) et *Myzus persicae* (*Prunus persica*, *P. armeniaca*, *Beta vulgaris*).

La présence d'*E. plagiator* n'est pas signalée parmi les parasitoïdes Aphidiinae en Algérie, mais sa présence est notée en France sur les pucerons des céréales par Rabasse *et al.* (1983). En Slovénie Kos *et al.* (2008), l'ont récolté des momies d'*Aulacorthum solani* sur les Astéracées. Alors que Takada (2002), note la présence de ce parasitoïde sur *A. gossypii*: (*Callicarpa japonica*; *Colocasia esculenta*), *M. persicae*: (*Chrysanthemum coronarium*;

*Malva* sp.) et précise que le genre *Ephedrus* est oligophage, se rencontre rarement sur les espèces végétales cultivées.

*Lipolexis gracilis* est un parasitoïde dont la présence n'est pas signalée en Algérie et dont nous avons obtenu des émergences d'adultes des momies d'*Aphis fabae* Cirsiiacanthoides et *A. fabae fabae* Scopoli prélevées sur *Solanum tuberosum* (El Affroun) et *A. gossypii* sur *Solanum tuberosum* (El Affroun) et *Cucumis sativus* (Soumaa). Ses autres hôtes sont *A. gossypii* sur *Bidens pilosa*; *Cayratia japonica*; *Colocasia esculenta*; *Cucumis sativus*; *Cucurbita* spp.; *Hibiscus mutabilis*; *Hibiscus* (Chinese hibiscus) et *M. persicae* sur *Solanum tuberosum* au Japon (Takada, 2002), *Aulacorthum solani* sur Solanacées en Slovénie (Kos *et al.*, 2008) et *Aphis* sp. sur *Papaver* sp. à Malte (Mifsud et Starý, 2012).

*Praon volucre* est le seul ectoparasitoïde parmi les Aphidiinae identifiés. Il présente une polyphagie très large, après celle d'*A. matricariae*. Sa présence s'observe sur 22 plantes appartenant à 8 familles botaniques hôtes de 21 espèces de pucerons parmi les polyphages, les intermédiaires, les oligophages et les monophages des milieux cultivés. Ainsi, sa présence est recensée sur *Acyrtosiphon pisum* (*Vicia sativa*; Fabacées=Légumineuses), *Aphis citricola* (*Citrus limon*; Rutacées), *A. craccivora* (*Solanum melanogena*; Solanacées), *A. fabae fabae cirsiiacanthoides* (*Beta vulgaris*; Chenopodiaceae), *A. fabae fabae* Scopoli (*Papaver rhoeas*; Papavéracées), *A. gossypii* (*Citrus reticulatum*; Rutacées), *A. nerii* (*Nerium oleander*; Apocynacées), *A. pomi* (*Malus communis*; Rosacées), *Brachycaudus cardui* (*Cynara scolymus*; Astéracées=Composées), *B. persicae* (*Prunus persicae*; Rosacées), *Brevicoryne brassicae* (*Brassica oleraceae*, *Sinapis arvensis*; Brassicacées), *Hyalopterus pruni* (*Prunus domestica*; Rosacées), *Hyperomyzus lactucae* (*Sonchus oleraceus*; Astéracées=Composées), *Macrosiphum euphorbiae* (*Capsicum annum*; Solanacées), *M. rosae* (*Rosa* sp; Rosacées), *Myzus persicae* (*Pisum sativum*; Fabacées=Légumineuses), *Rhopalosiphum maidis* (*Triticum durum*, *Zea mays*; Graminées), *R. padi* (*Triticum durum*; Graminées), *Sitobion avenae* (*Avena sterilis*, *Triticum durum*; Graminées), *Toxoptera aurantii* (*Citrus sinensis* ; Rutacées) et *Uroleucon* (*Dactynotus*) *aeneus* (*Galactites tomentosa*; Astéracées=Composées). Il apparaît de cet inventaire que ce parasitoïde peut se maintenir sur les aphides des plantes cultivées annuelles et pérennes, mais également sur des espèces inféodées aux plantes spontanées et ornementales, comme il peut à la fois se développer sur certaines espèces d'aphides des plantes cultivées et spontanées; cas de *Brevicoryne brassicae* (*Brassica oleraceae*, *Sinapis arvensis*) et de *Sitobion avenae* (*Avena sterilis*, *Triticum durum*). Cette polyphagie de l'espèce est également reconnue par de nombreux auteurs en Algérie par Laamari *et al.* (2011), qui l'ont identifié sur *Hyperomyzus picridis* (*Helminthotheca echoides*, *Echinops spinosus*), *Aphis fabae* (*Beta vulgaris*), *Hyperomyzus lactucae* (*Sonchus oleraceus*), *Sitobion fragariae* (*Avena sterilis*), *Aphis salviae* (*Lavandula multifida*), *Macrosiphum rosae* (*Rosa* spp), *Liosomaphis berberidis* (*Achillea santolina*), *Aphis craccivora* (*Medicago sativa*, *Malva sylvestris*), *Brachycaudus cardui* (*Carduus pycnocephalus*), *Acyrtosiphon pisum* (*Malva sylvestris*) et *Uroleucon sonchi* (*Sonchus oleraceus*), ainsi que par Hemidi *et al.* (2013), en recensant *Aphis gossypii* (*Lavandula arboria*), *Aphis craccivora* (*Hibiscus rosa sinensis*), *Myzus persicae* (*Lycium shawii*) et *Macrosiphon impatientis* (*Rosa damascena*). En Europe, un inventaire réalisé par Tomanovic *et al.* (2003), conjointement dans les pays des Balkans (Serbie,

Macédoine, Bosnie-Herzégovine, Bulgarie), en Grèce et Turquie a permis d'identifier 42 espèces de pucerons hôtes sur 95 espèces botaniques. Tandis que Olmez et Ulusoy (2003) ne signalent en Turquie que *Hyalopterus pruni* (Geoff.) sur *Prunus persica* et *Sitobion avenae* (F.) sur *Triticum* sp. A Malte, Farrugia (1995) n'a identifié que *Brevicoryne brassicae* (L.) sur *Brassica oleracea* var. *botrytis* et *Myzus persicae* (Sulzer) sur *Brassica oleracea* var. *botrytis*.

L'identification des parasitoïdes des Conifères a permis de recenser 2 espèces du genre *Pauesia*; *P. cedrobii* hôte de *Cedrobium laportei* sur *Cedrus atlantica* et *P. silana* obtenu à partir des momies de *Cinara magrebica* sur *Pinus halepensis*. En 1977, Leclant *et al.* décrivaient au Maroc *Pauesia cedrobii*, un Hyménoptère Aphidiidae parasitoïde spécifique de *Cedrobium laportei*. Fabre et Rabasse (1987), ont introduit avec succès ce parasitoïde en France à partir du Maroc de la région du Moyen Atlas, en 1981. Des lâchers du parasitoïde *Pauesia cedri* ont été effectués à la fin du mois de juin de la même année, dans le massif du Luberon, à 350 m d'altitude, dans un peuplement de cèdre de l'Atlas homogène et isolé, âgé de 25 ans. *Pauesia cedri*, qui s'est bien acclimaté, s'est dispersé naturellement sur une grande partie du territoire national. Une dizaine d'années après son introduction initiale, sa présence a été enregistrée dans la région Parisienne (Remaudiere, 1993).

*Pauesia silana* obtenu à partir des momies de *Cinara magrebica* sur *Pinus halepensis* dans la région de Hakou Ferraoun est un parasitoïde signalé par Mifsud et Starý (2009), dans toutes les régions de distribution et d'association du genre *Pinus* et de ces pucerons hôtes du genre *Cinara* dans les pays du bassin méditerranéen. Il est signalé en Espagne sur *P. canariensis* et occasionnellement sur *P. sylvestris* (Sanchis *et al.*, 1996). Comme il est recensé sur *Cinara maghrebica* Mimeur, 1934 sur *Pinus halepensis* par Starý *et al.* (1973) dans le sud de la France et par Michelena Saval et González Funes (1988) dans la région de Valence Espagne). Tremblay (1969; 1970), rapporte que ce parasitoïde se développe sur *Cinara acutirostris* Hille Ris Lambers, 1956 sur *Pinus nigra calabrica* en Calabre et Sicile (Italie). Kavallieratos *et al.* (2001; 2004) l'ont recensé en Grèce sur *Cinara palaestinensis* Hille Ris Lambers, 1948 sur *Pinus pinea*. Alors que Tremblay (1969), a trouvé à Malte, ce parasitoïde sur tous les aphides du genre *Cinara* des Conifères.

Il apparait des résultats de cette étude que le choix de l'hôte par le ou les parasitoïdes varient en fonction de la nature de la plante, de son comportement envers le ravageur, de ses capacités de se défendre face à l'agression, ainsi que du comportement du parasitoïde et de ses moyens de reconnaissance de l'hôte ou de la plante attaquée. De nombreux travaux ont été réalisés afin de déterminer le choix de l'hôte par le parasitoïde, et de connaître pourquoi existe-t-il des parasitoïdes généralistes (*Aphidius matricariae*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre*, *Trioxys (B.) angelicae*) dont la gamme d'hôtes est très importante par rapport à d'autres (*Aphelinus asychis*, *A. mali*, *Mesidiopsis (Aphelinus) sp*, *Pauesia cedrobii*, *P. silana*) qui sont plus spécialisés. Ainsi, il reconnu que les parasitoïdes peuvent présenter un spectre d'hôtes plus ou moins large. Le choix de l'hôte est guidé d'après Dion (2012), par plusieurs décisions comportementales que doit prendre le parasitoïde pour son approvisionnement en hôtes. Le choix de la stratégie à adopter dans la répartition de son temps de vie et de son stock d'œufs dans son habitat. Le choix de l'individu à parasiter est très important: chacune de ces



décisions aura une incidence directe sur la production de descendants. Par conséquent, ces comportements sont sujets à d'importantes pressions de sélection. Les stratégies d'exploitation de l'hôte sont différentes chez le parasitoïde adulte (étape pré-ovipositionnelle) et chez l'individu immature (étape post-ovipositionnelle).

Ainsi, les stratégies d'exploitation des hôtes par les parasitoïdes adultes impliquent une contrainte biologique forte. La femelle adulte doit activement rechercher et sélectionner les hôtes susceptibles de recevoir ses œufs et d'assurer le développement larvaire. Une femelle parasitoïde ne se trouve pas toujours, à l'émergence, à proximité des hôtes à attaquer. Depuis les années 1930, de nombreuses études ont démontré le rôle important des signes olfactifs, visuels ou acoustiques dans la détection des hôtes ou de leur habitat (Godfray, 1994). Ces indices sont directs, c'est-à-dire qu'ils sont émis par les hôtes potentiels; ou bien indirects, c'est-à-dire issus de l'habitat de l'hôte. Certaines plantes attaquées par des phytophages peuvent émettre des signaux moléculaires volatiles qui attirent les ennemis naturels, dont les parasitoïdes (Vinson, 1999; Allison et Hare, 2009). L'émission de substances sémiochimiques peut influencer les mécanismes de recherche de nourriture (Vet et Dicke, 1992). Le système olfactif des insectes entomophages réagit à certaines molécules volatiles émises par la plante pour localiser la proie ou l'hôte. L'origine de ces substances peut être diverse : le ravageur phytophage seul, la plante indemne de ravageurs (Rapusas *et al.*, 1996) ou la combinaison de ces deux derniers (Vinson, 1976; Nordlund, 1981; Elzen *et al.*, 1985 et 1986; Udayagiri et Jones, 1992). Donc, ce parasitoïde peut être attiré par la plante qui héberge son phytophage en modifiant son odeur quand elle est infestée, et l'attraction n'en est que plus intense pour le parasitoïde qui viendra à son secours (Poligui et Francis, 2012). Il est remarquable de constater que la polyphagie ou la spécialisation d'hôtes des parasitoïdes peut être due au fait d'avoir pu détourner et développer la capacité d'utiliser les molécules végétales de défense contre les phytophages, pour leur propre avantage, afin de pouvoir localiser leur hôte. Ainsi, les Aphidiides spécialisés n'arrivent à détecter que les odeurs des métabolites secondaires de défense des plantes auxquelles sont spécialisées leurs hôtes. Alors que les Aphidiides généralistes sont arrivés à développer la capacité d'utiliser les molécules végétales de défense d'une gamme de plantes beaucoup plus importante afin de pouvoir localiser leurs aphides hôtes. En effet, il est reconnu par Vet et Dicke (1992), que les blessures réalisées par les ravageurs augmentent généralement l'émission des substances volatiles attractives pour les insectes entomophages. D'autres molécules informatives, les synomones, sont spécifiquement émises lors des attaques des insectes phytophages (Whitman, 1988). Elles peuvent être relâchées par la plante entière et non uniquement à partir de la section végétale attaquée. Cette émission accrue de molécules informatives augmente la probabilité que l'auxiliaire localise la plante infestée de proies. Néanmoins, de nombreuses sources de variation des stimuli peuvent contribuer à des changements de réponses olfactives des représentants du 3ème niveau trophique (Lewis et Tumlinson, 1988 ; Vet et Dicke, 1992). Par exemple, l'apprentissage des odeurs peut influencer le degré de réponse des auxiliaires (Vet et Groenewold, 1990). Cet apprentissage associé à une réponse accrue avec des expositions répétées aux substances volatiles est souvent énoncé comme mécanisme de reconnaissance plus performant des substances sémiochimiques (Vinson *et al.*, 1977 ; Lewis et Takasu, 1990).

La synchronisation du développement des deux antagonistes est nécessaire pour assurer la survie du parasitoïde. Certains utilisent les hormones de l'hôte pour ajuster leur propre développement. D'autres parasitoïdes perturbent les cycles de développement de leurs hôtes en induisant des mues précoces (ou supplémentaires) ou en le bloquant à un stade immature (Beckage et Gelman, 2004). Le parasitoïde doit également développer des armes lui permettant de surmonter le système immunitaire et de réguler le développement de l'hôte. Dans de nombreuses familles de parasitoïdes (Braconides, Scelionides ou encore Trichogrammatides), la membrane séreuse entourant l'embryon du parasitoïde se décompose pour former des cellules individuelles qui grossissent dans le corps de l'hôte mais ne se multiplient pas (en général des Braconides) (Grimaldi *et al.*, 2006).

Les entomophages des phytophages peuvent également être attirés par le miellat excrété par les aphides. Zoebelin (1955) a recensé 246 espèces d'insectes qu'attire le miellat des pucerons dont 23 espèces de syrphes, 10 de coccinelles et 59 de parasitoïdes Hyménoptères. La quantité de miellat produite peut représenter plus de 100 fois le poids du puceron chaque heure (Hölldobler et Wilson, 1990). Mais, elle varie également selon les espèces. Le puceron *Metopeurum fuscoviride* (Stroyan) excrète quatre fois plus de miellat par unité de temps (880 µg par puceron par heure) que *Brachycaudus cardui* (Linneus) (223 µg par puceron par heure), et six fois plus que *A. fabae* (133 µg par puceron par heure) (Fisher *et al.*, 2001). L'excrétion de miellat, sur et au pied des plantes hôtes, enduit les végétaux d'une solution riche en sucres et en acides aminés. Les insectes auxiliaires s'en nourrissent directement mais l'associent également à la présence potentielle de proies/hôtes. Ainsi, suite à une perception gustative (proboscis) et/ou tactile (sensilles présentes sur l'ovipositeur de certains auxiliaires), certains comportements sont fréquemment observés comme l'oviposition sur le végétal ou dans/ sur un hôte (Budenberg *et al.*, 1992; Scholz et Poehling, 2000).

Il est reconnu que le miellat agit à la fois comme une kairomone volatile et comme une kairomone de contact. Le tryptophane serait la source présumée de cette kairomone volatile, mais le rôle attractif serait dû à un produit de décomposition de cet acide aminé: l'indole acétaldéhyde (Leroy *et al.*, 2009). Choi *et al.* (2004), précisent que les composés volatils associés et émis par le miellat proviendraient de l'altération naturelle par fermentation ou oxydation des sucres et des acides aminés que contient cette excrétion. La flore bactérienne et les champignons, présents et originaires du tractus digestif des pucerons, ou se développant dans le miellat excrété. Ce qui stimule de nombreux auxiliaires. Une dégradation naturelle due aux facteurs abiotiques (température, lumière, humidité relative) peut de même expliquer l'émission de composés volatils qui sont perçus par les sensilles présentes sur les antennes des auxiliaires (perception olfactive) paraît toute indiquée pour augmenter la présence d'auxiliaires tout en stimulant leurs activités prédatrices ou parasitaires.

## **II. Disponibilité aphidienne et réseaux trophiques en milieux cultivés**

## 1. Cultures maraichères: Cas de la culture de tomate

Nous avons essayé par cette étude d'apporter des éléments sur la connaissance des pullulations des aphides et leurs interactions avec les ennemis naturels qui font parties du fonctionnement écologique de l'agrosystème. Il est reconnu qu'un milieu peut ne pas présenter de pullulations grâce aux interactions entre les producteurs (végétaux), les consommateurs primaires (phytophages) et secondaires (prédateurs et parasitoïdes). Il nous est permis de constater que l'activité des groupes fonctionnels des aphides, des prédateurs et des parasitoïdes de la culture de tomate varie selon les régions, les années, les guildes, ainsi qu'en fonction des familles d'ennemis naturels et des espèces de pucerons. La chronologie de leur activité relève de la spécificité de ces insectes. Ainsi, l'activité des aphides tout en étant moins importante qu'au niveau de la culture du littoral, est plus précoce que celle des ennemis dans la région du sublittoral durant les deux années.

Cette précocité peut être liée à la capacité des aphides à se développer à de faible température, en comparaison avec leur cortège d'ennemis naturels qui ne sont attirés qu'ultérieurement par les pullulations du cortège des aphides et par des mécanismes de défense de la plante, auxquels la réponse aussi bien des phytophages que des auxiliaires va dépendre de leur degré d'adaptation dans le cadre de leurs coévolutions. Dans ces conditions, il apparait que les aphides présents dans la culture dans les deux régions, durant deux années sont recensés parmi les espèces polyphages, capables de se développer sur les Solanacées, mais également sur des plantes de nombreuses familles botaniques. Cette large adaptation de choix de l'hôte par ces aphides est due à leur capacité d'adaptation à la sélection de l'habitat qui se fait en réponse à plusieurs types de stimuli. Dans ce cas, l'étude menée par Hardie (1989), a mis en évidence l'existence d'une adaptation qui permet au puceron *Aphis fabae* Scopoli, une espèce polyphage, de faire une sélection à distance de la 61<sup>ème</sup> plante visité. Cette espèce réagit en effet à des longueurs d'ondes dans la région verte du spectre de la lumière. Cette orientation visuelle des pucerons contribue fortement à la sélection de la plante hôte d'après Moericke (1969). D'autres études ont montré que d'autres espèces de pucerons réagissent également à des jaunes saturés (Chapman *et al.*, 1981), qui réfléchissent certains ultra-violets (Pettersson *et al.*, 2007). Ce choix alimentaire pour certaines parties de la plante hôte peut également jouer un rôle déterminant pour la fécondité et la survie des larves (Papaj, 2000), C'est ainsi le cas, chez les pucerons qui prisent les jeunes pousses. D'autres facteurs, peuvent influencer le choix de l'hôte, tels que l'arrangement spatial des plantes hôtes, la présence de prédateurs (Bernays, 1989), la présence d'œufs de congénères (Bernays et Chapman, 1994). Les insectes phytophages sélectionnent également leur hôte par des repères gustatifs (Visser, 1986) ou par la phénologie et la physiologie de la plante qui varient avec l'environnement et l'âge (Schoonhoven *et al.*, 1998). Cette variation implique une modification de la disponibilité et de la qualité des ressources pour l'insecte phytophage, qui peut affecter ses performances ainsi que la dynamique des populations d'insecte. Le choix de l'hôte va, en effet, être déterminant pour les taux de croissance larvaire, la taille des adultes et leur fécondité (Awmack et Leather, 2002).

La constance et la fréquence des aphides recensés varient en fonction, des régions et des années. Ainsi, parmi ces aphides, *Aphis fabae*, *A.gossypii* et *Myzus persicae* dont la constance et la fréquence sont très variables d'une année à l'autre, et d'une région à l'autre semblent dépendre des interactions intra guildes régissant la compétition entre les phytophages afin d'assurer leur besoin d'alimentation et ceux de leur progéniture. Certains phytophages arrivent même à détourner ou à s'adapter aux moyens de défense physiques et chimiques de la plante et de profiter de la qualité nutritionnelle de la plante et d'augmenter leur capacité de multiplication et de pullulation. En effet, la qualité nutritionnelle d'un tel substrat alimentaire favorable, va permettre la pullulation du phytophage et l'instauration d'un effet de groupe au bout de quelques générations, conduisant à la production des ailés. En effet, il est noté par Fraval (2006), qu'en absence d'agression, les aptères de pucerons ne se déplacent guère et passent leur vie à quelques millimètres de leur mère. Il en résulte, chez certaines espèces, comme le Puceron noir de la fève (*Aphis fabae*), la formation de colonies denses, ou chez le Puceron vert du pêcher (*Myzus persicae*), une surpopulation locale et des changements physiologiques de la plante hôte provoquant à l'apparition de la génération suivante, d'une grande proportion d'ailés qui émigreront. Les pucerons peuvent être forcés à partir à la recherche d'autres parties de la plante hôte, voire d'autres plantes par la production d'ailés, en réaction aux ponctions de sève par l'obstruction des canaux du phloème exploités par les pucerons (Douglas, 1993; Will et Van Bel, 2006). Les déplacements des pucerons ne sont donc pas seulement provoqués par les détériorations de la plante. Avant d'arriver à ce point, l'augmentation du nombre de consommateurs en un endroit donné de la plante, suite à la reproduction des colonisateurs, augmente la compétition intra-spécifique et attire des ennemis naturels. En chassant, ces derniers émettent des informations que perçoivent les pucerons. En réponse, on observe une production accélérée d'individus ailés (Dixon et Agarwala, 1999 ; Weisser *et al.*, 1999). L'absence de l'activité de vol d'*Aphis craccivora*, *A. nasturtii*, *Aulacorthum solani* et *Macrosiphum euphorbiae* dans la culture de tomate, variété Saint Pierre dans les deux régions semblent liée à la non attractivité, à la répulsion ou à la toxicité des substances volatiles émises par la plante, ou à l'effet destructeur des ennemis naturels attirés par l'agression de la plante par d'autres phytophages. En effet, une plante blessée par un herbivore qui la mâche ou la perfore émet une signature distincte d'une plante saine ou attaquée (Dicke et Sabelis, 1988; Turlings *et al.*, 1990). Cette différence est mise à profit par divers ennemis naturels à la recherche des proies, diminuant ainsi le niveau d'infestation et la production d'ailés des aphides. Certaines plantes peuvent aussi se mettre à synthétiser des toxines, afin d'empoisonner leurs éventuels assaillants dans leur développement et empêcher la production d'une progéniture ailée (Paré et Tomlinson, 1999).

Cette études fait également apparaitre que l'activité de vol de la guildes des aphides est un peu plus précoce en 2014 que celle des guildes des prédateurs et des parasitoïdes, par rapport à celle de 2015 où les aphides apparaissent un peu plus tardivement que les ennemis naturels sur les cultivars de tomate dans les régions sublittoral et littorale. Cette différence du comportement de vol au niveau des deux régions peut être due au fait que sur les cultures du sublittoral, les ennemis naturels ne commencent à s'activer pour localiser leur proie ou leur hôte, qu'à partir du moment ils ont perçu les signaux de détresse de la plante ou qu'ils sont arrivés à percevoir les signaux chimiques du miellat rejeté par les aphides, qui peut servir

comme nutriment pour les adultes de prédateurs Syrphidae, Aphidiinae, Braconidae et même dans certaines conditions pour les Coccinellidae. Il est d'ailleurs bien connu que les prédateurs et les parasitoïdes réagissent aux sémiochimiques émis par les plantes attaquées, mais aussi à ceux libérés par les ravageurs. Par exemple, le puceron noir de la fève, *Aphis fabae* (Scopoli), produit une kairomone (le tricosane) qui attire *Metasyrphus corollae* (Fabricius) (Diptera : Syrphidae), un syrphe aphidiphage (Shonouda *et al.*, 1998a; 1998b). La coccinelle *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville) (Coleoptera : Coccinellidae) est, quant à elle, attirée par les molécules chimiques libérées par le végétal lorsque le puceron *Myzus persicae* (Sulzer) s'en nourrit (Hamilton *et al.*, 1999). Il est signalé également que les auxiliaires sont attirés par des kairomones de faible volatilité déposées par leurs proies/hôtes sur le végétal. Il s'agit de sécrétions glandulaires et cuticulaires mais aussi de rejets métaboliques, comme le miellat (Steidle et Van Loon, 2002; 2003). Ce composé, riche en sucres et en acides aminés (Wäckers, 2000), joue un rôle crucial dans les relations tritrophiques. En effet, le miellat est considéré comme un complément nutritionnel essentiel (sucres, acides aminés, etc.) pour les insectes auxiliaires (Hagen, 1962; Hagen *et al.*, 1971 ; Hogervorst *et al.*, 2007), mais également comme une kairomone volatile et/ou de contact utilisée spécifiquement par les prédateurs et les parasitoïdes afin de localiser leurs proies/hôtes (Bouchard et Cloutier, 1984; 1985; Budenberg, 1990; Budenberg et Powell, 1992; McEwen *et al.*, 1993; Du *et al.*, 1997; Evans et Richards, 1997; Scholz et Poehling, 2000; Petersen et Hunter, 2002; Buitenhuis *et al.*, 2004). Le miellat des pucerons en plus de son rôle parmi les principales sources d'attractivité alimentaire, il permet de rechercher les sites de ponte par les ennemis naturels. Ainsi, plusieurs études ont montré que le miellat est la source principale des stimuli olfactifs induisant l'oviposition de nombreuses espèces de syrphes (*Epistrophe balteatus*, *Metasyrphus corollae*). Cependant, un contact avec cette substance serait indispensable à l'induction de la ponte (kairomone de contact) (Dixon, 1959; Budenberg et Powell, 1992; Scholz et Poehling, 2000). Ainsi, Sutherland *et al.* (2001) ont montré qu'en présence de miellat, les femelles gravides d'*E. balteatus* consacrent plus de temps à la recherche de sites d'oviposition.

Par ailleurs, en présence de miellat, *Chrysopa carnea* (McEwen *et al.*, 1993; Petersen et Hunter, 2002) ou *Coccinella septempunctata* (Evans et Dixon, 1986; Evans et Richards, 1997) déposent beaucoup plus d'œufs tandis que les parasitoïdes *Aphidius nigripes* (Ashmead) (Hymenoptera : Braconidae) ou *Aphidius rhopalosiphi* (De Stefani-Perez) (Hymenoptera: Braconidae) recherchent, localisent et attaquent plus fréquemment leurs hôtes (Bouchard et Cloutier, 1984; 1985; Budenberg, 1990; Budenberg *et al.*, 1992; Du *et al.*, 1997).

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

Il a été également démontré la perception du miellat par les larves de *Coccinella septempunctata* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae) (Hagen, 1962; Carter et Dixon, 1984; Ide *et al.*, 2007), de *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera : Chrysopidae) (Hogervorst *et al.*,

2007) et d'*Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Diptera : Cecidomyiidae) (Wilbert, 1974), lorsque ces ennemis naturels recherchent leurs proies. Les larves de *C. carnea* exploitent également le miellat comme une source nutritionnelle d'hydrates de carbone (Hogervorst *et al.*, 2007).

L'ensemble de ces résultats démontrent que les interactions entre les plantes, les consommateurs primaires et secondaires dans les cascades trophiques sont conditionnées par différents stimulants physiques, biochimiques, mais également climatiques dont dépendent les périodes de vol et d'installation des aphides et de leurs ennemis naturels dans la culture. Ainsi, le début et la durée des périodes de vol dans le cadre de l'activité trophique des groupes fonctionnels de la culture de tomate dans le sublittoral et le littoral varient en fonction des années, de la région, des consommateurs primaires, les espèces aphidiennes et des familles ou sous familles de prédateurs et parasitoïdes.

Le groupe fonctionnel des phytophages plus riche en espèces dans le sublittoral, est représenté surtout par des polyphages dont l'ordre d'arrivée écologique dans la culture est le plus précoce pour *Aphis fabae* et *A. gossypii*, et le plus tardif pour *A. craccivora*, *Myzus persicae*, *A. nasturtii* et *Aulacorthum solani*. Le vol de ces espèces s'est effectué comme pour les autres espèces à partir des nombreuses plantes hôtes cultivées et spontanées, sur lesquelles se sont développés des individus ailés sous l'effet de la surpopulation locale et des changements physiologiques de la plante hôte provoquant l'apparition de cette génération, constituée d'une grande proportion d'ailés qui émigrent sur la culture de tomate, afin de répondre à leur besoin d'entretien, de reproduction et d'assurer une source nutritionnelles pour leur progéniture.

Ces périodes de vol d'émigration des espèces varient selon la disponibilité et la qualité nutritionnelle de la plante hôte, dont dépend le potentiel de reproduction et de pullulation. Ces facteurs sont responsables de la périodicité de la production des formes ailées de chaque espèce. Il est démontré par de nombreux travaux que la qualité de la plante hôte ou l'état physiologique du puceron influence la probabilité de sa fuite (Losey et Denno, 1998a; 1998b; Villagra *et al.*, 2002), en émettant par les cornicules des sécrétions contenant une phéromone d'alarme nommée (E)- $\beta$ -farnesene (EBF) (Pickett et Griffith, 1980), qui est perçue par les autres pucerons présents dont la principale réaction est alors la fuite, par le déplacement vers un autre organe, pour les individus aptères (Goff et Nault, 1974; Mondor *et al.*, 2000), ou qui peut également entraîner la production croissante de descendants ailés (Sloggett et Weisser, 2002; Kunert et Weisser, 2005). De même que, les substances volatiles jouent un rôle important dans la localisation et la sélection de l'hôte par les pucerons ailés. Les travaux de Nottingham *et al.* (1991), montrent que les pucerons *Aphis fabae* Scopoli, *Myzus persicae* (Sulzer), *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus) aptères et ailés sont attirés par leurs plantes hôtes tandis qu'ils sont repoussés par les odeurs des plantes non hôtes. Ces dernières peuvent éventuellement masquer l'attraction des premières.

Le cortège des ennemis naturels varie selon les régions et les années. Il est le moins représenté en 2014 dans le sublittoral, et le plus complexe dans sa composition dans la même région en 2015 que dans le littoral. Les vols des consommateurs secondaires, notamment les prédateurs

commencent par ceux des Coccinellidae durant la même période que ceux des consommateurs primaires, les phytophages dans le sublittoral, alors qu'ils sont plus tardifs et représentés en premier par ceux des Chrysopidae dans le littoral. L'ordre d'arrivée écologique des autres prédateurs et parasitoïdes est variable. Ainsi, les plus tardifs à s'installer sont les Miridae et les Braconidae non parasites des aphides dans le sublittoral et les Aphidiinae parasitoïdes aphidiens dans le littoral. Les vols des Cecidomyiidae n'ont lieu qu'en 2015 dans le sublittoral. Cet ordre d'arrivée est influencé par la disponibilité des proies et hôtes sur les plantes d'origine, comme il peut dépendre de la préférence de proie et d'hôtes sur les plantes d'émigration ou de l'attractivité de la plante afin de prévenir tout risque d'installation du phytophage.

## 2. Verger multivariétal

Dans le verger multivariétal, même si l'ordre d'arrivée écologique des aphides apparaît plus précoce que celui des prédateurs Coccinellidae. Cette précocité des émigrants ailés qui s'observe à partir du début du mois de Mars, est représentée en particulier par celle de *Capitophorus horni*, un aphide hôte des Astéracées (Composées) cultivées et sauvages, dont la présence est accessoire et qui n'infeste pas les arbres fruitiers, au même titre qu'*A. umbrella*, *Brevicoryne brassicae*, *Dactynotus sonchi* et *Hyperomyzus lactucae*. Les vols des autres aphides, sont représentés par ceux d'*A. gossypii* espèce omniprésente, ainsi que ceux des espèces à présence régulière, *A. fabae*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*, parmi les espèces polyphages se développant sur les arbres fruitiers et les plantes spontanées, ainsi que ceux des autres espèces moins polyphages, oligophages et monophages, à présence régulière ou accessoire, capables de se développer également sur les arbres fruitiers et/ ou sur les plantes spontanées, dont les vols ne débutent qu'à partir de la fin du mois de Mars et se poursuivent jusqu'au début du mois de Juin. Alors que les vols des prédateurs Coccinellidae ne commencent qu'au mois d'Avril, après les vols des premiers aphides émigrants à partir des plantes spontanées, et se poursuivent jusqu'au mois de Juin. Ces résultats font ressortir que les vols des Coccinellidae suivent ceux des aphides, en particulier ceux des plantes spontanées, dont de nombreuses plantes hôtes peuvent permettre le maintien durant toute l'année, des proies sous la forme anholocyclique, assurant la conservation de leurs prédateurs pendant la mauvaise saison. C'est ainsi le cas de *C. horni*, *H. lactucae* et *D. sonchi* sur *Sonchus oleraceus*. En effet, Remaudière *et al.* (1980), signalent l'anholocyclie de ces deux espèces sur *Sonchus* spp. en région méditerranéenne. *A. fabae solanella* sur *Solanum nigrum*, *A. umbrella* sur *Rumex crispus* et *Malva sylvestris*, *B. brassicae* sur *Sinapis arvensis*. Ces aphides constituent des proies de substitution, permettant la survie d'*A. variegata* et *C. algerica*, pendant la période hivernale dans la Mitidja. C'est ce qui est également signalé par Ben Halima *et al.* (2011), en Tunisie, en précisant que même si *C. algerica* a une préférence pour *A. fabae*, *A. craccivora* et *C. elaeagni*. Ce dernier, lui permet de se développer durant toute une génération automnale sur artichaut, et qu'en hiver, *C. algerica* s'alimente des pucerons anholocycliques tels les *Aphis* sur les Chénopodiacées, les Solanacées, les Polygonacées en particulier sur *Emex spinosa* et les *Uroleucon* sur *Sonchus tenerrimus*. Cette alimentation permet la survie de l'insecte pendant les conditions hivernales difficiles. Mais, durant les périodes de pénuries de proies, les auxiliaires entomophages peuvent également

consommer des produits végétaux ou de produits dérivés végétaux comme le pollen et le nectar (Rigdway et Jones, 1968; Naranjo et Stimac, 1985) qui leur permettent de survivre et contribuent à la composition d'un régime alimentaire équilibré. A titre d'exemples, Hodek et Honek (1996), citent les coccinelles prédatrices et Kiman et Yeargan (1985), les anthocorides. Au printemps, dans le verger multivariétal, *A. variegata* et *C. algerica*, autant que les autres Coccinellidae se nourrissent de leurs proies préférentielles, parmi les aphides des différents groupes phytophages, tels que *A. fabae*, *A. gossypii*, *A. punicae*, *A. spiraecola*, *B. helichrysi*, *B. prunicola*, *H. pruni*, *M. euphorbiae*, *M. persicae* et *T. aurantii* sur les arbres fruitiers, tout en préservant leur activité sur les pucerons des plantes spontanées. Parmi, tous les Coccinellidae prédateurs, *Scymnus subvillosus* est à présence régulière avec *S. aptezi*. Cette dernière présente des vols importants, mais tardifs. Toutes les autres espèces sont à accessoires, mais *C. algerica* et *S. frontalis* présentent au printemps des vols qui augmentent avec ceux des aphides. Cette observation nous laisse envisager que les vols importants de ces prédateurs, à un degré plus que ceux des autres espèces, sont attirées par une diversité assez variée de proie qui leur assure une disponibilité aphidienne favorable qui répond à leur besoin d'entretien et de reproduction, ainsi qu'à ceux de leur progéniture. En effet, il est connu que les coccinelles passent plus de temps à chercher leurs proies sur des plantes où du miellat est présent que sur les plantes dépourvues de miellat (Carter et Dixon, 1984; Heidari et Copland, 1993; Han et Chen, 2002 a, b; Ide *et al.*, 2007). Il a également été mis en évidence que le miellat a un effet immobilisant à la fois sur les larves et les adultes de coccinelles (Greany *et Hagen*, 1981; Carter *et al.*, 1984; Van Den Meiracker *et al.*, 1990). Le miellat permet donc aux coccinelles de localiser leurs proies mais en plus de cela, comme il représente un mélange complexe de carbohydrates, d'acides aminés et de métabolites secondaires (Wiedemann *et al.*, 2004; Kazana *et al.*, 2007), il constitue une source énergétique importante pour les coccinelles. Les femelles de certaines espèces de coccinelles, telles que *A. bipunctata* (Hemptinne *et al.*, 1992), *Aphidecta oblitterata* (L.) (Oliver *et al.*, 2006), *C. sexmaculata* (Ruzicka, 2006), *C. septempunctata* (Ruzicka, 2001; 2002), *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Merlin *et al.*, 1996), *Cycloneda limbifer* Casey (Ruzicka, 2001), *H. axyridis* (Yasuda *et al.*, 2000), *Semiadalia undecimnotata* Schneider (Ruzicka, 2001; 2002), évitent de pondre aux endroits où des larves conspécifiques sont présentes et réduisent de ce fait les risques de cannibalisme et de compétition pour la nourriture. Ce phénomène augmente l'intensité des vols et s'explique d'après Laubertie *et al.* (2006), par la présence dans les traces larvaires des coccinelles, d'une phéromone d'anti-oviposition spécifique à l'espèce. Cette phéromone est déposée via le disque anal présent sur le dixième segment abdominal des larves et qui est d'après Ruzicka (2003), détectée par les femelles adultes grâce aux chémorécepteurs de contact présents sur les palpes maxillaires de ces dernières. Alors qu'il paraît que les vols moins intenses des autres espèces de Coccinellidae sont dus à leur spécificité de proie et à leur tendance à limiter leur vol afin d'éviter les espèces prédatrices plus polyphages et d'être dévorées. En effet, ils ont remarqué par Agarwala *et al.* (2003), que les femelles gravides de *Propylea japonica* (Thunberg) présentent un taux plus faible d'alimentation et d'oviposition en présence de fèces conspécifiques et de fèces d'*Harmonia axyridis*. En revanche, les femelles gravides d'*H. axyridis* ne présentent une réduction de l'alimentation et de l'oviposition qu'en présence de fèces conspécifiques. Ceci s'explique par le fait qu'*H. axyridis* est un prédateur généraliste, alors que *P. japonica* est plus spécialiste et que ce



dernier a beaucoup plus de risques d'être la proie intra guildes lors d'une rencontre avec la coccinelle asiatique. La raréfaction ou l'absence même de vol chez certaines espèces de coccinelles serait due à leur spécialisation alimentaire qui résulterait plus d'une spécialisation pour l'habitat, qui limiterait la gamme de proies rencontrées et donc consommées, que de l'influence de la qualité nutritionnelle des proies.

# **CONCLUSIONS-PERSPÉCTIVES**

## CONCLUSIONS-PERSPÉCTIVES

Les relations plante-insecte sont nombreuses dans les milieux naturels et cultivés, et ont un impact direct sur leur développement respectif. Ce travail s'intéresse en particulier aux interactions entre les plantes cultivées et naturelles en tant que source de nourriture et abris pour les aphides, qui constituent eux même un puits pour les ennemis naturels prédateurs et parasitoïdes.

Les Aphididae représentent les ravageurs les plus fréquents des plantes cultivées et des arbres forestiers. Ils vivent en association avec un ensemble d'insectes auxiliaires prédateurs et parasitoïdes. L'évaluation de leur diversité, à partir de contrôle visuel dans les différents milieux nous a permis d'inventorier 74 espèces de pucerons et 14 espèces parasitoïdes Hymenoptera sur une diversité végétale de 65 plantes hôtes parmi les associations des plantes cultivées annuelles, pérennes et adventices, ainsi que sur celles des plantes ornementales, florales et des arbres forestiers.

Les 74 espèces Aphididae sont réparties en 9 sous familles, 12 tribus et 39 genres. Les Aphidinae, les Chaitophorinae, les Eriosomatinae, les Lachninae et les Myzocallidinae constituent les sous familles ayant des espèces des milieux cultivés. Mais les Aphidinae sont les plus représentés en genre (25) et espèces (54) répartis entre les tribus des Macrosiphini (genres: 20; espèces: 33) et des Aphidini (genres: 5; espèces: 21) regroupant des espèces inféodées aux plantes cultivées et spontanées, parmi lesquelles 14 espèces appartiennent au seul genre *Aphis*. Les autres genres sont représentés par 1 à 4 espèces. Par contre, la diversité aphidienne des arbres forestiers la plus représentée en sous familles, est moins riche en espèces. Elle comprend 8 sous familles, regroupant 17 espèces dont 16 sont inféodées aux arbres forestiers et 1 espèce qui peut également infester des Graminées cultivées et spontanées.

Cet inventaire fait ressortir la présence de 5 espèces polyphages, *Aphis craccivora*, *A. fabae fabae*, *A. gossypii*, *Macrosiphum euphorbiae* et *Myzus persicae*, qui sont toutes recensées sur les plantes cultivées et spontanées, et très redoutées en tant qu'agents vecteurs de nombreuses maladies virales. 7 espèces à phytophagie intermédiaire, *Acyrtosiphon pisum*, *A. citricola*, *A. fabae cirsiacanthoides*, *Aulacorthum solani*, *Brachycaudus helichrysi*, *Hyalopterus pruni*, et *Phloeomyzus passerinii*, dont les plantes varient selon les espèces et peuvent être soit pérennes et annuelles cultivées ou spontanées. Ainsi que 18 espèces oligophages et 44 espèces monophages dont le degré de spécialisation varie en fonction non seulement de la ressource alimentaire, mais également que la plante soit un site de ponte, un lieu d'hivernation, un lieu de rencontre du partenaire sexuel et un abri vis-à-vis des ennemis naturels prédateurs et parasitoïdes.

Les Aphididae sont souvent contrôlés par un grand nombre d'espèces d'ennemis naturels, notamment les parasitoïdes parmi lesquels nous avons pu identifier la présence de 14 espèces, dont 13 endoparasites et 1 ectoparasite (*Praon volucre*) appartenant à deux sous familles. Les Aphidiinae sont représentés par 11 espèces et 8 genres; *Aphidius*, *Diaeretiella*, *Ephedrus*,

Lipolexis, Lysiphlebus, Praon et Trioxyis inféodés aux pucerons des cultures, des plantes spontanées et ornementales et le genre Pauesia à ceux des conifères forestiers. La sous famille des Aphelininae comprend 3 espèces dont 2 du genre Aphelinus, parasitent des pucerons des cultures, et 1 espèce du genre Mesidiopsis recensé sur les pucerons du peuplier.

Les résultats de cette étude montrent également que les relations des parasitoïdes avec leurs hôtes varie selon les espèces. Ainsi, *Aphidius matricariae* est l'espèce qui possède le plus grand nombre d'hôtes. Elle parasite 36 espèces de pucerons sur 34 espèces parmi les plantes cultivées pérennes, annuelles et les plantes spontanées. L'ectoparasitoïde *Praon volucre* possède 21 aphides hôtes recensés sur 22 plantes

Les parasitoïdes *Aphidius ervi*, *A. matricariae*, *Diaeretiella rapae*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre* et *Trioxyis (B.) angelicae* sont les espèces les plus polyphages. Ils possèdent des aphides hôtes parmi ceux des plantes cultivées pérennes, annuelles que ceux des plantes spontanées. Les autres parasitoïdes présentent une gamme d'hôtes plus restreinte; *Aphidius ervi*, *Ephedrus persicae*, *E. plagiator* et *Lipolexis gracilis* possèdent entre 2 à 6 espèces d'aphides hôtes. *Aphelinus asychis* et *A. mali* n'ont été récoltés chacune que sur une espèce de pucerons parmi ceux des plantes cultivées. *Mesidiopsis (Aphelinus) sp.* est inféodé aux aphides du genre Chaitophorus, *Pauesia cedrobii* et *P. silana* sont respectivement inféodés aux aphide des genres Cedrobium et Cinara.

Malgré le nombre d'espèces d'aphides et de parasitoïdes recensé, cet inventaire reste incomplet par rapport à ceux réalisés dans les autres pays du Maghreb et dans le monde. Cependant, il fait apparaitre l'existence de chaines trophiques assez complexes, qui s'entrecroisent ou qui présentent de nombreuses liaisons et nœuds dans les relations trophiques entre les plantes hôtes et les aphides et les parasitoïdes généralistes; *A. matricariae*, *P. volucre*, *L. fabarum*, *T. angelicae* et *D. rapae*. Cette régulation descendante permet de diminuer l'impact dépressif des aphides sur les plantes cultivées et spontanées, d'où un effet bénéfique indirect des parasitoïdes sur les plantes.

Le groupe fonctionnel des phytophages plus riche en espèces dans le sublittoral, est représenté surtout par des polyphages dont l'ordre d'arrivée écologique dans la culture est le plus précoce pour *Aphis fabae* et *A. gossypii*, et le plus tardif pour *A. craccivora*, *Myzus persicae*, *A. nasturtii* et *Aulacorthum solani*. Alors que dans le verger multivariétal, même en étant plus diversifié en espèces polyphages que monophages, les premiers ailés qui apparaissent sont ceux des espèces inféodées aux plantes spontanées, *C. horni*, *H. lactucae* et *D. sonchi*. Les espèces polyphages dont certaines se développent aussi bien sur tomate que sur les arbres fruitiers; présentent un ordre d'arrivée écologique qui varient selon les régions et le type de culture.

Le cortège des ennemis naturels des aphides de la culture de tomate varie selon les régions et les années. Il est le moins représenté en 2014 dans le sublittoral, et le plus complexe dans sa composition dans la même région en 2015 que dans le littoral. Les vols des consommateurs secondaires, notamment les prédateurs commencent par ceux des Coccinellidae durant la

même période que ceux des consommateurs primaires, les phytophages dans le sublittoral, alors qu'ils sont plus tardifs et représentés en premier par ceux des Chrysopidae dans le littoral. Alors que dans le verger multivariétal, les vols des prédateurs Coccinellidae ne commencent qu'au mois d'Avril, après les vols des premiers aphides émigrants à partir des plantes spontanées, et se poursuivent jusqu'au mois de Juin. Ils sont représentés par des vols tardifs et importants de *S. aptezi*, mais *C. algerica* et *S. frontalis* présentent au printemps des vols qui augmentent avec ceux des aphides liés à la diversité des proies qui répondent à leur besoin d'entretien et de reproduction, ainsi qu'à ceux de leur progéniture.

Il apparaît donc que les périodes de vol et l'ordre d'arrivée écologique des ennemis naturels prédateurs, parasitoïdes et des aphides des milieux cultivés sont conditionnés par leurs interactions trophiques intra guildes et inter guildes phytophages, prédateurs et parasitoïdes. Le comportement de chacun des organismes de ces groupes fonctionnels est guidé par ses besoins vitaux tels que se mettre à l'abri, se nourrir, se reproduire, assurer la survie de sa descendance. A chacune de ces étapes, l'insecte sera à la recherche du lieu le plus approprié, offrant un abri, de la nourriture, un site de ponte. Dans ces cas, c'est l'adulte en général ailé, étant donné ses capacités au vol qui recherchera le site le plus adapté à ses besoins et/ou à ceux de sa descendance.

A cette fin, les adultes de chacun des deux niveaux trophiques des consommateurs des deux milieux cultivés consacrent donc une part importante de leur vie à la recherche de nourriture. D'une part, ils chercheront un site qui pourra fournir de la nourriture pour leur propre consommation, afin d'assurer leur reproduction et favoriser leur ponte. D'autre part, ils chercheront un site qui pourra fournir de la nourriture à leur progéniture qui leur assure la survie et le développement. Ce site pourra être la même proie ou hôte afin de conserver le même régime alimentaire tout le long de son cycle de développement ou différent selon que le régime alimentaire varie entre la larve et l'adulte.

Dans l'objectif de conserver et de favoriser l'action régulatrice des auxiliaires des cultures et de maintenir les populations des aphides sous le seuil de tolérance. Il serait primordial d'instaurer dans les systèmes de culture une diversité végétale importante qui limiterait la prolifération des aphides nuisibles dans les cultures, en particulier contre les espèces oligophages et monophages. En effet, ces derniers étant souvent spécifiques à une famille végétale, leur propagation est donc plus limitée et difficile dans un mélange d'espèces végétales. La diversité des espèces cultivées et spontanées permet également d'apporter le gîte et l'alimentation à un plus grand nombre d'insectes auxiliaires qui sont généralement peu spécifiques vis-à-vis de leurs proies et qui peuvent intervenir dans la limitation des infestations des aphides polyphages. C'est le cas de certaines plantes spontanées adventices, comme la morelle noire, le laiteron maraicher, la picride fausse vipérine, l'oseille crépue, la grande mauve et le chardon, ou florales (le rosier) et ornementales (le laurier rose) qui peuvent constituer des plantes relais, qui hébergent des phytophages spécifiques, ce qui va permettre d'attirer les auxiliaires sans risques de propagation des nuisibles vers les plantes cultivées. Dans ces cas les auxiliaires vont pouvoir se multiplier et recoloniser les cultures.

La diversification des espèces végétales par l'installation de haies, bandes florales, plantes adventices, stations refuges, plantes relais et abris, en y associant des plantes attractives des auxiliaires constitue également une source de diversification des ressources alimentaires et d'abri pour les différentes guildes et pourrait intervenir dans le maintien d'un équilibre naturel et prévenir ou combattre les attaques des aphides nuisibles parmi les espèces polyphages, oligophages que monophages.

En perspective, il serait également intéressant de compléter l'inventaire et les interactions des aphides et de leurs ennemis naturels. Ainsi que d'étudier l'effet des symbiontes digestifs et de l'association fourmis et aphides dans la défense contre les ennemis naturels.

Les résultats de cet inventaire complètent l'inventaire aphidien et le complexe ennemis naturels qui leur est associé en Algérie. Mais, il reste cependant très peu représenté en espèces, par rapport au nombre d'espèces signalé dans d'autres pays, régions et dans le monde. De nombreuses espèces restent à découvrir, vu la diversité taxonomique, écosystémique et paysagère que renferme l'Algérie et qui constitue un champ vierge, étant donné la diversité des écosystèmes la caractérisant du Nord au Sud, représentés par des zones côtières, des zones humides, des zones montagneuses, des zones steppiques, des zones forestières et des zones sahariennes, dont chacune d'elles représente un milieu particulier par ses conditions environnementales et biologiques.

# **RÉFÈRENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

## RÉFÈRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1-Abbar F., Hajjar M.J. & Jamal M. (2012)** effect of some insecticides on parasitoid, *aphelinus mali* hald (hymenoptera: aphelinidae) of the woolly apple aphid *eriosoma lanigerum* hausmann, IJB PA S, M ay, 2012, 1(4), pp.594-502.
- 2-Abdelguerfi A., Chehat F., Ferrah A. & Yahiaoui S. (2009)** Quatrieme Rapport National sur la mise en oeuvre de la Convention sur la Diversite Biologique au niveau National. Ministere de l'Amenagement du Territoire, de l'Environnement et du Tourisme, MATET, FEM, PNUD, 121 p.
- 3-Abo Kaf N. (1991)** Parasitic Hymenoptera associated with cereal aphids in fields of wheat and barley in the region of Lublin, Poland. Pp. 17-21 in L. Polgár, R.J. Chambers, A.F.G. Dixon & I. Hodek (Eds). Behaviour and impact of Aphidophaga. SPB Academic Publishing bv, The Hague, The Netherlands.
- 4-Acar E.B., Medina J.C., Lee M.L. & Booth G.M. (2001)** Olfactory behaviour of convergent lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae) to alarm pheromone of green peach aphid (Hemiptera: Aphididae). *Can. Entomol.*, 133(3), 389-397.
- 5-Agarwala B.K., Yasuda H. & Kajita Y. (2003)** Effect of conspecific and heterospecific feces on foraging and oviposition of two predatory ladybirds: role of fecal cues in predator avoidance. *J. Chem. Ecol.*, 29(2), 357-376.
- 6-Ahmad F., Aslam M. & Razaq M. (2004)** Chemical ecology of insects and tritrophic interactions. *J. Res. (Sci.)*, 15(2), 181-190.
- 7-Akyürek B., Zeybekoğlu Ü.I. & Görür G. (2010)** New records of aphid species (Hemiptera: Aphidoidea) for the Turkish fauna from Samsun province. *Turk J Zool* 34, 421-424.
- 8- Allison J.D. & Hare J.D. (2009)** Learned and naive natural enemy responses and the interpretation of volatile organic compounds as cues or signals. *New Phytologist* 184: 768-782.
- 9-Alrouechdi K. (1984)** Les Chrysopides (Neuroptera) en Oliveraie. *Progress in World's Neuropterology*. Gepp J-, H. Aspöck & H. Hölzel. Ed, p-p 147-152.
- 10-Anonyme (1979)** *Plan d'aménagement du verger agrumicole algérien*. Document provisoire, C.O.F.R.O.R.-M.A.R.A., 312p.
- 11-Anonyme (1999)** *Les pucerons des plantes maraîchères. Cycles biologiques et activités de vol*. ACTA, Paris, France, 136 p.
- 12-Anonyme (2002)** Un résumé de la situation météorologique exceptionnelle ayant affecté le centre et l'ouest du nord Algérie, et en particulier la zone urbaine d'Alger, les 9 et 10 novembre 2001. *Office National de Météorologie*, Alger, note technique, n°001, 6 p.



- 13-Anonyme (2003)** Evaluation des besoins en matière de renforcement des capacités nécessaires à l'évaluation et la réduction des risques menaçant les éléments de la biodiversité biologique en Algérie. *FEM/PNUD*. Projet ALG/G 31/ 97.
- 14-Anonyme (2008)** nouvelles techniques économiques et respectueuses de l'environnement pour la protection des plantes. Rapport d'activité INRA 39 pages *Antennae*, 2002, vol. 9, n° 1, p.-p. 5-9.
- 15-Anonyme (2011)** Présentation de la région de Cherchell. Daira de Cherchell, 10 p.
- 16-Anonyme (2014 a)** *Gestion intégrée des ressources en eau et assainissement liquide*. Programme d'Aménagement Côtier (PAC) "Zone côtière algéroise". M.AT.E., 107p.
- 17-Anonyme (2014 b)** Synthèse des données climatiques de la région du littoral Algérois. *I.T.C.M.I.*, 4 p.
- 18-Anonyme (2015 a)** Plan parcellaire de la station expérimentale de la Faculté des Sciences de la Nature et de la vie. Université Blida 1, 1p.
- 19-Anonyme (2015 b)** Plan parcellaire de la ferme pilote Chahid Sadouk M'hamed, El Affroun, 1p.
- 20-Aquilino K.M., Cardinale B.J. & Ives A.R. (2005)** Reciprocal effects of host plant and natural enemy diversity on herbivore suppression: an empirical study of a model tritrophic system. *Oikos* 108 (2):275-282.
- 21-Aroun M.E.F. (1985)** *Les aphides et leurs ennemis naturels dans un vergers d'agrumes de la Mitidja (Algérie)*. Thèse de magister en Sciences Agronomiques, option Phytotechnie. Institut National Agronomique El Harrach (Alger), 107p.
- 22-Aroun M.E.F. & Abdel Hussain M.S. (2006)** Les Aphidiides (Hym.) d'Algérie et leurs aphides hôtes, *Rencontre Méditerranéenne d'Écologie* Bejaia 7,8 et 9 novembre 2006, 13p.
- 23-Asgari S., Theopold U., Wellby C. & Schmidt O. (1998)** A protein with protective properties against the cellular defense reactions in insects. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 95: 3690-3695.
- 24-Akyürek B., Zeybekoğlu Ü. & Görür G. (2010)** New records of aphid species (Hemiptera: Aphidoidea) for the Turkish fauna from Samsun province. *Turk J Zool* 34, 421-424.
- 25-Argyriou L.C. (1970)** les aphides nuisibles aux agrumes en Grèce et leurs ennemis naturels. *Anns. Inst. Phytopath. Benaky, N.S.*, 9, 1146117.
- 26-Arzone A & Vidano C (1984)** Indagini su *Phloeomyzus passerinii* (Sign.) in Piemonte. *Annali della Facolta di Scienze Agrari della Universita degli Studi di Torino*, **13**, 337-356.
- 27-Aubert G., Loisel R. & Zeraia L. (1976)** Première contribution à la mise en évidence de l'intérêt présenté par l'arboretum de Meurdja (Algérie). *Ecologia Mediterranea*, 2, 123-130.

**28-Autrique A. & Ntahimpera L. (1994)** Atlas des principales espèces de pucerons rencontrées en Afrique Sub-saharienne. Administration Générale de la Coopération au Développement, AGCD, *Publication Agricole*, N° 33, 78 p.

**29-Awmack CS. & Leather S.R. (2002)** Host plant quality and fecundity in herbivorous insects. *Annual Review of Entomology* 47:817-844.

**30-Bakroune N.E.H. (2012)** *Diversité spécifique de l'aphidofaune (Homoptera, Aphididae) et de ses ennemis naturels dans deux (02) stations: El-Outaya et Ain Naga (Biskra) sur piment et poivron (Solanacées) sous abris - plastique.* Mémoire de magister en sciences agronomiques. Option : Agriculture et environnement en régions arides. Université Mohamed Kheider Biskra, 83 p.

**31-Balachowsky A. & Mesnil L. (1935)** *Les insectes nuisibles aux plantes cultivées leurs mœurs et leurs destructions.* Ed. Busson, Paris, 1892 p.

**32-Barbagallo S. & Inserra R. (1974)** L'afidofauna degli agrumi in Italia, *L'Italia Agricola*, 111 (3), 121-127.

**33-Basky Z. (2002)** Predators and parasitoids on different cereal aphid species under caged and no caged conditions in Hungary. *Biology, Ecology and Behaviour of Aphidophagous Insects. 8th International Symposium on Ecology of Aphidophaga* University of the Azores, Ponta Delgada. Pp. 95-101.

**34-Basky Z. & Szalay-Marszó L. (1987)** Study of isolation mechanisms in the *Hyalopterus pruni* and *Hyalopterus amygdali* complex. In: *Population Structure, Genetics and Taxonomy of Aphids and Thysanoptera. Proceedings International Symposium, Smolenice, Czechoslovakia, 1985.* SPB Publishing, The Hague, pp. 370–376.

**35-Beckage N.E. & Gelman D.B. (2004):** Wasp parasitoid disruption of host development: Implications for new biologically based strategies for insect control. *Ann. Rev. Entomol.* 49: 299-330.

**36-Ben Halima M., Rebhi R. & Ommezine A. (2011)** Habitats et proies de *Coccinella algerica* Kovar dans différentes régions côtières de la Tunisie *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*, 63 (1), 35-45.

**37-Berenbaum M.R. (1995)** The chemistry of defense: theory and practice. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 92, 2-8.

**38-Berlocher S. H. & Feder J. L. (2002)** Sympatric speciation in phytophagous insects: moving beyond controversy? *Annual Review of Entomology* 47:773-815.

**39-Bernasconi M.L., Turlings T.C.J., Edwards P.J., Fritzsche-Hoballah M.E., Ambrosetti L., Bassetti P. & Dorn S. (2001)** Response of natural populations of predators and parasitoids to artificially induced volatile emissions in maize plants. *Agric. Forest Entomol.* 3: 201-209.

- 40-Bernays E.A. (1989)** Host range in phytophagous insects: the potential role of generalist predators. *Evolutionary Ecology*, 3: 299-311.
- 41-Bernays E. A. & Chapman R. F. (1994)** *Host-plant Selection by Phytophagous Insects*. New York: *Chapman & Hall*. 204 p.
- 42-Bernstein C., Heizmann A. & Desouhant E. (2002)** Intraspecific competition between healthy and parasitised hosts in a host-parasitoid system: consequences for life-history traits. *Ecological Entomology* 27: 415-423.
- 43-Bhatkar A.P. (1982)** Orientation and defense of ladybeetles (Coleoptera, Coccinellidae) following ant trail in search of aphids. *Folia Entomol. Mex.*, 53, 75-85.
- 44-Bigre & Marzin, 1970** *les cultures maraichères sur le littoral Algérois*. Thèse Ing. Agro, I.N.A., El Harrach (Alger), 51p.
- 45-Binazzi A. (1984)** Chiave per le specie afidiche piu note delle conifer in Europa. *Redia*, Appendice, Vol. LXVII ? PP. 547-571.
- 46-Blackman R. L. & Eastop V. F. (1994)** *Aphids on the world's trees: an identification and information guide*. Wallingford, CAB International, Wallingford, 986 p.
- 47-Blackman R. L. & Eastop V. F. (2000)** *Aphids on the world's crops: an identification and information guide*. 2nd edition, Chichester, John Wiley & Sons, 466p.
- Bodenheimer F.S. & Swirski E., (1957)** *The Aphidoïdae of the East*. Ed. The Weizmann Science Press Jerusalem, p.47- 346.
- 48-Boivin G. (2001)** Parasitoïdes et lutte biologique: paradigme ou panacée? *Vertigo*. La revue électronique en sciences de l'environnement 2 : 29-35.
- 49-Bonnemaison L. (1951)** *Les ennemis animaux des plantes cultivées et des forêts*. Tome 1. GEP, Paris, 429-531.
- 50-Bonnemaison L. (1953)** *Les parasites animaux des plantes cultivées et des forêts* SEDIA, Paris. 668 p.
- 51-Bouchard Y. & Cloutier C. (1984)** Honeydew as a source of host-searching kairomones for the aphid parasitoid *Aphidius nigripes* (Hymenoptera: Aphidiidae). *Can. J. Zool.*, 62(8), 1513-1520.
- 52-Bouchard Y. & Cloutier C. (1985)** Role of olfaction in host finding by aphid parasitoid *Aphidius nigripes* (Hymenoptera: Aphidiidae). *J. Chem. Ecol.*, 11, 801- 808.
- 53-Bouchery.Y & Jack.F. (1982)** *Atlas des formes ailées des espèces courantes de pucerons*. Ed. I.N.R.A. Paris. 48p.
- 54-Boukhris-Bouhachem S., Souissi R., Turpeau E., Jouan J.R., Fahem M., Ben Brahim N. & Hullé M.(2007)** Aphid (Hemiptera: Aphidoidea) diversity in Tunisia in relation to seed potato production. *Ann. soc. entomol. Fr. (n.s.)*, 43 (3): 311-318 311.

- 55-Bradley G.A. (1959)** Feeding sites of aphids of the genus *Cinara* Curtis (Homoptera: Aphididae) in Northwestern Ontario. *The Canadian Entomologist* 91:670-671.
- 56-Braendle C. & Weisser WW. (2001)** Variation in escape behavior of red and green clones of the pea aphid. *Journal of Insect Behavior*, 14: 497-509.
- 57-Budenberg W. J. (1990)** Honeydew as a contact kairomone for aphid parasitoids. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. Vol. 55, 139–148.
- 58-Budenberg W.J. & Powell W. (1992):** The role of honeydew as an ovipositional stimulant for two species of syrphids. *Entomol. Exp. Appl.*, 64, 57-61.
- 59-Budenberg W.J., Powell W. & Clark S.J. (1992)** The influence of aphids and honeydew on the leaving rate of searching aphid parasitoids from wheat plants. *Entomol. Exp. Appl.*, 63, 259-264.
- 60-Buitenhuis R., McNeil J.N., Boivin G. & Brodeur J. (2004)** The role of honeydew in host searching of aphid hyperparasitoids. *J. Chem. Ecol.*, 30(2), 273-285.
- 61-Caillaud C.M. & Niemeyer H.M. (1996)** Possible involvement of the phloem sealing system in the acceptance of a plant as host by an aphid. *Experientia*, 52, 927-931.
- 62-Callaway J.C., Deluca T.H. & Belliveau W.M. (1999):** Biological-control herbivores may increase competitive ability of the noxious weed *Centaurea maculosa*. *Ecology*, 80, 1196-1201.
- 63-Carter C.I. & Maslen N.H. (1982)** Conifer lachnids in Britain. *Fore.st. Comm. Bull.*, 58, 1-75.
- 64-Carter M. & Dixon A.F.G. (1984)** Honeydew: an arrestant stimulus for coccinellids. *Ecol. Entomol.*, 9, 383-387.
- 65-Cassier P., Brugerolle G., Combes C., Grain J. & Raibaut A. (1998)** *Le parasitisme, un équilibre dynamique*. Ed. Masson, Paris, 366 p.
- Chapot H. & Delucchi V.L. (1964) *Maladies, troubles et ravageurs des Agrumes au Maroc*. I.N.R.A. , Rabat, 339 p.
- 66-Chehema S. (2013)** *Etude bioécologique des Hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés au milieu naturel et cultivé dans la région de Ghardaïa*. Mémoire de diplôme de magister Spécialité : Protection des végétaux, Option : Zoophytatrie. Université Kasdi Merbah, Ouargla. 53p.
- 67-Chamberlain D.E., Fuller R.J., Bunce R.G.H., Duckworth J.C. & Shrubbs M. (2000)** Changes in the abundance of farmland birds in relation to the timing of agricultural intensification in England and Wales. *Journal of Applied Ecology*, 37(5): 771-788.
- 68-Chapman R.F., Bernays E.A. & Simpsom S.J. (1981)** Attraction and repulsion of the aphid, *Cavariella aegopodii*, by plant odors. *Journal of Chemical Ecology*, 7: 881-888.

- 69-Chaubet B. (2010)** Les parasitoïdes des pucerons. Encyclop'Aphid <https://www6.inra.fr/encyclopedie-pucerons/Especies/Parasitoïdes>. 07.07.2015.
- 70-Choi M.Y., Roitberg B. D., Shani A., Raworth D. A. & Lee G. H. (2004)** Olfactory response by the aphidophagous gall midge *Aphidoletes aphidimyza* to honeydew from green peach aphid, *Myzus persicae*. *Entomol. Exp. Appl.*, **111**, 37-45.
- 71-Coley P.D., Bateman M.L. & Kursar T.A. (2006)** The effects of plant quality on caterpillar growth and defense against natural enemies. *Oikos* **115** (2):219-228.
- 72-Collet L., Rochat A.; Guillod L., Keller M., Kling J., Körbitz E., Ortelli S., Scheidiger M., & Schnieper S., (2013)** Cultures maraîchères Info 09/13 *Éditeur Verein Publikationen Spezialkulturen, c/o Agroscope*. 2 p.
- 73-Corcket E., Callaway R.M. & Michalet R. (2003)** Insect herbivory and grass competition in a calcareous grassland: results from a plant removal experiment. *Acta Oecologica*, **24**: 139-146.
- 74-Cortesero A.M., De Moraes C.M., Stapel J.O. & Lewis W.J. (1997)** Comparisons and contrasts in host foraging strategies of two larval parasitoids with different degrees of host specificity. *J. Chem. Ecol.* **23**: 1589-1606.
- 75-Covassi M. (1971)** Osscrvazioni preliminari sulla presenza in Italia di un afide nocivo ai Cedri: *Cedrobium laportei* Remaud. (Homoptera, Aphidoidea, Lachnidae). *Redia*, **52**, 641-652.
- 76-Dajoz R., 1971** *Précis d'écologie*. Ed. Dunod, Paris, 434p.
- 77-Dajoz R., 1985** *Précis d'écologie*. Bordas, Paris, 505 p.
- 78-Dawson G.W., Grffiths D.C., Pickett J.A., Smith M.C. & Woodcock C.M. (1984)** Natural inhibition of aphid alarm pheromone. *Entomol. Exp. Appl.*, **36**, 197-199.
- 79-Dedryver C.A., Di Pietro J.P., Gelle A. & Tanguy S. (1986)** Biologie des pucerons des céréales dans l'Ouest de la France. VI. – Etude comparative des fluctuations au champ des populations de *Sitobion avenae* (F.), *Metopolophium dirhodum* (Wlk.) et *Rhopalosiphum padi* (L.) sur différents cultivars de blé d'hiver *Agronomie, EDP Sciences*, **6** (1), 75-84.
- 80-Dedryver C.A. & Ait Ighil E.T. (2011)** Variété des cycles biologiques chez les pucerons des arbres fruitiers. *Journées Techniques Fruits et Légumes Biologiques – 7 & 8 décembre 2011 – Rennes* pp 65-70.
- 81-Dethier V.G. (1982)** Mechanism of host-plant recognition. *Ent. Exp. & App.* **31**, 49-56.
- 82-Di Pietro J.P., Dedryver C.A. & Soster C. (1986)** Relations entre les pucerons des céréales et leurs plantes-hôtes. I. – Mise au point d'une méthodologie de recherche de résistance 'de *Sitobion avenae* (F.) chez différents cultivars de blé d'hiver. *Agronomie, EDP Sciences*, **6** (5), 468-479.
- 83-Dicke M. (2000)** Chemical ecology of host-plant selection by herbivorous arthropods: a multitrophic perspective, *Biochem. Syst. Ecol.* **28**, 601-617.

**84-Dicke M. & Sabelis M.W. (1988)** Infochemical terminology based on cost –benefit analysis rather than origin of compounds? *Functional Ecology*, 2: 131-144.

**85-Dicke M., Sabelis M.W., Takabayashi J., Bruin J. & Posthumus M.A. (1990)** Plant strategies of manipulating predator-prey interactions through allelochemicals: prospects for application in pest control. *J. Chem. Ecol.* 16:

**86-Dion E. (2012)** *Effet de l'écologie d'un hôte sur l'évolution de son principal parasitoïde.* Spécialité: Biologie et Agronomie These/Agrocampus-Ouest, Université Européenne de Bretagne. 177p.

**86-Dixon AFG. (1998):** Aphid ecology, an optimization approach. Chapman & Hall, London *dirhodum* Wlk. et *Rhopalosiphum padi* L. *Agronomie, EDP Sciences*, 3 (8), pp.779-790.

**87-Dixon A.F.G. & Agarwala B.K. (1999)** Ladybird-induced life history changes in aphids. *Proceedings of the Royal Society London, Biological Science*: 1549-1553.

**88-Dixon T.J. (1959)** Studies on behaviour of Syrphidae (Diptera). *Trans. R. Entomol. Soc. London*, 112, 345-379.

**89-Djazouli Z.-E., Doumandji-Mitiche B. & Petit D., (2009)** Spatio-temporal variations of functional groups in a *Populus nigra* L. entomocenosis in the Mitidja plain (Algeria), *C. R. Biologies* 332: 848–860.

**90-Djellouli Y. & Saci A. (2003)** Catastrophe "naturelle" : les inondations dévastatrices du 9 et 10 novembre 2001 à Beb El Oued (Alger, Algérie).In: *Publications de l'Association Internationale de Climatologie*, n°23, p. 236-242.

**91-Dolphin K. & Quicke D. (2001)** Estimating the global species-richness of incompletely described taxa: an example using parasitoid wasps (Hymenoptera: Braconidae). *Biological Journal of the Linnean Society*. 73: 279-286.

**92-Douglas A.E. (1993)** The nutritional quality of phloem sap utilized by natural aphid populations. *Ecological Entomology*, 18 (1): 31-38.

**93-Douglas A.E. (2003)** The nutritional physiology of aphids. *Advances in Insect Physiology*, 31, 73-140.

**94-Drès M. & Mallet J. (2002)** Host races in plant-feeding insects and their importance in sympatric speciation. *Phil. Transactions of R. Society of London Series B* 357:471-492.

**95-Du Y., Guy M.P., Powell W. & Wadhams L.J. (1997)** Chemically mediated associative learning in the host foraging behavior of the aphid parasitoid *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Braconidae). *J. Insect Behav.*, 10, 509-521.

**96-Durieux D., Verheggen F. J., Vandereycken A., Joie E & Haubruge E. (2010)** Synthèse bibliographique : l'écologie chimique des Coccinelles. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 14(2), 351-367.

- 97-Dyer L.A. & Letourneau D.K. (1999)** Trophic cascades in a complex terrestrial community. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 96 (9):5072-5076.
- 98-Ehrlich P. R. & Raven P. H. (1964)** Butterflies and plants: a study in coevolution. *Evolution* 18:586-608.
- 99-Elzen GW, Williams HJ & Vinson SB (1986)** Wind tunnel flight responses by hymenopterous parasitoid *Campoletis sonorensis* to cotton cultivars and lines. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 42: 285–289.
- 100-Elzen G.W., Williams H.J., Bell A.A., Stipanovic R.D. & Vinson S.B. (1985)** Quantification of volatile terpenes of glanded and glandless *Gossypium hirsutum* L. cultivars and lines by gas chromatography. *J. Agr. Food Chem.* 33, 1079-1082.
- 101-Étilé E. (2010)** Comportement alimentaire d'un herbivore polyphage, la livrée des forêts Bulletin de la Société d'entomologie du Québec. *Antennae*, vol. 17, no 2, pp 8-9.
- 102-Étilé E. (2012)** Pratiques agricoles favorisant la répression des ravageurs des cultures par leurs prédateurs naturels. *Revue de littérature présentée à Agriculture et Agroalimentaire Canada*. 38p.
- 103-Emonnot P., Gayraud Y., Leclant F. & Remaudière G. (1967)** Sur la présence en France de *Cedrobium laportei* Remaudière, puceron nuisible au cèdre. *C.R. Acad. Agric. Fr.*, 53, 966- 971.
- 104-Evans E.W. & Dixon F.G. (1986)** Cues for oviposition by ladybird beetles (Coccinellidae): response to aphids. *J. Anim. Ecol.*, 55, 1027-1034.
- 105-Evans E.W. & Richards D.R. (1997)** Managing the dispersal of ladybird beetles (Col.: Coccinellidae): use of artificial honeydew manipulate spatial distributions. *Entomophaga*, 42, 93-102.
- 106-Fabre J.P. (1976)** Sur la présence en France de *Cinara cedri* (Mimeur) puceron nuisible au cèdre. *C.R. Acad. Agric. Fr.*, 2 juin 1976, 771-775.
- 107-Fabre J.P. (1982):** Le problème des pucerons du cèdre. Dégâts et méthodes de lutte. *C.R. Journées d'Etudes et d'Informations « Pucerons des cultures »*, Paris, 2-3 mars 1981. - Association de coordination technique agricole, Paris, 331-335.
- 108-Fabre J.P. (1988)** Possibilités d'infestation par les pucerons : *Cedrobium laportei* Remaudière, *Cinara cedri* Mimeur (Homoptera, Lachnidae), chez le genre *Cedrus*. *Annales des Sciences Forestières*, vol. 45, 1 25- 140.
- 109-Fabre J.P. (1994)** Etat actuel des connaissances sur les ravageurs originaires de l'aire naturelle des cedres parvenus en France, colonisation par les insectes d'un nouvel ecosysteme forestier. *Ann. Rech. For. Maroc*, (1994), T(27), 513-526.
- 110--Fabre J.P. & Rabasse J.M. (1987)** Introduction dans le sud-est de la France d'un parasite : *Pauesia cedrobii* Stary et Leclant (Hym. Aphididae) du puceron : *Cedrobium*

*laportei* Remaudière (Hom., Lachnidae) du cèdre de l'Atlas : *Cedrus atlantica* Manetti. *Entomophaga*, 32 (2), 127- 141.

**111-Fabre J.P. Mouna M., Du Merle P. & Benhalima S. (1999)** Le point sur certains ravageurs du Cèdre de L'atlas en Afrique du Nord, en France et en Europe, *forêt méditerranéenne* t. xx, n ° 4, pp. 203-218.

**112-Fabres G., Le Rü B. (1988)** Plant insect relationships studies to improve cassava mealybug regulation methods. *Proceedings of the Seventh Symposium of The International Society for Tropical Root Crops organized by INRA*, 1-6 July 1985, Gosier, Guadeloupe, Editions INRA, pp. 563-577.

**113-Farrugia C. (1995)** *The entomofauna associated with cauliflower (Brassica oleracea var. botrytis) cultivation in Gozo*. B.Sc., dissertation, Department of Biology, University of Malta. VI-119 pp.

**114-Ferre A. (2011)** *Les pucerons en cultures ornementales*. Groupe PBI extérieure CDHRC.Station de l'Institut Technique d'Horticulture, 15 p.

**115-Fievet V., Lhomme P. & Outreman Y. (2008)** Predation risk cues associated with killed conspecifics affect the behavior and reproduction of prey animals. *Oikos* 117: 1380.

**116-Fievet V., Le Guigo P., Casquet J., Poinot D. & Outreman Y. (2009)** Living with the dead: when the body count rises, prey stick around. *Behavioral Ecology* 20: 251-257.

**117-Fisher M.K., Hoffmann K.H. & Völkl W. (2001)** Competition for mutualists in ant-homopteran interactions mediated by hierarchies of ant attendance. *Oikos*, 92, 531-541.

**118-Flaval A. (2006)** Les pucerons, *Insecte* 27, N° 142 (3) 6 p.

**119-Flowerdew, J.R. (1997):** Mammal biodiversity in agricultural habitats. In: Kirkwood, R.C. (Ed) Biodiversity and Conservation in Agriculture, 25–40. *BCPC Symposium 69. British Crop Protection Council, Farnham*. 415 p.

**120-Fox C.W. & Mousseau TA (1996)** Larval host plant affects fitness consequences of egg size variation in the seed beetle *Stator limbatus*. *Oecologia* 107 (4):541-548.

**121-Fox L.R., Letourneau D.K., Eisenbach J. & Vannouhuys S. (1990)** Parasitism and sex-ratios of a parasitoid wasp - Effects of herbivore and plant-quality. *Oecologia* 83 (3):414-419.

**122-Francis F., Lognay G. & Haubruge E. (2004)** Olfactory responses to aphid and host plant volatile releases: (E)- $\beta$ -farnesene an effective kairomone for the predator *Adalia bipunctata*. *J. Chem. Ecol.*, 30(4), 741-755.

**123-Francis F. Vandermoten S., Verheggen F., Lognay G. & Haubruge E. (2005)** Is the (E)- $\beta$ -farnesene only volatile terpenoid in aphids? *J. Appl. Entomol.*, 129(1), 6-11.

**124-Funk D. J., Filchak K. E. & Feder J. L. (2002)** Herbivorous insects: model systems for the comparative study of speciation ecology. *Genetica* 116:251-267.



- 125-Futuyma D.J. (1991)** *Evolution of host specificity in herbivorous insects: genetic, ecological, and phylogenetic aspects*. In Plant–animal interactions: evolutionar’ ecolog’ in tropical and temperate regions (ed. P. W. Price, T. M. Lewinsohn, G. W. Fernandes & W. W. Benson), New York. pp. 431–454.
- 126-Giles K.L. Madden R. D., Stockland R., Payton M. E. & Dill- with J. W (2002)** Host plants affect predator fitness via the nutritional value of herbivore prey: investigation of a plant-aphid-ladybeetle system. *Biocontrol*, 47, 1-21.
- 127-Girling R.D. & Hassall M. (2008)** Behavioural responses of the seven-spot ladybird *Coccinella septempunctata* to plant headspace chemicals collected from four crop *Brassicas* and *Arabidopsis thaliana*, infested with *Myzus persicae*. *Agric. For. Entomol.*, 10, 297-306.
- 128-Godfray H.C.J. (1994)** *Parasitoids. Behavioural and evolutionary ecology*. Princeton: PrincetonUniversity Press. 231 p.
- 129-Goff A.M. & Nault LR. (1974)** Aphid cornicle secretions ineffective against attack by parasitoid wasps. *Environmental Entomology* 3: 565-566.
- 130-Gomez J.M. & Zamora R (1994)** Top-down effects in a tritrophic system Parasitoids enhance plant fitness. *Ecology* 75 (4):1023-1030.
- 131-Greany P.D. & Hagen K.S. (1981)** *Prey selection*. In: Nordlund D.A., Jones R.L. & Lewis W.J., eds. *Semiochemicals: their role in pest control*. New York, USA: John Wiley & Sons, 121-135.
- 132-Grimaldi A. Caccia S., Congiu T., Ferrarese R., Tettamanti G., Rivas-Pena M., Perletti G., Valvassori R., Giordana B., Falabella P., Pennacchio F. & De Eguileor M. (2006)** Structure and function of the extraembryonic membrane persisting around the larvae of the parasitoïd *Toxoneuron nigriceps*. *Journal of Insect Physiology* 52: 870-880.
- 133-Guérin M. (2014)** Attractivité des plantes pour les auxiliaires - synthèse sur les interactions plante/insecte. *Ecophyto*, 14p.
- 134-Hagen K.S. (1962)** Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. *Annu. Rev. Entomol.*, 7, 289-326.
- 135-Hagen K.S., Greany P., Sawall E.F. & Tassan R.L. (1971)** The use of food sprays to increase effectiveness of entomophagous insects. In: *Proceedings of the Tall timbers conference on ecological animal control and habitat management, 1970, n° 2*. Tallahassee, FL, USA: Tall Timbers Research Station, 59-81.
- 136-Hairston N.G., Smith F.E. & Slobodkin L.B. (1960)** Community structure, population control, and competition. *The American Naturalist*, 94, 421-425.
- 137-Halaj R. & Osiadacz B. (2014)** *Ctenocallis israelica*-first record in Central Europe, with a note on the genus *Ctenocallis*. *Turkish Journal of Zoology*, 38, 1 p-p. 35-41.

- 138-Hamilton R.M., Dogan E.B., Schaalje G.B. & Booth G.M. (1999)** Olfactory response of the lady beetle *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae) to prey related odors, including a scanning electron microscopy study of the antennal sensilla. *Environ. Entomol.*, 28, 812-822.
- 139-Hammer O., Harper D.A.T. & Ryan P.D. (2001)** Past: Paleontological statistics software package for education and data analysis, *Palaeont. Electron.* 4 (1): 9, <http://palaeoelectronica.Org/2001.07.08.2015>.
- 140-Han B. Y. & Chen Z. M. (2002 a)** Behavioral and electrophysiological responses of natural enemies to synomones from tea shoots and kairomones from tea aphids, *Toxoptera aurantii*. *J. Chem. Ecol.*, 28(11), 2203-2219.
- 141-Han B. Y. & Chen Z.M. (2002 b)** Composition of the volatiles from intact and tea aphid-damaged tea shoots and their allurement to several natural enemies of the tea aphid. *J. Appl. Entomol.*, 126, 497-500.
- 142-Harborne J.B. (1993)** *Introduction to chemical ecology*, 4ème édition, Academic press, London, 317 p.
- 143-Hardie J. (1989)** Spectral specificity for targeted flight in the black bean aphid, *Aphis fabae*. *Journal of Insect Physiology*, 35: 619-626.
- 144-Hardie J., Isaacs R., Pickett J.A., Wadhams L.J. & Woodcock C.M. (1994)** Methyl salicylate and (-)-(1R, 5S)-myrtenal are plant derived repellents for black bean aphid, *Aphis fabae* Scop. (Homoptera: Aphididae). *Journal of Chemical Ecology*, 20, 2847–2855.
- 145-Heidari M. & Copland M.J.W. (1993)** Honeydew: a food resource or arrestant for the mealybug predator *Cryptolaemus montrouzieri*? *Entomophaga*, 38(1), 63- 68.
- 146-Heie O.E. (1967)** Studies on fossil aphids (Homoptera: Aphidoidea). *Spolia Zoologica Musei Hauniensis* 26:1-273.
- 147-Heie O.E. (1986)** The Aphidoidea (Hemiptera) of Fennoscandia and Denmark. III. Family Aphididae: subfamily Pterocommatinae and tribe Aphidini of subfamily Aphidinae // *Fauna Entomologica Scandinavica*. vol. 17, 1–314
- 148-Heie O.E. (1994)** Why are there so few aphid species in the temperate areas of the southern hemisphere? *European J. of Entomology*, 91:127-133.
- 149-Heie O.E. (1995)** *The Aphidoidea (Hemiptera) of Fennoscandia and Denmark.VI*. Fauna Entomologica Scandinavica 31. Leiden: Scandinavian Science Press, 222 p
- 150-Heie O.E. (1996)** The evolutionary history of aphids and a hypothesis on the coevolution of aphids and plants. *Bolletino di Zoologia agraria e di Bachicoltura Series II*: 149-155.
- 151-Heit G., Castresana J., Puhl L. & Mareggiani G. (2005)** Role of volatiles emitted by cultivated and wild Solanaceae in foraging behaviour of coccinellid predators. *IDESIA*, 23(3), 13-19.

- 152-Hemerik L. & Harvey JA. (1999)** Flexible larval development and the timing of destructive feeding by a solitary endoparasitoid: an optimal foraging problem in evolutionary perspective. *Ecological Entomology* 24: 308-315.
- 153-Hemidi W., Laamari M. & Tahar Chaouche S. (2013)** Les hyménoptères parasitoïdes des pucerons associés aux plantes ornementales de la ville de Biskra. USTHB-FBS-4th International Congress of the Populations & Animal Communities "Dynamics & Biodiversity of the terrestrial & aquatic Ecosystems" CIPCA4 TAGHIT (Bechar) – Algeria, 19-21 November, 2013, pp. 363-371.
- 154-Hemptinne J.L., Dixon A.F.G. & Coffin J. (1992):** Attack strategy of ladybird beetles (Coccinellidae): factors shaping their numerical response. *Oecologia*, 90, 238- 245.
- 155-Hemptinne J.-L., Gaudin M., Dixon A.F.G. & Lognay G. (2000)** Social feeding in ladybird beetles: adaptive significance and mechanism. *Chemoecology*, 10(3), 149-152.
- 156-Herrbach E. (1985)** Rôle des sémiochimiques dans les relations pucerons-plantes. II. - Les substances allélochimiques. *Agronomie*, 5 (4), pp.375-384.
- 157-Hewer A, Will T & van Bel A.J.E. (2008)** How plants show aphids the way to sieve tubes. In: *Symposium Plant Interactions with Aphids and Other Insects with Piercing Mouthparts*, Wageningen.
- 158-Hodek I. & Honek A. (1996)** *Ecology of Coccinellidae*. Dordrecht, the Netherlands: Kluwer Academic Publishers. The Netherlands, 464 p.
- 159-Hogervorst P., Wäckers F. & Romeis J. (2007)** Effects of honeydew sugar composition on the longevity of *Aphidius ervi*. *Entomol. Exp. Appl.*, 122, 223-232.
- 160-Hölldobler B. & Wilson E. (1990):** *The ants*. Cambridge, MA, USA: The Belknap Press of Harvard University Press.
- 161-Holopainen J.K., Heijari J., Oksanen E. & Alessi G.A. (2010)** Leaf volatile emissions of *Betula pendula* during autumn coloration and leaf fall. *Journal of Chemical Ecology*, 36, 1068-1075.
- 162-Hori M. & Komatsu H. (1997)** "Repellency of rosemary oil and its components against the onion aphid, *Neotoxoptera formosana* (Takahashi) (Homoptera, Aphididae)." *Applied Entomology and Zoology* 32(2): 303-310.
- 163-Hori M. (1999)** "Role of host plant odors in the host finding behaviors of aphids." *Applied Entomology and Zoology* 34(3): 293-298.
- 164-Hori M. (2007)** Onion aphid (*Neotoxoptera formosana*) attractants, in the headspace of *Allium fistulosum* and *A. tuberosum* leaves. *Journal of Applied Entomology*, 131, 8-12.
- 165-Hoyt S.C. & Madsen H.F. (1960)** Dispersal behavior of the first instar nymphs of the woolly apple aphid. *Hilgardia*, 30, 267-299.

- 166-Hullé M. (1998)** *Les pucerons des arbres fruitiers. Cycles biologiques et activités de vol.*, ACTA, Paris, 77 pages.
- 167-Hullé M., Turpeau-Ait Ighil E., Robert Y. & Monnet Y. (1998)** *Les pucerons des cultures maraichères. Cycles biologiques et activité de vol.* ACTA-INRA Editions, 136 p.
- 168-Hullé M., Maurice D., Rispe C. & Simon J.C. (1999)** Clonal variability in sequences of morph production during the transition from parthenogenetic to sexual reproduction in the aphid *Rhopalosiphum padi* (Sternorrhyncha: Aphididae). *Eur. J. Entomol.*, 96, 125-134.
- 169-Hunter M.D. & Price P.W. (1992)**: Playing chutes and ladders - Heterogeneity and the relative roles of bottom-up and top-down forces in natural communities. *Ecology*, 73 (3):724-732.
- 170-Ide T., Suzuki N. & Katayama N. (2007)** The use of honeydew in foraging for aphids by larvae of the ladybird beetle, *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). *Ecol. Entomol.*, 32(5), 455-460.
- 171-Jacky F. & Bouchery Y. (1982)** *Atlas des formes ailées des espèces courantes de pucerons.* Institut National de la Recherche Agronomique, Colmar, 48 p.
- 172-Jaenike J. (1990)** Host Specialization in Phytophagous Insects. *Annual Review of Ecology and Systematics*, Vol. 21: 243-273.
- 173-Japoshvili G. & Abrantes I. (2006)** New records of *Aphelinus* genus with description of one new species from Portugal. *Journal of Natural History*, 40(13-14): 855-862.
- 174-Jensen A., Miller G. & Stoetzel M. (2009)** <http://www.Sel.barc.usda.gov/aphid/aphframe.htm>. 02.08.2015.
- 175-Jermy T. (1966)** Feeding inhibitors and food preference in chewing phytophagous insects. *Entomol. Exp. Appl.*, 9, 1-12.
- 176-Jiggins C., Majerus M.E.N. & Gough U. (1993)** Ant defense of colonies of *Aphis fabae* Scopoli (Hemiptera: Aphididae), against predation by ladybirds. *Brit. J. Entomol. Nat. Hist.*, 6, 129-138.
- 177-Jörg E. & Lampel G. (1995)** *Enzyme electrophoretic studies on the Aphis fabae group (Homoptera, Aphididae) Studies on the Aphis fabae group (Homoptera, Aphididae).* Zoologisches Institut der Universität Freiburg, Sektion Entomologie, Freiburg, Switzerland 55p.
- 178-Karimzadeh J., Bonsall M.B. & Wright D.J. (2004)** Bottom-up and top-down effects in a tritrophic system: the population dynamics of *Plutella xylostella* (L.)-*Cotesia plutellae* (Kurdjumov) on different host plants. *Ecological Entomology* 29 (3):285-293.
- 179-Karimzadeh J. & Wright D.J. (2008)** Bottom-up cascading effects in a tritrophic system: interactions between plant quality and host-parasitoid immune responses. *Ecological Entomology* 33 (1):45-52.

- 180-Kavallieratos N.G., Lykouressis D.P., Sarlis C.P., Stathas G.J., Sanchis Segovia A. & Athanassiou C.G. (2001)** The Aphidiinae (Hymenoptera: Ichneumonoidea: Braconidae) of Greece. *Phytoparasitica*, **29**: 306-340.
- 181-Kavallieratos N. G., Tomanović Ž., Stary P., Athanassiou C.G., Sarlis G.P., Petrović O., Niketić M. & Veroniki M. A. (2004)** A survey of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Southeastern Europe and their aphid - plant associations. *Applied Entomology & Zoology* **39**: 527-563.
- 182-Kazana E., Pope T.W., Tibbles L., Bridges M., Pickett J. A., Bones A. M., Powell G. & Rossiter. J. T. (2007)** The cabbage aphid: a walking mustard oil bomb. *Proc. R. Soc. London B*, **274**, 2271-2277.
- 183-Legemble. J., (2008)** Les syrphes. Fiche Tech. Service Régional de la Protection des Végétaux de Haute-Normandie, France. 1p..
- 184-Kennedy J.S., Booth C.O. & Kershaw W.J.S. (1959)** Host finding by aphids in the field: *Aphis fabae* Scop. (Gynoparae) and *Brevicoryne brassicae* L.; with a re-appraisal of the role of host finding behaviour in virus spread. *Annals of Applied Biology*, **47**, 424-444.
- 185-Kennedy J.S., Booth C.O. & Kershaw W.J.S. (1961)** Host finding by aphids in the field. III. Visual attraction. *Annals of Applied Biology*, **49**, 1-21.
- 186-Kessler A. & Baldwin, I.T. (2001)** Defensive function of herbivore-induced plant volatile emissions in nature. *Science* **291**: 2141-2144.
- 187-Kiman Z.B. & Yeargan K.V. (1985)** Development and reproduction of the predator *Orius insidiosus* reared on diets of selected plants material and arthropod prey. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **78**, 464-467.
- 188-Kitano H., Wago H. & Arakawa T. (1990)** Possible role of the teratocytes of the gregarious parasitoid, *Cotesia* (= *Apanteles*) *glomerata* in the suppression of phenoloxydase activity in the larval host, *Pieris rapae* crucivora. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology* **13**: 177-185.
- 189-Klingauf F. (1971)** Die Wirkung des Glucosids Phlorizin auf das Wirtswahlverhalten von *Rhopalosiphum insertum* (Walk.) und *Aphis pomi* De Geer (Homoptera, Aphididae). *Z. Angew. Entomol.* **68**, 41-55.
- 190-Kos K., Tomanović Z., Petrović-Obradović O., Laznik Z., Vidrih M. & Trdan S. (2008)** Aphids (Aphididae) and their parasitoids in selected vegetable ecosystems in Slovenia, *Acta agriculturae Slovenica*, **91** 1, pp. 15 – 22.
- 191-Krebs J.R, Wilson J.D., Bradbury R.B. & Siriwardena G.M. (1999)** The second silent spring? *Nature*, **400**: 611-612.
- 192-Kring J.B. (1972)** Flight behaviour of aphids. *Annual Review of Entomology*, **17**, 461–492.

- 193-Kunert G. & Weisser W.W. (2005)** The importance of antennae for pea aphid wing induction in the presence of natural enemies. *Bull. Entomol. Res.*, 95(2), 125-131.
- 194-Kunert G., Otto S. & Rose U.S.R., Gershenson J. & Weisser W.W. (2005)** Alarm pheromone mediates production of winged dispersal morphs in aphids. *Ecology Letters* 8: 596-603.
- 195-Laamari M., Jouselin E. & Cœur d'acier A. (2010)** Assessment of aphid diversity (Hemiptera: Aphididae) in Algeria: a fourteen-year investigation. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*, (2009) 62 (2), 73-87.
- 196-Laamari M., Tahar Chaouche S., Benferhat S., Abbès S.B., Merouani H., Ghodbane S., Khenissa N. & Sary P. (2011)** Interactions tritrophiques: plante-puceron-hyménoptère parasitoïde observées en milieux naturels et cultivés de l'Est algérien. *Entomologie faunistique Faunistic Entomology*, (2010) 63 (3), 115-120.
- 197-Laing J.E. (1937)** Host finding by insect parasites. I. Observations on the finding of hosts by *Alysia manducator*, *Mormoniella vitripennis* and *Trichogramma evanescens*. *Journal of Animal Ecology* 6: 298-317.
- 198-Lambinon J. & Schneider N. (2004)** Contribution à la connaissance des galles d'hémiptères (Insecta, Hemiptera) du Luxembourg. *Bull. Soc. Nat. Luxemb.* 105, p-p. 109-132.
- 199-Laubertie, E., Wratten, S., & Sedcole, J. (2006):** The role of odour and visual cues in the pantrap catching of hoverflies (Diptera: Syrphidae). *Annals of Applied Biology*, 148, 173-178.
- 200-Laurent J.E. (1967)** contribution à la connaissance des Aphididae (Hom.) des forêts de France. *Extrait du Bulletin de l'École Nationale Supérieure Agronomique de Nancy*, Tome IX, Eascicule II, 93-102.
- 201-Leclant F (1978)** *Etude bioécologique des Aphides de la région méditerranéenne. Implications Agronomiques*. Montpellier, France: Université des Sciences et Techniques du Languedoc 1–43. 318 pp.
- 202-Leclant F. (1999)** *Les pucerons des plantes cultivées. Clefs d'identification, Cultures maraichères II*. Editions INRA, ACTA, 136 p.
- 203-Leclant F., El Idrissi A. et Miermont G., (1977)** Les aphidés et tortricidés du cèdre au Maroc et en France et leurs parasites. *C. R. Acad. Sc*, Vol. 284: 647-649.
- 204-Leroy P., Capella Q. & Haubruge É. (2009)** L'impact du miellat de puceron au niveau des relations tritrophiques entre les plantes-hôtes, les insectes ravageurs et leurs ennemis naturels. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 13(2), 325-334.
- 205-Lewis W.J. & Tumlinson J.H. (1988)** Host detection by chemically mediated associative teaming in parasitic wasps. *Nature* 331, 257-347.

- 206-Lewis W.J. & Takasu K. (1990)** Use of learned odours by a parasitic wasp in accordance with host and food needs. *Nature* 348, 635-636.
- 207-Lill J.T., Marquis R.J. & Ricklefs R.E. (2002)** Host plants influence parasitism of forest caterpillars. *Nature* 417 (6885):170-173.
- 208-Lombaert E., Boll R. & Lapchin L. (2006)** Dispersal strategies of phytophagous insects at a local scale: adaptative potential of aphids in an agricultural environment. *BMC Evolutionary Biology*, 6, 75-88.
- 209-Losey J.E. & Denno R.F. (1998a)** The escape response of pea aphids to foliar-foraging predators: factors affecting dropping behaviour. *Ecological Entomology* 23: 53-61.
- 210-Losey J.E. & Denno R.F. (1998b)** Interspecific variation in the escape responses of aphids: effect on risk of predation from foliar-foraging and ground-foraging predators. *Oecologia* 115: 245-252.
- 211-Loucif Z. et Bonafonte P. (1977)** Observation des populations du pou de Saint-José dans la Mitidja. *Revue Fruits* 4, 253-261.
- 212-Mackauer M. & Stary P. (1965)** *Hym. Ichneumonoidea*, word *Aphidiidae*, in Delucchi V. and Remaudière G. (Eds): Index of entomophagous insects. - Le François, Paris, 195p.
- 213-Mackauer M. & Stary P. (1967)** *Hym. Ichneumonoidea*, world *Aphidiidae*. In VI. Delucchi & G. Remaudière (Eds.), Index of entomophagous insects, Le François, Paris, 179 p.
- 214-Majerus M.E.N., Sloggett J.J., Godeau J.-F. & Hemptinne J. L. (2007)** Interactions between ants and aphidophagous and coccidophagous ladybirds. *Popul. Ecol.*, 49, 15-27.
- 215-Malcolm S.B. (1992)** *Prey defence and predator foraging*. In: Crawley M.J., Ed. *The population biology of predators, parasites and diseases*. Oxford, UK: Blackwell Scientific.
- 216-Mangold J.R. (1978)** Attraction of *Euphasiopteryx ochracea*, *Corethrella* sp and gryllids to broadcast songs of the southern male cricket. *Florida Entomol.* 61, 57-61.
- 217-Martos A., Givovich A. & Niemeyer H.M. (1992)** Effect of Dimboa, an aphid resistance factor in wheat, on the aphid predator *Eriopis connexa* Germar (Coleoptera: Coccinellidae). *J. Chem. Ecol.*, 18, 469-479. mass spectrometry. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 117: 243-247.
- 218-Matson P.A., Parton W.J., Power A.G. & Swift M.J. (1997)** Agriculture intensification and ecosystem properties. *Sciences, New Series*, 277, No 5325, 504-509.
- 219-McAuslane H.J., Vinson S.B. & Williams H.J. (1991)** Stimuli influencing host microhabitat location in the parasitoid *Campoletis sonorensis* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Entomol. Exp. Appl.* 58: 267-277.
- 220-McEwen P.K., Jervis M.A. & Kidd N.A.C. (1993)** Influence of artificial honeydew on larval development and survival in *Chrysoperla carnea* (Neur., Chrysopidae). *Entomophaga*, 38(2), 241-244.

- 221-McLean D.L. & Kinsey M.G. (1984)** The precibarial valve and its role in the feeding behaviour of the pea aphid, *Acyrtosiphon pisum*. *Annals of the Entomological Society of America*, 30, 26-31.
- 222-Medeiros M.A., Sujii E.R. & Morais H.C. (2009)** Effect of plant diversification on abundance of South American tomato pinworm and predators in two cropping systems. *Horticultura Brasileira*, 27, 300-306.
- 223-Melia A.M. (1980)** *Investigacion del suborden Aphidinea en la provincia de Castellon sobre plantas de interes agricola*, Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias, Madrid-3, 178 p.
- 224-Merlin J., Lemaitre O. & Grégoire J.-C. (1996)** Chemical cues produced by conspecific larvae deter oviposition by the coccidophagous ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri*. *Entomol. Exp. Appl.*, 79, 147-151.
- 225-Michel M.F. (1969)** contribution à l'étude des Aphelinidae aphidiphages et de leurs hôtes en France [Hym. Chalcidoidea]. *Entomophaga*, 14 (4), 439-44.
- 226-Michelena Saval J.M. & González Funes P. (1988)** Contribución al conocimiento de la familia Aphidiidae en España. III. *Pauesia Quilis*, 1931. *Eos*, 64: 159-174.
- 227-Mifsud D. & Stary P. (2009)**: *Pauesia silana* Tremblay, 1969: a parasitoid of Cinaraphids on Conifers in Malta. *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, 2: 77-80.
- 228-Mifsud D. & Starý, P. (2011)** Aphid parasitoids from Malta (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, 4: 55-57.
- 229-Mifsud D. & Starý P. (2012)** *Lipolexis gracilis* Förster, 1862 – new record of an aphid parasitoid from Malta (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, 5: 175-177.
- 230-Mifsud D., Hidalgo N. P. & Barbagallo S. (2009)** Aphids (Hemiptera: Aphidoidea) associated with native trees in Malta (Central Mediterranean), *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, Vol. 2: 81-93.
- 231-Migliori A., Lot H., Pecaut P., Duteil M. & Jouan J.R. (1984)** Les virus de l'artichaut. I. Mise en évidence de trois virus dans les cultures françaises d'artichaut. *Agronomie, EDP Sciences*, 4 (3), pp.257-268.
- 232-Miles P.W. (1999)** Aphid saliva. *Biological Review*, 74, 41-85.
- 233-Miller T.E.X. (2008)** Bottom-up, top-down, and within-trophic level pressures on a cactus feeding insect. *Ecological Entomology* 33 (2):261-268.
- 234-Mimeur J.M. (1936)** Aphididae (Hem.) d'Espagne. *Boletín de la Sociedad Entomológica d'España*: 33-40.:
- 235-Moericke V. (1969)** Hostplant specific colour behaviour by *Hyalopterus pruni* (Aphididae). *Entomologia Experimentalis & Applicata*, 12: 524-534.



- 236-Mondor E.B., Baird D.S. Slessor K.N. & Roitberg B.D. (2000)** Ontogeny of alarm pheromone secretion in pea aphid, *Acyrtosiphon pisum*. *Journal of Chemical Ecology* 26: 2875- 2882.
- 237-Monge J.P. & Cortesero A.M. (1996)** Tritrophic interactions among larval parasitoids, bruchids and Leguminosae seeds; influence of preand post-emergence learning on parasitoids response. *Ent. Exp. & Appl.* 80, 293-296.
- 238-Montalva C., Rojas E., Ruiz C. & Lanfranco D. (2010)** The cypress aphid in Chile: A review of the current situation and preliminary data of the biological control. *Bosque* 31:81-88.
- 239-Mound L.A. (1962)** Studies on the olfaction and colour sensitivity of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera, Aleyrodidae). *Entomologia experimentalis et applicata* 5: 99-104.
- 240-Müller F.P. (1976)** *Mszyce-szkodniki roślin. Klucze do oznaczania bezkregowcow Poski*, T. 2, Polska Akademia Nauk. Instytut Zoologii, 118p.
- 241-Mutin G. (1977)** *La Mitidja décolonisation et espace géographique*.Ed. O.P.U., Alger, 607 p.
- 242-Nakamatsu Y., Fujii S. & Tanaka T. (2002)** Larvae of an endoparasitoid, *Cotesia kariyai* (Hymenoptera: Braconidae), feed on the host fat body directly in the second stadium with the help of teratocytes. *Journal of Insect Physiology* 48: 1041-1052.
- 243-Naranjo S.E. & Stimac J.L. (1985):** Development, survival and reproduction of *Geocoris punctipes* (Hemiptera: Lygaeidae): effects of plant feeding on soybean and associated weeds. *Environ. Entomol.* 14, 523-530.
- 244-Ndzana Abanda R. F. X., 2012** *Régulation des bio-agresseurs dans les cultures associées de blé dur et de pois: impact de la diversité végétale sur la démographie des pucerons du pois*. Thèse de Doctorat spécialité : Ecologie et Biologie de l'Evolution. Université Toulouse III, Paul Sabatier, 141 pages.
- 245-Nicole M.C. (2002)** Les relations des insectes phytophages avec leurs plantes hôtes. *Antennae* 9, p-p. 5-9.
- 246-Niemeyer H.M. (1990)** The role of secondary plant compound in aphid-host interactions. In: *Aphid-plant genotype interactions* (Eds Campbell RK, Eikenbary RD), pp. 1987-204. Elsevier Science, Amsterdam.
- 247-Niemeyer H.M. (1991)** Secondary plant chemicals in aphid-host interactions. In: *Aphid-Plant Interactions: Population to molecules* (Eds Peters DC, Webster JA, Chloubert CS), pp. 101-111. Washington: USDA.
- 248-Ninkovic V., al Abassi S. & Pettersson J. (2001)** The influence of aphid-induced plant volatiles on ladybird beetle searching behavior. *Biol. Control*, 21, 191-195.
- 249-Ninkovic V. & Pettersson J. (2003)** Searching behaviour of the seven-spotted ladybird, *Coccinella septempunctata*: effects of plant-plant odour interaction. *OIKOS*, 100, 65-70.

- 250-Nordlund D.A. & Lewis W.J. (1976)** Terminology of chemical releasing stimuli in intraspecific and interspecific interactions. *J. Chem. Ecol.*, **2**, 211-220.
- 251-Nordlund D.A. (1981)** *Semiochemicals: a review of terminology*. In : Nordlund D.A., Jones R.L., Lewis W.J. *Semiochemicals, Their role in pest control*, J. Wiley & sons, New York, 13-30.
- 252-Nosil P., Crespi B. J. & Sandoval C. P. (2002)** Host-plant adaptation drives the parallel evolution of reproductive isolation. *Nature* 417:440-443.
- 253-Nottingham S. E., Hardie J., Dawson G.W., Hick A.J., Pickett J.A., Wadhams L.J. & Woodcock C.M. (1991)** Behavioral and electrophysiological responses of aphids to host and non host plant volatiles. *Journal of Chemical Ecology*, **17**: 1231-1242.
- 254-Nouaceur Z., Murares C.U.O. & Muratoreanu G. (2013-a)** Climatic Changes in the Maghreb region: the evolution of pluviométric parameters in the Middle Atlas and at its margins (Morocco) and relation to the North Atlantic Oscillatio. In: Air and water components of the environment, *Actes du colloque de Cluj-Napoca (Roumanie)*, p.285292.
- 255-Noyes J. S. (2009)** [www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoidea/index.html](http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoidea/index.html). 09.08.2015.
- 256-Oksanen L., Fretwell S.D., Arruda J. & Niemela P. (1981)** Exploitation ecosystems in gradients of primary productivity. *The American Naturalist*, **118**, 240-261.
- 257-Oliver T.H., Timms J.E.L., Taylor A. & Leather S.R. (2006)** Oviposition responses to patch quality in the larch ladybird *Aphidecta oblitterata* (Coleoptera: Coccinellidae): effects of aphid density, and con- and heterospecific tracks. *Bull. Entomol. Res.*, **96** (1), 25-34.
- 258-Olmez S. & Ulusoy R.M. (2003)** A Survey of Aphid Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Diyarbak\_r, Turkey. *Phytoparasitica* **31**(5):524-528.
- 259-Papaj D.R. (2000)** Ovarian dynamics and host use. *Annual Review of Entomology*, **45**: 423- 448.
- 260-Paré P.W. & Tumilson J.H. (1999)** Plant volatiles as defense against insect herbivores. *Plant Physiology*, **121**: 325-331.
- 261-Pearson C.V. & Dyer L.A. (2006)** Trophic diversity in two grassland ecosystems. *J. Insect Sci.*, **6**, 1–11.
- 262-Peccoud J., Ollivier A., Plantegenest M. & Simon J. C. (2009)** A continuum of genetic divergence from sympatric host races to species in the pea aphid complex. *PNAS* **106**:7495-7500.
- 263-Pelosse P., Bernstein C. & Desouhant E. (2007)** Differential energy allocation as an adaptation to different habitats in the parasitic wasp *Venturia canescens*. *Evolutionary Ecology* **21**: 669-685.

- 264-Perera M. R., Flores Vargas R. D., & Jones G. K. (2005)** Identification of aphid species using protein profiling and matrix-assisted laser desorption / ionization time-offlight mass spectrometry. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 117: 243-247.
- 265-Pettersson J. (1970)** An aphid sex attractant. *Entomology Scandinavia*. 1: 63-73.
- 266-Petersen M.K. & Hunter M.S. (2002)** Ovipositional preference and larval - early adult performance of two generalist lacewing predators of aphids in pecans. *Biol. Cont.*, 25, 101-109.
- 267-Pettersson J., Tjallingii W.F. & Hardie J. (2007)** *Host-plant selection and feeding. In: Aphids as crop pests* (eds van Emden HF, Harrington R), pp. 87-113. CAB International, Wallingford.
- 268-Phillips S.W., Bale J.S. & Tatchell G.M. (1999):** Escaping an ecological dead-end : asexual overwintering and morph determination in the lettuce root aphid *Pemphigus bursarius* L. *Ecological Entomology* 24: 336-344.
- 269-Pickett J.A. & Griffiths D.C. (1980)** Composition of aphid alarm pheromones. *Journal of Chemical Ecology* 6: 349-360.
- 270-Pickett J.A., Wadhams L.J. & Woodcock C.M. (1992)** The chemical ecology of aphids. *Annual Review Entomology*, 37, 67-90.
- 271-Piffaretti J. (2012)** *Différenciation génétique et écologique des populations du puceron Brachycaudus helichrysi (Hemiptera : Aphididae) : mise en évidence de deux espèces sœurs aux cycles de vie contrastés.* Thèse de doctorat: Biologie de l'évolution et écologie. Montpellier SupAgro., 255p.
- 272-Plantegenest M., Outreman Y., Goubault M. & Wajnberg E. (2004)** Parasitoids flip a coin before deciding to superparasitize. *Journal of Animal Ecology*, 73: 802-806.
- 273-Pointeau S. (2011)** *Interactions peuplier - puceron lanigère (Phloeomyzus passerinii (Sign.)) et processus à l'origine de l'émergence et de l'expansion des pullulations.* Thèse de doctorat en Physiologie et biologie des organismes et des populations – Interactions. Université d'Orléans, 259 p.
- 274-Poirie M., Carton Y. & Dubuffet A. (2009)** Virulence strategies in parasitoid Hymenoptera as an example of adaptive diversity. *Comptes Rendus Biologies* 332: 311-320.
- 275-Poligui R.R. & Francis F. (2012)** Etude de la diversité et des plantes hôtes de l'entomofaune d'un verger conservatoire. *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology* 65, 135-147.
- 276-Polis G.A. (1999)** Why are parts of the world green? Multiple factors control productivity and the distribution of biomass. *Oikos* 86, 3-15.
- 277-Ponsonby D.J. & Copland M.J.W. (1995)** Olfactory responses by the scale insect predator *Chilocorus nigritus* (F.) (Coleoptera: Coccinellidae). *Biocontrol Sci. Technol.*, 5, 83-93.

- 278-Poppy G.M. (1997)** Tritrophic interactions: Improving ecological understanding and biological control? *Endeavour* 21 (2):61-65.
- 279-Powell D., Tosh C.R. & Hardie J. (2006)** Host plant selection by aphids: Behavioral, Evolutionary and Applied perspectives. *Annual Review of Entomology*, 51, 309-330.
- 280-Powell G. (1991)** Cell membrane punctures during epidermal penetrations by aphids: Consequences for the transmission of two potyviruses. *Annals of Applied Biology*, **119**, 313-321.
- 281-Powell G., Hardie J. & Pickett J.A. (1995)** Response of *Myzus persicae* to the repellent polygodial in choice and no-choice video assays with young and mature leaf tissue. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 74, 91–94.
- 282-Powell G. & Hardie J. (2000)** Host-selection behaviour by genetically identical aphids with different plant preferences, *Physiological Entomology*, 25, 54–62.
- 283-Power M.E. (1992)** Top-down and bottom-up forces in food webs - Do plants have primacy? *Ecology* 73 (3):733-746.
- 284-Prado E. (1997)** *Aphid–plant interactions at phloem level, a behavioural study*. PhD thesis, Landbouwwuniversiteit te Wageningen, Netherlands.
- 285-Prado E. & Tjallingii W.F. (2007)** Behavioral evidence for local reduction of aphid-induced resistance. *Journal of Insect Science*, 7, 1-8.
- 286-Price P.W., Bouton C.E., Gross P., McPherson B.A., Thompson J.N, & Weis Arthur E. A. (1980)** Interactions among three trophic levels: Influence of plants on interactions between insect herbivores and natural enemies. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 11:41-65.
- 287-Price P.W. & Hunter MD (2005)** Long-term population dynamics of a sawfly show strong bottom-up effects. *Journal of Animal Ecology* 74 (5):917-925.
- 288-Rabasse J.L., Dedryver C.A., Gelle A., Lafont J.P. & Molinari J. (1983)** *Biologie des pucerons des céréales dans l'Ouest de la France. III. Action des hyménoptères parasites sur les populations de Sitobion avenae F., Metopolophium*. Agronomie, EDP Sciences, 210 p.
- 289-Rapusas H.R., Bottrell D.G. & Coll M. (1996)** Intraspecific variation in chemical attraction of rice to insect predators. *Biol. Control*, 6, 394-400.
- 290-Remaudière G. (1954)** Les Cinarini (Hym. Aphidoidea, Lachnidae) du cèdre en Afrique du Nord. *Rev. Path. vég. Ent. agr. France*, 33, 115-122.
- 291-Remaudière G. (1993)** Arrivée spontanée en région Parisienne de l'hyménoptère aphidiide *Pauesia cedrobii*, parasite du puceron du cèdre *Cedrobium laportei*. *Revue Française d'Entomologie*, 15 : 4, 157- 158.
- 292-Remaudière G. & Remaudière M. (1997)** *Catalogue of the World's Aphididae*. INRA, Paris, 473.

- 293-Remaudière G., Latge J.P. & Michel M.F. (1980)** Evolution des populations de pucerons du littoral de Basse Normandie. *Acta OEcologica/OEcol., Applic.*, 1,4,341-355.
- 294-Remaudière G., Eastop V.F. & A. Autrique (1985)** Distribution des aphides de la région éthiopienne. In Remaudière G. & Autrique A., (eds.). Contribution à l'écologie des aphides africains. *Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture*, Rome, p. 77-93.
- 295-Rezwani A. (2008)** A new species, and a new record of a subspecies belonging to the genus *Dysaphis* (Homoptera: Aphididae) from Iran. *Journal of Entomological Society of Iran* 23, 27(2), 23-26.
- 296-Rigdway R.L. & Jones S.L. (1968)** Plant feeding by *Geocoris pallens* and *Nabis americanoferus*. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 61, 232-233.
- 297-Risch S. J., Andow D. et Altieri. M. A. (1983)** Agroecosystem diversity and pest control: data, tentative conclusions, and new research directions. *Environmental Entomology* 12:625–629.
- 298-Rivero A. & West SA. (2002)** The physiological cost of being small in a parasitic wasp. *Evolutionary Ecology Research* 4: 407-420.
- 299-Robert Y. (1987)** *Aphids and their environment*. In: *Aphids, their Biology, Natural Enemies and Control, Vol 2A* (eds Minks AK, Harrewijn P), pp. 299-313. Elsevier, Amsterdam.
- 300-Roberti D. (1976)** Sulla presenza del *Cedrobium laportei* Rem. (Homoptera, Aphidoidea, Lachnidae) nell'Italia meridionale. *Entomologica*, 12, 57-62.
- 301-Rossem G., Van Bund C.F. & Van De Burger H.C. (1977)** Bijzondere aantastingen door inskten in 1976. *Entomologische Bericht.*, 37, 97-98.
- 302-Rothschild M., von Euw J. & Reichstein T. (1970)** Cardiac glycosides in the oleander aphid *Aphis nerii*. *J. Insect Physiol.*, 16, 1141-1145.
- 303-Rouag N., 1988** *Influence de la texture cristallographique et de la spécialité des joints de grains sur l'anisotropie de migration des joints entourant un grain d'orientation (110)<001> au cours des premiers stades de la recristallisation secondaire dans les toles de Fe-3% Si en présence de précipités AlN et MnS*. Thèse de doctorat en Physique. Sous en partenariat avec Université de Paris-Sud. Faculté des Sciences d'Orsay (Essonne). 159 p.
- 304-Rousse P. (2007)** *spécificité parasitaire et sélection de l'hôte chez un parasitoïde ovo-pupal des mouches des fruits Tephritidae*. Thèse de Doctorat, Biologie animale. Université de la Réunion. 256 p.
- 305-Ruzicka Z. (2001)** Oviposition responses of aphidophagous coccinellids to tracks of ladybird (Coleoptera: Coccinellidae) and lacewing (Neuroptera: Chrysopidae) larvae. *Eur. J. Entomol.*, 98(2), 183-188.

- 306-Ruzicka Z. (2002)** Persistence of deterrent larval tracks in *Coccinella septempunctata*, *Cycloneda limbifer* and *Semiadalia undecimnotata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Eur. J. Entomol.*, 99(4), 471-475.
- 307-Ruzicka Z. (2003)** Perception of oviposition-detering larval tracks in aphidophagous coccinellids *Cycloneda limbifer* and *Ceratomegilla undecimnotata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Eur. J. Entomol.*, 100 (3), 345-350.
- 308-Ruzicka Z. (2006)** Oviposition-detering effects of conspecific and heterospecific larval tracks on *Cheilomenes sexmaculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Eur. J. Entomol.*, 103(4), 757-763.
- 309-Ryan J., Ryan M. F. & McNaoidhe F. (1980)** The effects of interrow plant cover on populations of the cabbage rootfly. *Delia brassicae* (Wiedemann). *J. appli. Ecol.* 17: 31-40.
- 310-Sabelis M.W. & Bruin, J. (2002)** Evolution of herbivore-induced plant volatiles. *Oikos* 97: 134-138.
- 310-Salah Bay A. (2013)** *Les pucerons dans la région de Ghardaà en Algérie: biodiversité et importance dans un champ de fève (Vicia faba L.)*. Université de Ghardaïa. Mémoire de master académique en sciences agronomiques 61 p.
- 311-Salt G. (1935)** Experimental studies in insect parasitism. III- Host selection. *Proceedings of the Royal Society of London*, series A : Mathematical and Physical Sciences 117: 413-435.
- 312-Sanchis, V., Agaisse, H., Chaufaux, J. and Lereclus, D. (1996)** Construction of new insecticidal *Bacillus thuringiensis* recombinant strains by using the sporulation non-dependent expression system of *cryIIIa* and a site specific recombination vector. *Journal of Biotechnology* 48: 81-96.
- 313-Sandanayaka W.R.M. & Hale C.N. (2003)** Electronically monitored stylet penetration pathway of woolly apple aphid, *Eriosoma lanigerum* (Homoptera: Aphididae) on apple (*Malus domestica*). *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Sciences*, 31, 107-113.
- 314-Sauvion N., Calatayud PA., Thiéry D. & Marion-Poll F. (2013)** *Interactions insectes-plantés*. IRD Editions, Marseille, RD 10, 78026, France.
- 315-Schelt J.V. & Wäckers F. (2002)** The biological control of *Aulacorthum solani* (Kaltenbach) (Homoptera: Aphididae) in greenhouse grown pepper; research on a tri-trophic system. Biology, Ecology and Behaviour of Aphidophagous Insects. *8th International Symposium on Ecology of Aphidophaga* University of the Azores, Ponta Delgada, 1-6 September 2002. Pp. 21-27.
- 316-Scholz D. & Poehling H.M. (2000)** Oviposition site selection of *Episyrphus balteatus*. *Entomol. Exp. Appl.*, 94, 149-158.
- 317-Schoonhoven L.M. (1981)** Chemical mediators between plants and phytophagous insects. In: Nordlund D.A., Jones R.L., Lewis W.J. *Semiochemicals, Their role in pest control*, J. Wiley & sons, NewYork, 31-50.

**318-Schoonhoven L.M., Jermy T. & van Loon J.J.A. (1998)** *Insect-plant biology: from Physiology to Evolution*. Chapman and Hall, London.

**319-Sekkat A. (2007)** *Les pucerons des agrumes au Maroc. Pour une agrumiculture plus respectueuse de l'environnement*. ENA 26 pages.

**320-Seltzer P. (1946)** *Le climat de l'Algérie*. Inst. Météo. et de Physique du globe de l'Algérie, 220p.

**321-Sertit. A. (2012)** *Action Safer 121/Charter call 388, Algérie. Région de El Tarf. Inondations*. Service Régional de Traitement d'Image et de Télédétection, Service de cartographierapide, Strasbourg, URL : [http://sertit.ustrasbg.fr/SITE\\_RMS/2012/03\\_rms\\_algerie\\_2012/03\\_rms\\_algerie\\_2012.html](http://sertit.ustrasbg.fr/SITE_RMS/2012/03_rms_algerie_2012/03_rms_algerie_2012.html). 21.06.2015.

**322-Shonouda M.L., Bombosch S., Shalaby A.M. & Osman S.I. (1998a)** Biological and chemical characterization of a kairomone excreted by the bean aphids *Aphis fabae* Scop., and its effect on the predator *Metasyrphus corollae* Fabr. I. Isolation, identification and bioassay of aphid-kairomone. *J. Appl. Entomol.*, **122**, 15-23.

**323-Shonouda M.L., Bombosch S., Shalaby A.M. & Osman S.I. (1998b)** Biological and chemical characterization of a kairomone excreted by the bean aphids *Aphis fabae* Scop., and its effect on the predator *Metasyrphus corollae* Fabr. II. Behavioural response of the predator *M. corollae* to the aphid kairomone. *J. Appl. Entomol.*, **122**, 25-28.

**324-Simon J.C., Hennis C. & Greze C. (2004)** *Aphids in a new millenium*. Éditions, INRA

**325-Sloggett J.J. & Weisser W.W. (2002)** Parasitoids induce production of the dispersal morph of the pea aphid, *Acyrtosiphon pisum*. *Oikos* **98**: 323-333.

**326-Smadja C. M., Canback B., Vitalis R., Gautier M., Ferrari J., Zhou J. J. & Butlin R. K. (2012)** Large scale candidate gene scan reveals the role of chemoreceptor genes in host plant specialization and speciation in the pea aphid. *Evolution* **66**:2723-2738.

**327-Smith L. & Mayer M. (2005)** Field cage assessment of interference among insects attacking seed heads of spotted and diffuse knapweed. *Biocontrol Science and Technology*, **15**, 427-442.

**328-Stanković, S., Starý, P. & Mifsud, D. (2013)** Aphids and their parasitoids on the Canary grass, *Phalaris canariensis* in Malta (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae). *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, **6**: 137–141.

**329-Starý P. (1973)** A review of the *Aphidius* – species (Hymenoptera, Aphidiidae) of Europe. *Annotationes Zoologicae et Botanicae* **84**: 85 pp.

**330-Starý P. (1976)** *Aphid parasites (Hymenoptera, Aphidiidae) of the Mediterranean area*. Dr. W. Junk N.V., The Hague, Netherlands, 95 pp.

**331-Starý P., (1979)** *Aphid parasitoid (Hymenoptera: Aphidiidae) of the central Asian Area*. Ed. Dr, W, Junk, N, V, Publisher The Hague, Boston, London, 114p.

- 332-Stary P., (1988)** *Aphidiidae*. In: Minks A.K. Harrewijn P. [Eds.] *Aphids: Their Biology, Enemies and Control*. 2B, Elsevier, Netherlands, pp 171-184.
- 333-Stary P., (2006)** *Aphid Parasitoids of the Czech Republic (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae)*. Academia, Praha, 430 p.
- 334-Stary P. & Ghosh A.K. (1983)** Aphids parasitoids of India and adjacent countries (*Hymenoptera: Aphidiidae*). Technical monograph N°7. *Zoological survey of India*, 96p.
- 335-Stary P. & Sekkat A., (1987)** Parasites (Hymenoptera, Aphidiidae) of aphids in Morocco. *Ann. Soc. Entomol. Fr.* 23: 145-149.
- 336-Stary P. & Havelka J. (2008)** Fauna and associations of aphid parasitoids in an up-dated farmland area (Czech Republic). *Bulletin of Insectology* 61 (2): 251-276.
- 337-Stary P., Remaudière G. & Leclant F. (1971)** Les Aphidiides (*Hym.*) et Aphides (*Hom.*) de Corse. I. Les Aphidiides. - *Ann.Soc. Ent. Fr. (N.S.)* 11 (4), 745-762.
- 338-Stary P., Remaudière G. & Leclant F. (1973)** Nouvelles données sur les Aphidiides de France (*Hym.*). *Ann. Soc. ent. Fr. N. S.*, 9: 309-329.
- 339-Stary P., Remaudière G. & Leclant F. (1977)** Nouveaux compléments sur les Aphidiides de France [*Hym.*] et leurs hôtes. *Ann. Soc. Entomol. Fr.*, 13: 165-184.
- 340-Stary P., Remaudière G., Gonzalez D. & Shahrokhi S., (2000)** A review and host associations of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of Iran. *Parasitica* 56 (1): 15–41.
- 341-Steidle J.L.M. & Van Loon J.J.A., (2002)** Chemoecology of parasitoid and predator oviposition behaviour. In: Hilker M. & Meiners T., eds. *Chemoecology of insect eggs and egg deposition*. Berlin: Blackwell, 291-317.
- 342-Steidle J.L.M. & Van Loon J.J.A. (2003)** Dietary specialization and infochemical use in carnivorous arthropods: testing a concept. *Entomol. Exp. Appl.*, 108, 133-148.
- 343-Sutherland J.P., Sullivan M.S. & Poppy G.M. (2001)** Oviposition behaviour and host colony size discrimination in *Episyrphus balteatus* (Diptera: Syrphidae). *Bull. Entomol. Res.*, 91, 411-417.
- 344-Takabayashi J. & Dicke M. (1996)** Plant-carnivore mutualism through herbivore induced carnivore attractants. *Trends Plant. Sci.* 1: 109-113.
- 345-Takada H. (2002)** Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae; Aphelinidae) of four principal pest aphids (Homoptera: Aphididae) on greenhouse vegetable crops in Japan *Appl. Entomol. Zool.* 37 (2): 237–249.
- 346-Taylor L.R. (1980)** *Aphid forecasting and pathogens and a handbook for aphid identification*. Euroaphid, Rothamsted Experimental station, Harpenden (England), 22 p.
- 347-Thébault E. & Loreau M. (2003)**: Food-web constraints on biodiversity–ecosystem functioning relationships. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 100, 14949–14954.



- 348-Thierry D. & Visser J.H. (1986)** Masking of host plant odour in the olfactory orientation of the Colorado beetle with an odor blend. *Journal of Chemical Ecology*, 13: 1139-1146.
- 349-Thompson, R. A. (1994)** Emotion regulation: A theme in search of definition. In N. A. Fox (Ed.), The development of emotion regulation and dysregulation: Biological and behavioral aspects. *Monographs of the Society for Research in Child Development* 59(2-3, Serial No. 240), 25-52.
- 350-Tjallingii W.F. (1985)** Membrane potentials as an indication for plant cell penetration by aphid stylets. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 38, 187-193.
- 351-Tjallingii W.F. (2006)** Salivary secretions by aphids interacting with proteins of phloem wound responses. *Journal of Experimental Botany*, 57, 739-745.
- 352-Tjallingii W.F. & Hogen Esch T.H. (1993)** Fine structure of aphid stylet routes in plant tissues in correlation with EPG signals. *Physiological Entomology*, 18, 317-328.
- 353-Tomanovic Z., Nickolas G. K. Christos G. A. & Ljubisa Z. S. (2003)** A review of the West Palaearctic aphidiines (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) parasitic on *Uroleucon* spp., with the description of a new species. *Ann. Soc. entomol. Fr.* (n.s.), 2003, 39 (4): 343-353.
- 354-Tonhasca A. & Byrne D. N. (1994)** The effects of crop diversification on herbivorous insects: a meta-analysis approach. *Ecolog. Entomol.* 19, 239-244.
- 355-Tosh C.R., Powell G., Holmes N.D. & Hardie J. (2003)** Reproductive response of generalist and specialist aphid morphs with the same genotype to plant secondary compounds and amino acids. *Journal of Insect Physiology*, 49, 1173-1182.
- 356-Tremblay E. (1969)** Ricerche sugli Imenotteri parassiti.VI. Descrizione di una nuova species del genere *Paesia* Quilis Pérez (Hymenoptera: Braconidae. Aphidiinae). *Boll. Lab.Ent. Agr. Portici*, 27: 153-159.
- 357-Tremblay E. (1970)** Notizie sul complesso Afidi-Afidiini del Pino laricio. *Atti. VIII. Congr. Nat. Ital. Ent.*, Firenze, 119-121.
- 358-Tremblay E. (1984)** The parasitoid complex (Hym: Ichneumonoidea) of *Toxoptera aurantii* (Hom. Aphidoidea) in the Mediterranean area. *Entomophaga* 29: 203-209.
- 359-Turlings T.C.J. & Tumlinson, J.H. (1992)** Systemic release of chemicals signals by herbivore-injured corn. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 89: 8399-8402.
- 360-Turlings T.C.J., Tumlinson J.H. & Lewis W.J. (1990)** Exploitation of herbivore-induced plant odors by host-seeking parasitic wasp. *Science*, 250: 1251-1253.
- 361-Tumlinson J.H., Turlings T.C.J. & Lewis J. (1992)** The semiochemical complexes that mediate insect parasitoid foraging. *Agric. Zool. Reviews*, 5, 221-252.

- 362-Turpeau E., Hullé M. & Chaubet B. (2013)** *Encyclop'Aphid.* <https://www6.inra.fr/encyclopedie-pucerons>. 18.08.2015
- 363-Turpeau E., Hullé M. & Chaubet B. (2015)** *Cavariella aegopodii* (Scopoli, 1763), Puceron du saule et de la carotte. *INRA*, p. 1.
- 364-Tutay N. & Remabudlère G. (1964)** Première contribution au catalogue des Aphididae (Hom.), de la Turquie. *Rev. Path. Vég. Ent. Agric. France*, 43 (4), 243-278.
- 365-Udayagiri S. & Jones R.L. (1992)** Flight behaviour of *Macrocentrus grandii* Goidanich (Hymenoptera : Braconidae) a specialist parasitoid of european corn borer (Lepidoptera : Pyralidae) : factors influencing response to corn volatiles. *Environ. Entomol.* 21, 1448-1456.
- 366-Ultich E. & Williot B. (1994)** *les dépôts atmosphériques en France de 1850 à 1990*, O.N.F. & A.D.E.M.E. 154 p.
- 367-Vaissayre M., Menozzi P., Nibouche S. & Deguine J.P. (1998)** Les aleurodes dans les systèmes de culture cotonniers : biologie et gestion des populations. *Dossier aleurodes. Agriculture et développement.* n° 20. Cirad-ca. 12 p.
- 368-Van Alphen J.J.M. & Visser ME. (1990)** Superparasitism as an adaptive strategy for insects parasitoids. *Annual Review of Entomology* 35: 59-79.
- 369-Van den Meiracker R.A.F., Hammond W.N.O. & van Alphen J.M. (1990)** The role of kairomones in prey finding by *Diomus* sp. and *Exochomus* sp., two coccinellid predators of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti*. *Entomol. Exp. Appl.*, 56, 209-217.
- 370-Van der Meijden E. & Klinkhamer P.G.L. (2000)** Conflicting interests of plant and the natural enemies of herbivores. *Oikos* 89: 202-208.
- 371-Van Loon J. J. A., de Boer J.G. & Dicke M. (2000)** Parasitoid-plant mutualism: parasitoid attack of herbivore increases plant reproduction. *Entomol. Exp. Appl.* 97: 219-227.
- 372-Vandermeer J., van Noordwijk M., Anderson J., Ong C. & Perfecto I. (1998)** Global change and multi-species agroecosystems: concepts and issues. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 67:1-22.
- 373-Vet L E.M. & Groenewold A.W. (1990)** Semiochemicals and learning in parasitoids. *J. Chem. Ecol.* (11). 3119-3135
- 374-Vet L E M. & Dicke M. (1992)** Ecology of Infochemical Use by Natural Enemies in a Tritrophic Context. *Annual Review of Entomology*, Vol. 37: 141-172.
- 375-Via S. (1990)** "Ecological genetics and host adaptation in herbivorous insects: The experimental study of evolution in natural and agricultural systems." *Annual Review of Entomology* 35: 421-446.
- 376-Via S., Bouck A. C. & Skillman S. (2000)** Reproductive isolation between divergent races of pea aphids on two hosts. II. Selection against migrants and hybrids in the parental environments. *Evolution* 54:1626-1637.

- 377-Via S. (2001)** Sympatric speciation in animals: the ugly duckling grows up. *TREE* 16:381-390.
- 378-Villagra C.A., Ramirez CC. & Niemeyer HM. (2002)** Antipredator responses of aphids to parasitoids change as a function of aphid physiological state. *Animal Behaviour* 64: 677-683.
- 379-Vinson S. B. (1976)** Host selection by insect parasitoids. *Annual Review of Entomology* 21: 109-132.
- 380-Vinson S.B. (1977)** *Behavioral chemicals in the augmentation of natural enemies*, pp. 237-279, in R.L. Ridgway and S.B. Vinson (eds.). *Biological Control by Augmentation of Natural Enemies*. Plenum Press, New York.
- 381-Vinson S. B. (1991)** Chemical signals used by parasitoids. In F. Bin [ed.], *4th European Workshop on Insect Parasitoids*, Perugia, Italy, 3-5 april 1991, pp. 15-42. Redia, Appendice, Italy.
- 382-Vinson S. B. (1998)** The general host selection behavior of parasitoid hymenoptera and a comparison of initial strategies utilized by larvophagous and oophagous species. *Biological Control* 11: 79-96.
- 383-Vinson S.B. (1999)** Parasitoid manipulation as a plant defense strategy. *Annals of the Entomological Society of America* 92: 812-828.
- 384-Vinson S.B., Barfield C.S. & Henson R.D. (1977)** Oviposition behaviour of *Bracon mellitor*, a parasitoid of the boll weevil (*Antonomus grandis*). II Associative learning. *Physiol. Entomol.* 2, 157-164
- 385-Viser J.H. (1986)** Host odor perception in phytophagous insects. *Annual Review of Entomology*, 31-121-144.
- 386-Wäckers F.L. (2000)** Do oligosaccharides reduce the suitability of honeydew for predators and parasitoids? A further facet to the function of insect-synthesized honeydew sugars. *Oikos*, 90, 197-201.
- 387-Walker M. & Jones TH (2001)** Relative roles of top-down and bottom-up forces in terrestrial tritrophic plant-insect herbivore-natural enemy systems. *Oikos* 93 (2):177-187.
- 388-Walker M., Hartley SE. & Jones TH (2008)** The relative importance of resources and natural enemies in determining herbivore abundance: thistles, tephritids and parasitoids. *Journal of Animal Ecology* 77 (5):1063-1071.
- 389-Ward S.A., Leather S.R., Pickup J. & Harrington R (1998)** Mortality during dispersal and the cost of host-specificity in parasites: how many aphids find host? *Journal of Animal Ecology*, 67, 763-773.

- 390-Watson G. W., Voegtlin D. J., Murphy S. T. & Foottit R. G. (1999)** Biogeography of the *Cinara cupressi* complex (Hemiptera: Aphididae) on Cupressaceae, with description of a pest species introduced into Africa. *Bull. of Entomological Research* 89:271-283.
- 391-Weisser W.W., Braendle C. and Minoretti N. (1999)** Predator induced morphological shift in the pea aphid. Proceedings of the Royal Society of London. Serie B: *Biological Sciences*, 266: 1175-1181.
- 392-Whitman D.W. (1988)** *Allelochemical interactions among plants, herbivores and predators*. In: Barbosa P., Letourneau D.K., Novel aspects of insect-plant interactions, Academic Press, New-York, 11-64.
- 393-Wieczorek K., Kanturski M. & Junkiert L. (2013)** The sexuales of giant black bark aphid, *Pterochloroides persicae* (Hemiptera, Aphidoidea: Lachninae) *Zootaxa* 3626 (1): 094–098.
- 394-Wiedemann R., Woodring J., Volkl W. & Hoffmann K.H. (2004)** Amino acid composition of honeydew from aphid species feeding on tansy, *Tanacetum vulgare*. *Mitt. Dtsch. Ges. Allg. Angew. Entomol.*, 14, 459-462.
- 395-Wilbert H. (1974)** The perception of its prey by newly hatched larvae of *Aphidoletes aphidimyza* (Cecidomyiidae). *Entomophaga*, 19, 173-181.
- 396-Will T. & van Bel Aart J.E. (2006)** Physical and chemical interactions between aphids and plants. *Journal of Experimental Botany*, 57 (4): 729-737.
- 397-Yasuda H., Takagi T. & Kogi K. (2000)** Effects of conspecific and heterospecific larval tracks on the oviposition behaviour of the predatory ladybird, *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae). *Eur. J. Entomol.* 97: 551–553.
- 398-Yettou A.E.K. (1988)** *Contribution à l'aménagement intégré d la région d Hakou Ferraoune (Parc National de Chrèa)*. Thèse d'ingénieur I.N.A. Alger, 93 p.
- 399-Yu S.J. (1984)** Interactions of allelochemicals with detoxification enzymes of insect-susceptible and resistant armyworm. *Pest. Biochem. Physiol.* 22, 60-68.
- 400-Yu S.J. & Hsu E.L. (1993)** Induction of detoxification enzymes in phytophagous insects: roles of insecticide synergists, larval age and species. *Arch. Ins. Biochem. Physiol.* 24, 21-32.
- 400-Zhu J. & Park K.-C. (2005)** Methyl salicylate, a soybean aphid-induced plant volatile attractive to the predator *Coccinella septempunctata*. *J. Chem. Ecol.*, 31(8), 1733-1746.
- 401-Zoebelein G. (1955)** Der Honigtau als Nahrung der Insekten. *Z. Angew. Entomol.* 38, 369-416.

#### Autres références

**Google earth (2015):** Données cartographiques de l'Algérie. [www.google\\_earth\\_maps.05.07.2015](http://www.google_earth_maps.05.07.2015).

# ARTICLE

## Temporal variations in the life-cycles of aphids (Sternorrhyncha: Aphididae) and their coccinellid predators

MOHAMED EL FODHIL AROUN<sup>1</sup>, BAHIA DOUMANDJI-MITICHE<sup>2</sup>, DANIEL PETIT<sup>3,\*</sup> and ZAHR-EDDINE DJAZOULI<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Department of Plant Biotechnology, Faculty of Nature and Life Sciences, University of Blida I, Blida 0900, Algeria; e-mails: mf\_aroun@yahoo.fr; zahro2002@gmail.com

<sup>2</sup>École Nationale Supérieure Agronomique, Hacén Badi, Algiers, Algeria; e-mail: doumandjimitiche@yahoo.fr

<sup>3</sup>UMR 1061, INRA, University of Limoges, 123, av. A. Thomas, 87060 Limoges Cedex, France; e-mail: Daniel.petit@unilim.fr

**Key words.** Sternorrhyncha, Aphididae, aphid, ladybird, life cycle, groups of aphids, coloured basins, abundance, richness, *Brevicoryne brassicae*, *Aphis gossypii*, *Aphis spiraecola*, *Hyalopterus pruni*

**Abstract.** Aphids are either monoecious living either on trees or herbaceous plants, or heteroecious, which involves host alternating between a tree (primary host) and a herbaceous plant (secondary host). We described the temporal variations in abundance and richness of aphids in an Algerian orchard, over a 6 month period. We recorded the choice of basin colour, the relative height of traps, and monthly Barycenter of winged populations. We also recorded temporal variations in the structure of ladybird communities. Tree-living species of aphids are the last to be caught with most caught by the yellow traps, possibly because of the predominant greenness of the vegetation in April. Most were also caught by high traps. Their phenology coincides with that of the second peak of ladybirds. In contrast, the phenology of species of aphids living on herbaceous plants differs greatly, which reflects their host plant diversity. In March relatively more of these aphids were caught by the green traps, possibly because at that time the ground was not yet covered by vegetation. Early and late species of aphids are at greater risk of being attacked by ladybirds as they are also most active early and late in the season. The highest catches of the heteroecious species of aphids were recorded in the middle of the trapping period and between those of the two groups of monoecious species of aphids. The adaptive significance of the differences in the behaviour and ecology of the aphids in the three groups is discussed.

### INTRODUCTION

There are about 5000 species of aphids, worldwide (Re-maudière & Remaudière, 1997; Blackman & Eastop, 1994, 2008, 2012), with over half in the subfamily Aphidinae. Most species of aphid have an annual holocyclic life cycle, which consists of one generation of sexual individuals, followed by several parthenogenetic generations. About 90% of the species complete their life cycle on the same host plant (= monoecious species) and the remaining 10% (heteroecious species) alternate between living on a primary host during the cold season and a secondary host in the favourable season. In most cases, the primary host is a tree or shrub and the secondary host an herbaceous plant. In rare cases, not considered here, the heteroecious species host alternate between tree species or between different species of herbaceous plants. The host plant of monoecious species can be a tree, a bush or an herbaceous plant.

Aphids are widely studied, because they are an important threat to agriculture (Blackman & Eastop, 2012). However, their diverse phenologies and life cycles are still incompletely known, especially for pest aphids in North Africa. Most species of aphids disperse and colonize other plants by means of winged individuals. A common method of monitoring such flights is to use pans or basins of different colours containing soapy water; flying aphids are attracted by the colour of the basins and become trapped in the wa-

ter. Interestingly, grass-, tree-foliage- and flower-dwelling insects orient to different colours when flying (Kirk, 1984). The situation in aphids is confusing (Döring & Chittka, 2007), because foliage colour may be less important than its brightness and contrast with the environment. This is particularly pertinent in the Mediterranean environment in Algeria, where the ground may be bare of herbaceous vegetation at the end of winter, as well as at the end of spring, when the herbaceous vegetation suffers from drought. In Algeria, the periods of drought result in patches of bare ground, which modify the brightness contrast of plants. In addition, aphids fly at different heights, and, thus, the height at which the traps are set is also important. It is hypothesized that monoecious aphids living on trees should fly higher above the ground than monoecious species living on herbaceous plants.

Ladybeetles are important predators of aphids (Ives et al., 1993). Thus, knowledge of coccinellid biology, phenology and flight periods can help in the integrated pest management of aphids. Most aphidophagous Coccinellidae in North Africa have two generations a year (Saharaoui and Hemptinne, 2009), with the first population peak in May (adults and larvae) and a second less abundant one in October (adults and larvae). Thus, some species of ladybirds, in some habitats are rare or absent in summer. In addition, most of the damage done to plants by aphids in North Af-

\* Corresponding author.

rica occurs in spring and early summer, which is also when most species of aphids disperse. Hence, it appears that the greatest coccinellid activity is synchronized with the period of aphid flight activity, which begins in March and continues to the end of June. Although it is mainly the larval stages of ladybirds that kill the aphids, the sizes of the populations of both adults and larvae of coccinellids vary in parallel (Saharaoui & Hemptinne, 2009; Mostefaoui et al., 2014). As a consequence, adult coccinellid abundance is a good indicator of the probable abundance of their larvae. A few coccinellid species have more than two generations a year. For example, *Coccinella algerica* Kovář, 1977 and *Hippodamia variegata* (Goeze, 1777) have two or three generations in spring and one in autumn.

Considering the above, we initiated the present research to accomplish four goals: (1) Study the life cycles and abundance of pest aphids in an orchard in Algeria from January to June, the period when they are most abundant and destructive. (2) Compare the flight periods of several species of aphids belonging to three life-history groups: heteroecious species (H), monoecious species living on trees (MT) and monoecious species living on herbaceous plants (MH), (3) Compare the flight periods of aphids with that of several ladybeetle (Coccinellidae) predators, (4) Test different sampling methods to determine which is best for capturing the different species of aphids and coccinellids.

## MATERIAL AND METHODS

### Study site

This study was carried out in an orchard at the experimental station of the Faculty of Nature and Life Sciences of the University of Blida, located 7 km east of Blida (longitude: 2°45'E, latitude: 36°35'N) in northern Algeria, which is in the foothills of the Blidean Atlas Mountains, at an altitude of 260 m. The coldest months are January and February with an average minimum temperature of 4.5°C and average maximum temperature of 21.3°C, with the hottest months, July and August, with an average maximum temperature of 37.1°C and average minimum temperature of 21.2°C (National Agency of Hydraulic Resources in Soumaa: 1994–2011). The ombrothermic diagram for 1994–2001 identifies two contrasting periods: a 7-month cool and wet season from October to April and a 5-month warm and dry season from May to September.

The orchard covered an area of about 1.5 ha and was planted with citrus, apple, pear, plum, apricot, peach and pomegranate trees. The herbaceous flora was diverse and included species of crop-adventitious annual weeds, which grow mainly in spring and dry out in mid-summer, such as: *Stellarietea mediae* (Braun-Blanquet, 1921) Tüxen, Lohmeyer & Preising in Tüxen 1950 em. Schubert in Schubert, Hilbig & Klotz, 1995 (*Sonchus oleraceus*, *Solanum nigrum*, *Sinapis arvensis* subsp. *arvensis*), *Onopordetea acanthii* subsp. *acanthii* Braun-Blanquet, 1964 em. Julve, 1993 (*Malva sylvestris*, *Silybum marianum*, *Melilotus albus*, *Echinops spinosus* and *Onopordum macracanthum*) (Julve, 1998).

We identified the host plants of each of the species of aphids based on our own experience and by reference to the relevant literature (Turpeau et al., 2013). Our identifications usually matched those recorded in the literature. However, in Europe, the aphid *Hyperomyzus lactucae* (L., 1758) is heteroecious, alternat-

ing between *Ribes* and Lactuceae (Turpeau et al., 2013), but in the orchard studied, it appears to be monoecious on Asteraceae.

### Methods

To sample flying aphids and coccinellids, we set round plastic basins (tubs) filled 2/3 with soapy water as traps to catch and drown these insects. The basins were 16.5 cm in diameter and 8.5 cm deep. We used basins of three colours (yellow, green and orange) and set them at two heights (ground level and 1.5 m above the ground). The upper position was chosen because it is below the boundary layer for aphid flight (Taylor, 1974). Traps were set in a multi-varietal plot of fruit trees. At the centre of the plot, we set up three trapping sites in the form of a triangle, 20 meters from each other. At each site there were six traps (3 colours and 2 heights), which provided 3 replicates of each colour-height combination and 18 traps in operation continually from January to June, 2011. Water was renewed once a week during the cool period and every 3 to 4 days during hot period. The aphids and ladybirds collected weekly were kept in 70% alcohol, until identified to species and the number recorded. The species of aphids were identified using their morphological characters (Müller, 1976; Taylor, 1980; Jacky & Bouchery, 1982; Remaudière et al., 1985; Heie, 1986; Leclant, 1999). Ladybirds were identified using Iablokoff-Khinzorian (1982) and Majerus & Kearns (1989). The nomenclature of Aphididae and Coccinellidae was updated following Favret (2014) and Coutanceau (2009), respectively.

### Data analysis

We analyzed data using one-way ANOVA, followed by Tukey's test when there were more than two categories. To assess the effect of each parameter on the numbers of aphids caught, we performed Kruskal-Wallis tests. The differences were considered as significant for p-values less than 5%, and only marginally significant for p-values  $\leq 8\%$ .

The phenology of the aphid and ladybird populations was assessed by calculating the Barycenter of abundance for each species, i.e., the date with the highest probability of catching a particular species (see Guendouz-Benrima et al., 2011). Briefly, this was calculated for species j using the formula:

$$BSL(j) = \Sigma (N_i * \text{abundance}_j) / \Sigma (\text{abundance}_j)$$

with  $N_i$  = number of the month (from 1 = January to 6 = June), and  $\text{abundance}_j$  = abundance of the species j in the corresponding month.

Correspondence Analyses (CA) of the abundances of aphids and Coccinellidae were carried out to determine their temporal relationships. All the analyses were done using PAST 2.17 (Hammer et al., 2001).

## RESULTS

### Abundance and species richness of the aphids caught by the different colored traps

During the six months of trapping, 2145 aphids belonging to 17 taxa were captured (Table 1). The four most abundant species were: *Brevicoryne brassicae* (L., 1758), *Aphis gossypii* Glover, 1877, *A. spiraecola* and *Hyalopterus pruni* (Geoffroy, 1762), which made up around 56% of the total number of individuals caught. Another three species made up around 24% [*A. fabae*, *A. umbrella* (Börner, 1950), and *Uroleucon sonchi* Geoffroy, 1762], and a third group of 10 less frequent species made up about 20% of the total catch. Analysis of the numbers, caught by the traps of different colours, using Tukey's test, indicate that more were caught

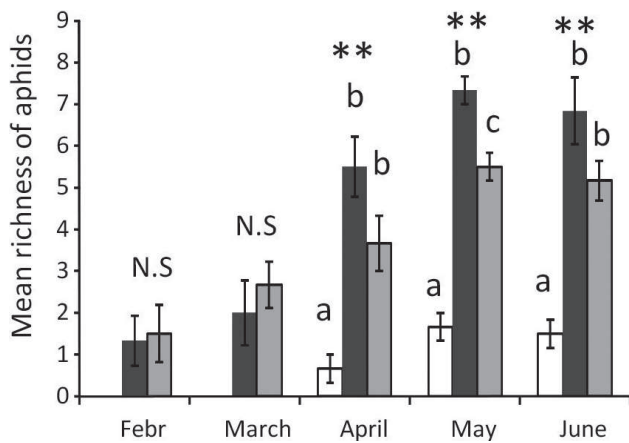


Fig. 1. Temporal changes in the mean species richness of aphids in three groups that differ in terms of their life cycles. Variations in mean species richness ( $\pm$  standard errors). Symbols: White boxes – monoecious living on trees; dark grey boxes – heteroecious species; light grey boxes – monoecious living on herbaceous plants. Different letters correspond to significant differences within months (ANOVAs). \*\*  $p < 0.01$ , \*  $p < 0.05$ , N.S. –  $p > 10\%$ , not significant.

by yellow coloured than green traps ( $p = 0.050$ ), and the number caught by the orange coloured traps did not differ from that caught by the two other coloured traps ( $p > 0.30$ ). Similarly, traps set at 1.5 m above the ground caught more than 75% of total number of aphids caught.

Kruskal-Wallis tests of the catches of each species of aphid (Table 1) revealed that most varied significantly, at least marginally, from month to month, except those of *H. lactucae* and *Capitophorus horni* (Börner, 1931). The height of the trap also affected the numbers caught of most species, except *Aphis punicae* Passerini, 1860, *H. pruni*,

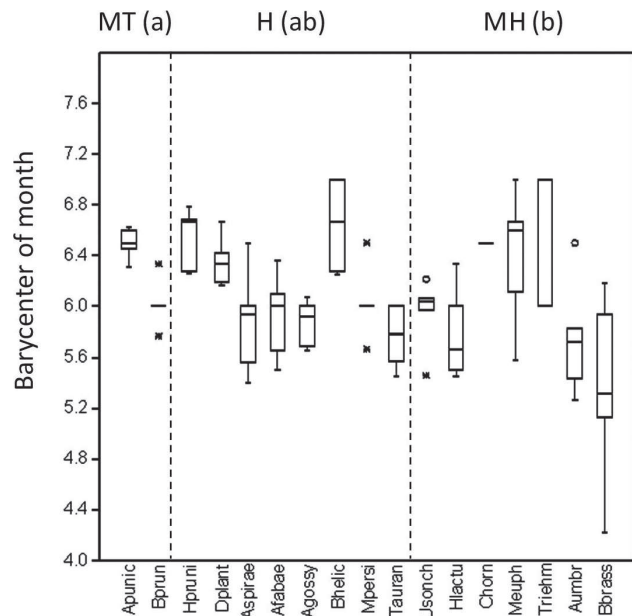


Fig. 2. Phenology (Barycenter) of each species of aphid. The different groups are separated by a dashed line. The divisions of months are expressed as decimals, e.g. mid-May is 5.5. The different letters in brackets for each group of species indicate whether they differ significantly (Kruskal-Wallis,  $p = 0.05$ ). Abbreviations: *Aphis spiraecola* – Aspiae, *Aphis fabae* – Afabae, *Aphis gossypii* – Agosy, *Aphis umbrella* – Aumbr, *Aphis punicae* – Apunic, *Brevicoryne brassicae* – Bbrass, *Brachycaudus helichrysi* – Bhelic, *Brachycaudus prunicola* – Bprun, *Capitophorus horni* – Chorn, *Dysaphis plantaginea* – Dplant, *Uroleucon sonchi* – Usonch, *Hyperomyzus lactucae* – Hlectu, *Hyalopterus pruni* – Hpruni, *Macrosiphum euphorbiae* – Meuph, *Myzus persicae* – Mpersi, *Therioaphis riehmi* – Triehm, *Toxoptera aurantii* – Tauran.

TABLE 1. Abundances of aphid species caught by water traps of different colours set at different heights above the ground. Abbreviations: MT – monoecious on trees; H – heteroecy; MH – monoecious on herbaceous plants; Y – yellow, G – green, O – orange; El – trap set 1.5 m above the ground; Gl – basin set at ground level; Month – effect of month on catches (Kruskal-Wallis test, p-value); Height – effect of height of trap above the ground on catches (Kruskal-Wallis test, p-value); Colour – effect of the colour of the traps on catches (Kruskal-Wallis test, p-value). The underlined p-values indicate marginal but non-significant differences.

Aphid species	Cycle	YEI	YGI	GEl	GGI	OEl	OGI	Month	Height	Colour
<i>Aphis punicae</i> Passerini, 1860	MT	29	10	11	0	8	2	0.001	<u>0.150</u>	<u>0.333</u>
<i>Brachycaudus prunicola</i> (Kaltenbach, 1843)	MT	13	3	4	0	7	1	0.009	0.013	<u>0.400</u>
<i>Hyalopterus pruni</i> (Geoffroy, 1762)	H	83	16	14	3	86	23	<0.001	<u>0.318</u>	<u>0.367</u>
<i>Dysaphis plantaginea</i> (Passerini, 1860)	H	31	3	6	0	12	3	0.004	0.049	<u>0.474</u>
<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877	H	113	29	45	2	128	9	0.061	<0.001	0.357
<i>Aphis spiraecola</i> Patch, 1914	H	184	30	29	8	34	10	0.024	0.004	<u>0.089</u>
<i>Aphis fabae</i> Scopoli, 1763	H	80	11	36	5	61	21	0.023	0.001	<u>0.524</u>
<i>Toxoptera aurantii</i> (B. de Fonscolombe, 1841)	H	40	7	23	3	7	1	0.062	0.002	<u>0.101</u>
<i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach, 1843)	H	24	2	11	0	3	1	0.016	0.012	<u>0.606</u>
<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)	H	8	3	3	3	9	2	<0.001	<u>0.148</u>	<u>0.734</u>
<i>Brevicoryne brassicae</i> (Linnaeus, 1758)	MH	138	25	103	15	37	58	0.027	0.031	<u>0.803</u>
<i>Hyperomyzus lactucae</i> (Linnaeus, 1758)	MH	20	3	7	3	2	3	<u>0.086</u>	0.065	<u>0.255</u>
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)	MH	9	3	19	1	5	4	0.005	0.036	<u>0.784</u>
<i>Aphis umbrella</i> (Börner, 1950)	MH	61	11	23	2	26	41	0.051	0.032	<u>0.066</u>
<i>Therioaphis riehmi</i> (Börner, 1949)	MH	12	3	1	0	0	3	0.053	<u>0.587</u>	<u>0.312</u>
<i>Uroleucon sonchi</i> Geoffroy, 1762	MH	31	26	24	14	22	31	<0.001	<u>0.523</u>	<u>0.817</u>
<i>Capitophorus horni</i> (Börner, 1931)	MH	4	0	0	0	2	0	<u>0.395</u>	0.035	0.328



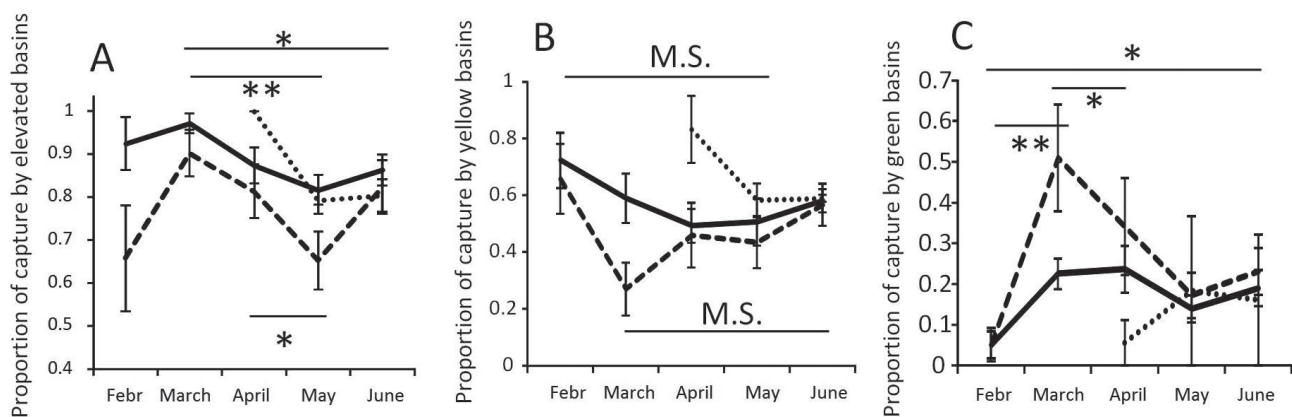


Fig. 3. Variations in the attractivity of traps of different colours to the aphids in the 3 groups of aphids with different life cycles. A – proportion of the aphids caught by high traps; B – proportion caught by yellow traps; C – proportion caught by green traps. Dotted lines – monoecious species living on trees; solid lines – heteroecious species; dashed lines – monoecious species living on herbaceous plants. Standard errors are indicated. The significance of the differences between months was determined using Kruskal-Wallis tests: \*\*  $p < 0.01$ , \*  $p < 0.05$ , M.S. –  $p = 0.08$ , marginally significant.

*Myzus persicae* (Sultzer, 1776), *Terioaphis riehmi* (Börner, 1949), and *U. sonchi*. Trap colour had no significant effect on the number of aphids caught at the species level.

#### Aphid flight phenology – monthly variations in the numbers of aphids of the three different life cycle groups caught by the traps

We compared the monthly catches of aphids of the three different life cycle groups (H, MH, and MT). For heteroecious species (H) and those living on herbaceous plants (MH), catches increased from February to June. In contrast, the species richness of the tree-living aphids (MT) was zero in February and March, and then appears to increase but only two species were caught from April (Fig. 1). If we compare the catches for each month, the species richness of tree-living species is lower than that recorded for the two other groups of species in every month. The species richness of heteroecious species is greater than that for the two other groups from April to June.

The different species of aphids peaked in abundance between the second week of May and mid-June (Fig. 2). The variability within groups is not homogeneous, as the largest range in Barycentres was recorded for the species that are monoecious on herbaceous plants. In the MH group, *B. brassicae* is the earliest species caught (median in the sec-

ond week of May) and *Macrosiphon euphorbiae* (Thomas, 1878) one of the latest (median in mid-June). If numbers caught is analyzed in terms of their life-cycles, it appears that the MT group are caught about 10 days significantly later than the MH group ( $p = 0.05$ , Kruskal-Wallis test) and the Barycentre for the H group did not differ from those of the other two groups.

#### Variation in the attractiveness of the different coloured traps

As for the catches of the water traps set at the two different heights, the three aphid groups vary in parallel, with a significant peak in March and a low in May, ending with a sub-equal proportions of the three groups in June (Fig. 3A). Lower proportions of the species in the MH group were caught by the high traps than of the other groups. Conversely, a higher proportion of species in the MT group was captured in April at 1.5 m than of the other groups.

As for the proportion caught by yellow traps, there were marginally significant differences ( $p = 0.08$ ) between February and May, and between March and June aphids (Fig. 3B). The values for the MH group are regularly lower than those for other groups, principally in March when it is less than 0.3. A higher proportion of species of the MT group

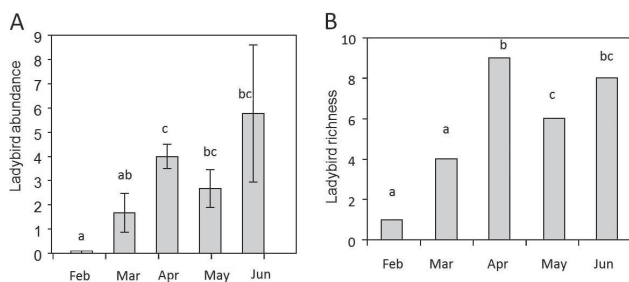


Fig. 4. The total number and number of species of coccinellids caught each month. A – the mean total number caught each month; B – the mean number of species caught each month. Different letters indicate significant differences (Bootstrap method).

TABLE 2. Barycenters of the numbers of the different coccinellids caught by the traps each month.

	Feb	Mar	Apr	May	June	Bary-center
<i>Hippodamia variegata</i> (Goeze, 1777)	0	3	4	0	0	3.57
<i>Pullus subvillosus</i> (Goeze, 1777)	0	6	7	3	2	4.06
<i>Scymnus</i> sp.	0	0	3	0	1	4.50
<i>Scymnus marginalis</i> (Rossi, 1794)	0	0	4	3	2	4.78
<i>Pullus impexus</i> (Mulsant, 1850)	0	0	3	0	2	4.80
<i>Scymnus frontalis</i> (Fabricius, 1787)	0	0	3	4	2	4.89
<i>Nephus</i> sp.	0	0	3	4	4	5.09
<i>Coccinella algerica</i> Kovář, 1977	1	1	3	7	13	5.20
<i>Scymnus apetzi</i> Mulsant, 1846	0	5	6	3	26	5.25

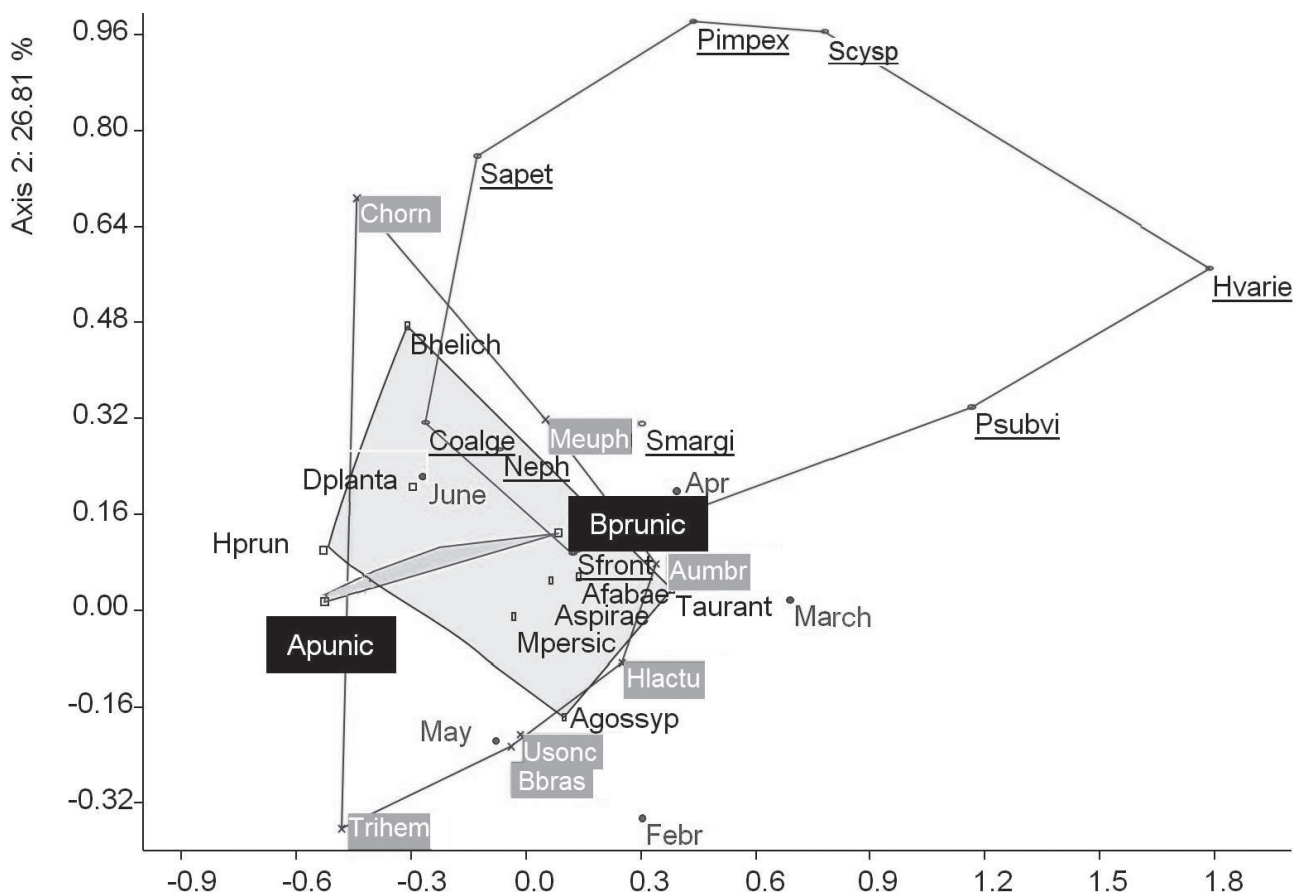


Fig. 5. The relative timing of the activity of aphids and ladybirds based on trap catches displayed in two-dimensional graphical form based on a correspondence analysis. Underlined codes – ladybird species; white letters on black background – aphids of group MT (dto for grey envelope); black letters without a background – aphids of group H (dto for a light grey envelope); white letters on grey background – aphids of group MH. Abbreviations for aphids: *Aphis spiraeicola* – Aspirae, *Aphis fabae* – Afabae, *Aphis gossypii* – Agossyp, *Aphis umbrellae* – Aumbr, *Aphis punicae* – Apunic, *Brevicoryne brassicae* – Bbras, *Brachycaudus helichrysi* – Bhelich, *Brachycaudus prunicola* – Bprun, *Capitophorus horni* – Chorn, *Dysaphis plantaginea* – Dplanta, *Uroleucon sonchi* – Usonc, *Hyperomyzus lactucae* – Hlactu, *Hyalopterus pruni* – Hprun, *Macrosiphum euphorbiae* – Meuph, *Myzus persicae* – Mpersic, *Therioaphis riehmi* – Trihem, *Toxoptera aurantii* – Taurant. Abbreviations for ladybirds: *Coccinella algerica* – Coalge, *Hippodamia variegata* – Hvarie, *Nephus* sp. – Neph, *Pullus impexus* – Pimpex, *Pullus subvillosus* – Psubvi, *Scymnus apetzii* – Sapet, *Scymnus frontalis* – Sfront, *Scymnus marginalis* – Smargi, *Scymnus* sp. – Scysp.

were caught in April than of the other two groups. As for green traps, the higher proportion caught in March is significantly different from the values for February and April. The catches of the MH and H groups vary in parallel with a peak in March, which is most pronounced for the MH group (Fig. 3C).

#### Temporal activity of Coccinellidae

The abundance (Fig. 4A) and species richness of coccinellid community varied in parallel (Fig. 4B): with the first peak in April followed by a decrease in May and a second peak in June.

The monthly Barycenters indicate the relative precocity of the different species (Table 2). Three groups can be defined: the April group is the largest with 5 species [*Pullus subvillosus* (Goeze, 1777), *Scymnus* sp., *Scymnus marginalis* (Rossi, 1794), *Pullus impexus* (Mulsant, 1850), and *Scymnus frontalis* (Fabricius, 1787)]; the second group is associated with May and contains 3 species (*Nephus* sp.,

*Coccinella algerica* Kovář, 1977 and *Scymnus apetzii* Mulsant, 1846) and the March group includes only *Hippodamia variegata* (Goeze, 1777). It should be noted that the first ladybird regularly recorded each year is *Coccinella algerica*.

#### Coincidence in the temporal activities of aphids and ladybirds

Based on the projection of results for the aphid and ladybird species on the F1F2 plane of the Correspondence Analysis, it appears that these two groups of insects fly at different periods of the year (Fig. 5). Most ladybirds begin flying earlier than aphids. However, the temporal variation in the flight activity of *Coccinella algerica*, *Scymnus frontalis* and *Nephus* sp. is the closest to that of the aphids. The flight activity of *Scymnus apetzii* and *Scymnus marginalis* occurs much earlier than that of most aphids. The flight activity of the earliest ladybirds (*H. variegata*, *Pullus sub-*

*villosus*, and *Scymnus* sp.) occurs very much earlier than that of the aphids.

If we compare these results with those for the aphids in the three life cycle groups, their flight activities overlap, but that of the monoecious group on herbaceous plants extends over a longer period than that of the other two groups of aphids.

## DISCUSSION

In this study we recorded the flight activity of aphids and their coccinellid predators in an orchard in northern Algeria. Specifically, we compared species richness, temporal distribution and abundance of aphids and coccinellids in an orchard containing many different kinds of fruit trees during the first half of a year (January to July). We also determined the synchrony between the flight activity of aphids and their coccinellid predators. They both occur in similar habitats and were notably abundant in herbaceous and arborescent strata as well as in crops. Finally, we compared catches of water traps of three different colours set at two heights.

### Ecological features of the three life cycle groups of aphids

Of the 17 aphid taxa caught by the traps, there were 8 heteroecious species, i.e. about half the diversity. This percentage is high given that the global percentage for Aphididae is less than 15% (Kim et al., 2011). In Belgium, heteroecious species make up around 34% of all aphid species if the species alternating between *Ribes* or *Rubus*/herbaceous species are excluded (Yattara & Francis, 2013). This richness in host alternating species could be due to either the Mediterranean environment, or to the rich herbaceous flora at the study site, but this needs to be tested by carrying out larger scale studies. However, it is most likely the Mediterranean environment as (i) we caught two tree-living species (11% of all the species caught), which is similar to the general statistics for this family (around 14%); and (ii) the remaining 7 species caught during this study are monoecious on herbaceous plants (41%), which is low compared to the 71% in this category recorded for the whole family. This study aimed to determine whether the aphids in each of the 3 groups differed from those in the other groups in terms of the attractiveness of different colours and the height above the ground at which they fly and when they fly.

Our results indicate the number of aphids caught by the traps varied between months, at both the species and group levels. There is a peak in species richness and abundance in May, about one month earlier than recorded in Belgium (Yattara & Francis, 2013). The difference in the phenology of aphids in Europe and Algeria is obviously due to the warmer climate in Northern Africa (for review, see Hullé et al., 2010). In this study, the tree-living species began flying later than those of the other two groups, but the flight periods of several species of heteroecious aphids were also late. The precocity of most of the aphids living on herbaceous plants is most likely due to the earlier development of the herbaceous flora relative to that of the leaves of the

trees. In the orchard, many species of herbaceous plants sprouted in February whereas bud burst of most of the fruit trees did not occur until the end of March. However, we recorded great variability between the monoecious species living on herbaceous plants, which is most likely because the different families of plants have different phenologies. *B. brassicae* is the most precocious, which is mainly due to its living on *Sinapis arvensis* that is present even in winter. It is also well known that in North Africa species of Lactuceae, the host plants of *U. sonchi*, appear before species of Cardueae, the host plants of *Capitophorus horni* (Kamel et al., 2011). Among the species in the heteroecious group, winged *Brachycaudus helichrysi* (Kaltenbach, 1843) are caught about two weeks after the other species, mainly because their herbaceous host plants belong to the Cardueae. The phenology of plants is not the only factor determining the temporal variation in the numbers of aphids caught, as the concentrations of secondary metabolites in the tissues of the plants also have an important role (Mostefaoui et al., 2014), which needs to be confirmed for herbaceous plants.

In terms of trap height, most aphids were caught by traps positioned 1.5 m above the ground, which is similar to the findings of Hullé et al. (1993). The numbers caught by the traps is different in the different seasons with the proportion of aphids caught by the high traps peaking significantly in March, a period when aphids are colonizing their host plants. For species living on herbaceous plants, these peak captures could indicate the timing of the colonizing of the orchard from adjacent areas, but this needs to be confirmed. It could also be recording the spring flight of host alternating aphids, which leave their primary host and colonize their secondary hosts, which are, herbaceous species. The proportion of aphids caught by traps is lowest in May, particularly so for those species that live on herbaceous plants. They remain on the same herbaceous plants until the end of the season when they fly back to their primary host plants, i.e. trees. It is possible that these species mainly completed their life cycle in the orchard, with few aphids coming from outside the orchard. These speculations need to be treated with caution, as Hullé et al. (1993) demonstrate that the proportion of captures by traps set at different heights is site-dependent.

In this study, yellow traps caught more aphids overall, as previously recorded by other authors (Döring & Chittka, 2007 for review). This is especially true in February for heteroecious species and in April for monoecious species living on trees. These temporal changes are also illustrated by a significant peak in March during which the green traps caught nearly 50%, particularly monoecious species living on herbaceous plants. This could be due to the greater sensitivity of aphids to contrasts in colour than particular wavelengths of light (Döring & Chittka, 2007). Accepting this, the relatively high attractiveness of green traps for species of aphids living on herbaceous plants in March is possibly due to the contrast between the colour of the trap and the ground, which at that time is still only half covered with herbaceous vegetation. During the subsequent months, vegetation cover increases, resulting in greater

brightness and a more yellow colour, which is highly attractive for aphids (Moericke, 1955). This is particularly true for tree-living species, which prefer this colour when they disperse to other trees. In June, in northern Algeria, the herbaceous flora begins to dry out and lose its overall green colour, so the contrast between the foliage of trees and the ground changes. These hypotheses, however, need to be tested.

In this study, aphids with the three types of life cycles differed behaviourally and ecologically. Much more work is needed to determine the reason for the temporal changes in the attractiveness of different colours for different species of aphids, in particular the effect of ground cover on the attractiveness of different colours. The temporal variations in the distribution of the different species of aphids on the vegetation need to be determined in order to understand the micro-migrations at the site scale, which will help interpret the temporal variations in catches of the traps set at different heights.

### Coincidence between flight activities of ladybirds and aphids

The early catches of aphidophagous ladybirds are of individuals arriving in the orchard from overwintering sites, under tree bark and stones, in mountain forests and foot hill fallow lands, and litter at the base of grass tufts (Savoiskaya, 1966). We recorded 9 species of ladybirds and except for *Nephus* sp., all feed on aphids. This represents a third of the 24 aphidophagous species recorded in Algeria (Saharaoui & Gourreau, 2000; Saharaoui et al., 2001; Saharaoui & Hemptinne, 2009). If we compare the peak catches of the different species of aphids and ladybirds, the greatest species richness of aphids is in the second half of May, whereas there are two periods when the diversity of coccinellids is high, April and June. In the first period, the ladybirds are mainly *Hippodamia variegata*, *Pullus subvillosus*, *Scymnus* sp. and *S. marginalis* (Djazouli et al., 2009). These ladybirds feed on the first aphids to appear, the monoecious species living on herbaceous plants. During the second period, the ladybirds are mainly *Coccinella algerica* and *S. apetzii*, and other small-sized ladybirds, whose main prey are the late-season species of aphid that are monoecious and live on trees, the heteroecious species (*Hyalopterus pruni* and *B. helichrysi*) and the monoecious that live on herbaceous plants (*C. horni*, *M. euphorbiae*, and *T. riehmi*). As for the aphids, it would be informative to record the colonization and movements of ladybirds during the season at the scale of the orchard. There are very few studies of micro-movements by Algerian ladybirds, however, we can cite the case of *Pullus subvillosus* which completes its life cycle on a Citrus tree on the Mitidja plain, whereas *Hippodamia variegata* reproduces on herbaceous plants or bushes (Saharaoui & Hemptinne, 2009).

In summary, it is clear that the principal group of aphids subject to predation by Coccinellidae is the tree-living group. Although the aphids living on herbaceous plants are attacked by ladybirds during two periods each season, depending on the year, one of these attacks can be reduced, which is to the advantage of some of the species of aphids

that are monoecious on herbaceous plants. The feeding activity of coccinellids varies with temperature, with the temperature threshold of 11°C for *Coccinella septempunctata* L., 1758 feeding on *Acyrtosiphon pisum* Harris, 1776 (Harrington et al., 2001). Below this temperature, the aphid's reproduction rate exceeds that of the ladybird, and the reverse is true for temperatures above this threshold. Threshold temperatures should be studied for all possible aphid/ladybird interactions. We predict that this critical temperature is low in the case of *Coccinella algerica* and *Scymnus marginalis*, which fly early and feed on aphids infesting adventitious plants.

### CONCLUSIONS

There are marked differences between the aphids in the three groups, in terms of when in the season the maximum numbers were caught by water traps. Interestingly, the attractiveness of the different colored traps varied during the season, possibly because of the change in the contrast between the colour of the host plants and their environment, which dries out at the end of spring. The three groups of aphids do not seem to be subject to similar levels of predation by ladybirds, but this needs to be verified. In addition, a similar study in late summer and autumn is likely to provide useful information as the populations of aphids and ladybirds at that time of a year are very low.

ACKNOWLEDGEMENTS. We thank D. Whitman (Illinois State University) for his help in editing and correcting the English.

### REFERENCES

- BLACKMAN R.L. & EASTOP V.F. 1994: *Aphids on the World's Trees: An Identification and Information Guide*. CABI, Wallingford, 987 pp.
- BLACKMAN R.L. & EASTOP V.F. 2008: *Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs*. John Wiley & Sons, Chichester, 1439 pp.
- BLACKMAN R.L. & EASTOP V.F. 2012: *Aphids on the World's Plants. An Online Identification and Information Guide*. <http://www.aphidsonworldsplants.info/>
- COUTANCEAU J.P. 2009: Liste synonymique des Coléoptères Coccinellidae de France continentale et de Corse. — *Harmonia* 3: 3–14.
- DJAZOULI Z.E., DOUMANDJI-MITICHE B. & PETIT D. 2009: Spatio-temporal variations of functional groups in a *Populus nigra* L. entomocenosis in the Mitidja plain (Algeria). — *C. R. Biologies* 332: 848–860.
- DÖRING T. & CHITTKA L. 2007: Visual ecology of aphids – a critical review on the role of colours in host finding. — *Arthr. Plant Inter.* 1: 3–16.
- FAVRET C. 2014: *Aphid Species File. Version 5.0/5.0*. <http://Aphid.SpeciesFile.org>
- GUENDOUZ-BENRIMA A., DOUMANDJI MITICHE B. & PETIT D. 2011: Effects of weak climatic variations on assemblages and life cycles of Orthoptera in North Algeria. — *J. Arid Environ.* 75: 416–423.
- HAMMER O., HARPER D.A.T. & RYAN P.D. 2001: PAST version 1.39: Paleontological statistical software package for education and data analysis. — *Paleontol. Electronica* 4: 9 pp.
- HARRINGTON R., FLEMING R.A. & WOJWOOD I.P. 2001: Climate change impacts on insect management and conservation in

- temperate regions: Can they be predicted? — *Agric. Forest Entomol.* **3**: 233–240.
- HEIE O.E. 1986: *The Aphidoidea (Hemiptera) of Fennoscandia and Denmark. III. Family Aphididae: Subfamily Aphidinae. Fauna Entomologica Scandinavica, Vol. 17.* E.J. Brill/Scandinavian Science Press, Leiden, New York, Köln, 242 pp.
- HULLÉ M., VESSIER E., ROBERT Y. & ROUZÉ-JOUAN J. 1993: Étude de l'influence de la hauteur de piégeage sur les captures de pucerons ailés en différents sites et sur plusieurs années. — *Agronomie* **13**: 615–629.
- HULLÉ M., CŒUR D'ACIER A., BANKHEAD-DRONNET S. & HARRINGTON R. 2010: Aphids in the face of global changes. — *C.R. Biologies* **333**: 497–503.
- IABLOKOFF-KHNZORIAN S.M. 1982: *Les Coccinelles: Coléoptères Coccinellidae, Tribu Coccinellini des Régions Paléarctiques et Orientales.* Boubée, Paris, 568 pp.
- IVES A.R., KAREIVA P. & PERRY R. 1993: Response of a predator to variation in prey density at three hierarchical scales lady beetles feeding on aphids. — *Ecology* **74**: 1929–1938.
- JACKY F. & BOUCHERY Y. 1982: *Atlas des Formes Ailées des Espèces Courantes de Pucerons.* INRA, Colmar, 48 pp.
- JULVE P. 1998: ff. Baseveg. *Index Phytosociologique Synonymique de la Végétation de la France.* Programme Catminat. <http://perso.wanadoo.fr/philippe.julve/catminat.htm> [Accessed August, 2010].
- KAMEL M.B.H., REBHI R. & OMMEZINE A. 2011: Habitats et proies de *Coccinella algerica* Kovar dans différentes régions côtières de la Tunisie. — *Entomol. Faun. Faun. Entomol.* **63**: 35–45.
- KIM H., LEE S. & JANG Y. 2011: Macroevolutionary patterns in the Aphidini aphids (Hemiptera: Aphididae): Diversification, host association, and biogeographic origins. — *PLoS ONE* **6**: e24749.
- KIRK W.D.J. 1984: Ecologically selective coloured traps. — *Ecol. Entomol.* **9**: 35–41.
- LECLANT F. 1999: *Les Pucerons des Plantes Cultivées. Clefs d'Identification, Cultures Maraichères II.* INRA/ACTA, Paris, 98 pp.
- MAJERUS M. & KEARNS P. 1989: *Ladybird. Naturalists' Handbooks 10.* The Richmond Publishing, Slough, 103 pp.
- MOERICKE V. 1955: Über das Verhalten phytophager Insekten während des Befallsfluges unter dem Einfluß von weißen Flächen. — *Z. Pflanzenkr. Pflanzensch.* **62**: 588–593.
- MOSTEFAOUI H., ALLAL-BENFEKIH L., DJAZOULI Z.E., PETIT D. & SALADIN G. 2014: Why the aphid *Aphis spiraecola* is more abundant on clementine tree than *A. gossypii*? — *C. R. Biologies* **337**: 123–133.
- MÜLLER F.P. 1976: Mszyce – szkodniki roślin. Terenowy klucz do oznaczania. In: *Klucze do Oznaczania Bezkręgowców Polski. Vol. 2.* Polish Academy of Sciences, Warszawa, 119 pp.
- REMAUDIÈRE G. & REMAUDIÈRE M. 1997: *Catalogue des Aphididae du Monde (Homoptera: Aphidoidea).* INRA, Paris, 478 pp.
- REMAUDIÈRE G., EASTOP V.F. & AUTRIQUE A. 1985: Distribution des aphides de la région éthiopienne. In Remaudière G. & Autrique A. (eds): *Contribution à l'Ecologie des Aphides Africains.* FAO, Rome, pp. 76–93.
- SAHARAOU L. & GOURREAU J.M. 2000 : Les coccinelles d'Algérie: inventaire et régimes alimentaires (Coleoptera, Coccinellidae). — *Rech. Agron.* **6**: 11–27.
- SAHARAOU L. & HEMPTINNE J.L. 2009: Dynamique des communautés des coccinelles (Coleoptera: Coccinellidae) sur agrumes et interactions avec leurs proies dans la région de Rouïba (Mitidja orientale) Algérie. — *Ann. Soc. Entomol. Fr.* **45**: 245–259.
- SAHARAOU L., GOURREAU J.M. & IPERTI G. 2001: Étude des paramètres bioécologiques de quelques coccinelles aphidophages d'Algérie (Coleoptera, Coccinellidae). — *Bull. Soc. Zool. Fr.* **126**: 351–373.
- SAVOISKAYA G.I. 1966: Hibernation and migration of coccinellids in south-eastern Kazakhstan. In Hodek I. (ed.): *Ecology of Aphidophagous Insects.* Academia, Prague, pp. 139–142.
- TAYLOR L.R. 1974: Insect migration, flight periodicity and the boundary layer. — *J. Anim. Ecol.* **43**: 225–238.
- TAYLOR L.R. 1980: *Aphid Forecasting and Pathogens and a Handbook for Aphid Identification.* Euroaphid, Rothamsted Experimental Station, Harpenden, 163 pp.
- TURPEAU E., HULLÉ M. & CHAUBET B. 2013: *Encyclop'Aphid.* <https://www6.inra.fr/encyclopedie-pucerons>
- YATTARA A.A. & FRANCIS F. 2013: Impact des méthodes de piégeage sur l'efficacité de surveillance des pucerons: illustration dans les champs de pommes de terre en Belgique. — *Entomol. Faun. Faun. Entomol.* **66**: 89–95.

Received June 24, 2014; revised and accepted March 23, 2015  
Prepublished online May 15, 2015

# RESUMES

## المن و الأعداء الطبيعية في المناطق المزروعة و الغابات في الجزائر

### الملخص

74 نوعا من Aphididae التي تم تحديدها تنقسم إلى 9 عائلات، 12 جنسا و 39 قبيلة. مع أنواع البيئات الزراعية و لكن Aphidinae هي الأكثر تمثيلا من حيث الجنس (25) و النوع (54)، و تنقسم بين قبائل Macrosiphini (جنس: 20، نوع: 33) و Aphidini (جنس: 5، نوع: 21) تجمع الأنواع المضررة للنباتات المزروعة و البرية بما في ذلك 14 نوعا تنتمي إلى جنس واحد Aphidini. تنوع المن في أشجار الغابات يمثل نسبة 8 عائلات فرعية، التي تضم 14 نوعا مضررة لأشجار الغابات و التي يمكن أيضا أن تنتشر في الأعشاب المزروعة و التلقائية. تظهر النتائج أيضا أن 59% من الأنواع أحادية البلع، 9% وسيطة، 26% قليلة المأكلة و 6% آكلة النبات و اللحوم.

و التي (*Praon volucre*) تم تحديد أيضا 14 نوعا من الطفيليات، 13 منها داخلية و واحد فقط من الطفيليات الخارجية و 11 نوع 8 ممثلة من Aphidinae تنتمي إلى عائلتين فرعية *Aphidius matricariae*, *Lipolexis gracilis*, *E. plagiator*, *Ephedrus persicae*, *Diaeretiella rapae*, *Trioxyis (B) angelicae*, *Lysiphlebus fabarum* الخاصة بالمن المزروعات، و النباتات التلقائية و نباتات الزينة و الأنواع: *Pauesia. silana*, *P. cedrobii* (3 أنواع) منها 2 (*A. asychis*, *Aphelinus*) ثلاثة أنواع من جنس Aphelininae الخاصة بالغابات الصنوبرية. تشمل فصيلة تم تحديده على من الصفصاف Mesidiopsis تنطفل على من المزروعات نوع واحد من جنس (*A. mali*)

المجموعة الوظيفية من آكلة النبات الأكثر تنوعا في المناطق الشاطئية. ممثلة خصوصا من النوع Aphis التي تصل مبكرا إلى المزروعات: *A. fabae* و *A. gossypii*، بعد ذلك يصل *A. craccivora* و الخوخ الأخضر و البرقة الخضراء و المغذي و البرغوثة. بينما في الحقول متنوعة الأصناف تتواجد أنواع متعددة العائل أكثر من أحادية العائل، المجنحة الأولى التي تظهر هي تلك الأنواع التي تعتمد على النباتات البرية، *C. horni*, *D. sonchi*, *H. lactucae* و نبات المطاط، بعض أنواع المن متعددة العائل تتطور على زراعة الطماطم أحسن من أشجار الفاكهة. وفق ترتيب وصول بيئي، و التي تختلف حسب المنطقة و نوع الزراعة.

فترات طيران و ترتيب الوصول البيئي للأعداء الطبيعية المفترشة الطفيليات و المن في المناطق المزروعة تستلزم علاقات غذائية خاصة بهم. سلوك كل من الكائنات التي تنتمي إلى هذه المجموعات الوظيفية موجهة بحاجات أساسية مثل المأوى، التغذية و التكاثر و ضمان بقاء نسلها. في كل مرحلة، تبحث الحشرة عن أنسب مكان و المأوى و الغذاء و موقع التعشيش. في هذه الحالات، الحشرات المجنحة هي التي تسعى للبحث على أنسب و أضمن مكان لها و لنسلها.

كلمات البحث: المن ، الأعداء الطبيعية، العلاقات الغذائية، البيئة الزراعية، و البيئة الغالبية و ترتيب الوصول الإيكولوجي.

# Le complexe aphides et ennemis naturels en milieux cultivés et forestiers en Algérie

## Résumé

Les 74 espèces Aphididae recensées sont réparties en 9 sous familles, 12 tribus et 39 genres. Les Aphidinae, les Chaitophorinae, les Eriosomatinae, les Lachninae et les Myzocallidinae constituent les sous familles ayant des espèces des milieux cultivés. Mais, les Aphidinae sont les plus représentés en genre (25) et espèces (54), répartis entre les tribus des Macrosiphini (genres: 20; espèces: 33) et des Aphidini (genres: 5; espèces: 21) regroupant des espèces inféodées aux plantes cultivées et spontanées, parmi lesquelles 14 espèces appartiennent au seul genre *Aphis*. La diversité aphidienne des arbres forestiers est représentée par 8 sous familles, regroupant 17 espèces inféodées aux arbres forestiers et dont 1 peut également infester les Graminées cultivées et spontanées. Les résultats démontrent également que 59% des espèces sont monophages, 9% des intermédiaires, 26% des oligophages et 6% des polyphages.

Nous avons identifié également 14 espèces de parasitoïdes, dont 13 endoparasites et 1 ectoparasite (*Praon volucre*), appartenant à deux sous familles. Les Aphidiinae (Braconidae) sont représentés par 8 genres regroupant 11 espèces: *Aphidius matricariae*, *Diaeretiella rapae*, *Ephedrus persicae*, *E. plagiator*, *Lipolexis gracilis*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre* et *Trioxys (B.) angelicae* inféodées aux pucerons des cultures, des plantes spontanées et ornementales et les espèces: *Pauesia cedrobii* et *P. silana* à ceux des conifères forestiers. La sous famille des Aphelininae (Aphelinidae) comprend 3 espèces dont 2 du genre *Aphelinus* (*A. asychis*, *A. mali*), parasites des pucerons des cultures, et 1 espèce du genre *Mesidiopsis* recensé sur les pucerons du peuplier.

Le groupe fonctionnel des aphides et autres phytophages, plus riche en espèces dans le sublittoral, est représenté surtout par des polyphages dont l'ordre d'arrivée écologique dans la culture est le plus précoce pour *Aphis fabae* et *A. gossypii*, et le plus tardif pour *A. craccivora*, *Myzus persicae*, *A. nasturtii* et *Aulacorthum solani*. Alors que dans le verger multivariétal, même en étant plus diversifié en espèces polyphages qu'en monophages, les premiers ailés qui apparaissent sont ceux des espèces inféodées aux plantes spontanées (*C. horni*, *H. lactucae* et *D. sonchi*). Les espèces polyphages dont certaines se développent aussi bien sur tomate que sur les arbres fruitiers présentent un ordre d'arrivée écologique qui varie selon les régions et le type de culture.

Les périodes de vol et l'ordre d'arrivée écologique des ennemis naturels prédateurs, parasitoïdes et des aphides et autres phytophages des milieux cultivés sont conditionnés par les interactions trophiques intra guildes et inter guildes. Le comportement de chacun des organismes de ces groupes fonctionnels est guidé par ses besoins vitaux tels que se mettre à l'abri, se nourrir, se reproduire, assurer la survie de sa descendance. A chacune de ces étapes, l'insecte sera à la recherche du lieu le plus approprié, offrant un abri, de la nourriture, un site de ponte. Dans ces cas, c'est l'adulte en général ailé, étant donné ses capacités au vol qui recherchera le site le plus adapté à ses besoins et/ou à ceux de sa descendance.

**Mots clés:** aphides, ennemis naturels, interaction trophique, milieux cultivés et forestiers, ordre d'arrivée écologique.



## The aphids and their natural enemy complex in cultivated and woody areas in Algeria

### Abstract:

The 74 identified Aphididae species are divided into 9 families, 12 genera and 39 tribes. The Aphidinae, the Chaitophorinae, the Eriosomatinae, the Lachninae, and Myzocallidinae are sub families with species recorded in cultivated environments. Within the Aphididae, the Aphidinae is the richest subfamily with 25 genera and 54 species, and is divided in the tribes of Macrosiphini (20 genera and 33 species) and Aphidini (5 genera and 21 species). It gathers species restricted to cultivated plants and spontaneous vegetation, of which 14 species belong to one genus *Aphis*. The aphid diversity in forest trees is composed of 8 subfamilies, comprising 17 species restricted to forest trees and one also present in cultivated and spontaneous Poaceae. The results also show that 59% of species are monophagous, 9% intermediate, 26% oligophagous and 6% polyphagous.

We have also identified 14 species of parasitoids, 13 endoparasitoids and 1 ectoparasitoid (*Praon volucre*) belonging to two subfamilies. The Aphidiinae (Braconidae) are represented by 8 genera and 11 species associated to aphids settled in cultures, spontaneous and ornamental plants (*Aphidius matricariae*, *Diaeretiella rapae*, *Ephedrus persicae*, *E. plagiator*, *Lipolexis gracilis*, *Lysiphlebus fabarum*, *Praon volucre*, and *Trioxys (B.) angelicae*), while the two remaining species parasitize aphids living in coniferous forests (*Pauesia cedrobii* and *P. silana*). The subfamily Aphelininae (Aphelinidae) includes three species of which there are two in the genus *Aphelinus* (*A. asychis*, *A. mali*) parasitizing aphids cultures, and one in the genus *Mesidiopsis* living on poplar aphids.

The functional group of aphids and other phytophagous, highly rich in the sublittoral area, is represented mainly by polyphagous species whose arrival in the culture is the earliest for *Aphis fabae* and *A. gossypii*, and latest for *A. craccivora*, *Myzus persicae*, *A. nasturtii* and *Aulacorthum solani*. As regard to the multi-varietal orchard, even being more diversified in polyphagous than in monophagous species, the earliest winged adults correspond to species associated to spontaneous plants (*C. horni*, *H. lactucae* and *D. sonchi*). The polyphagous species, of which some can develop on both tomato and fruit trees, show a variable order of ecological succession according to region and cultivated land.

Flight periods and the order of ecological succession of natural enemies (predators, parasitoids) and aphids other phytophagous in cultivated areas are conditioned by their intra- and inter guild trophic interactions. The behavior of each element in these functional groups is conditioned by their basic needs such as shelter, feeding, reproduction, and off spring survival. At each stage, the insect will search the most appropriate habitat offering shelter, food, and nesting site. In these cases, the adult, most often winged, is the stage ensuring this function, given its ability to flight.

**Keywords:** aphids, natural enemies, trophic interaction, cultivated and forest environments, ecological succession order.