

UNIVERSITE SAAD DAHLAB DE BLIDA

Faculté des Sciences Agro-Vétérinaires

Département des Sciences Agronomiques

MEMOIRE DE MAGISTER

en Sciences Agronomiques

Spécialité : Protection des plantes et environnement

ENTOMOCÉNOSE ASSOCIÉE À L'OLIVIER EN MITIDJA
CENTRALE INTERACTION DES GROUPES FONCTIONNELS ET
EFFET DE LA QUALITÉ PHYTOCHIMIQUE SUR L'ÉVOLUTION DE
SAISSETIA OLEA ET *EUPHYLLURA OLIVINA* (INSECTE :
HOMOPTÈRES)

Par

Amina KOUTTI

Devant le jury composé de :

A. GUENDOZ - BENRIMA	Professeur, U. S.D.B.	Présidente
M.E.F. AROUN	MAA., U.S.D.B.	Examineur
A. BOUTEKRABT	Professeur, U. S.D.B.	Examineur
L. ALLAL- BENFEKIH	MCA., U. S.D.B.	Promotrice
Z.E. DJAZOULI	MCA , U.S.D.B.	Co-promoteur

Blida, Novembre 2011

RESUME

ENTOMOCENOSE ASSOCIEE A L'OLIVIER EN MITIDJA CENTRALE INTERACTION DES GROUPES FONCTIONNELS ET EFFET DE LA QUALITE PHYTOCHIMIQUE SUR L'EVOLUTION DE *SAISSETIA OLEA* ET *EUPHYLLURA OLIVINA* (INSECTE : HOMOPTERES)

L'entomocénose comparée de deux plantations d'oliveraies différentes par leur variété d'olives de table « Sigoise » et d'olives d'huile « Chemlal » a été étudiée en relation avec l'évolution de la phénologie de la plante hôte, dans la région de Béni Mered (Blida) située en Mitidja Centrale. La composition taxonomique et le fonctionnement des groupes trophiques présentent une variation saisonnière quantitative entre les deux parcelles. Les différences de stabilité des communautés des phytophages, des prédateurs et des floricoles saisonniers démontrent d'une installation précoce ou tardive selon l'ordre d'arrivée des groupes fonctionnels dans les deux types d'oliveraie sous l'effet des actions anthropiques dans les parcelles, notamment. Les variations de leurs abondances semblent être tributaires de variables environnementales locales dont l'hétérogénéité du recouvrement végétal et la disponibilité saisonnière de la strate herbacée. L'aspect qualitatif du support nourricier montre que la variation des teneurs saisonnières en proline et sucres totaux foliaires dans les feuilles, les rameaux ainsi que les boutons floraux et les jeunes pousses, coïncide avec des changements de densités des populations des ravageurs potentiels. Les canopées haute et basse des arbres, traduisant une stratégie de mobilité et de survie entre les deux microhabitats de l'arbre. L'analyse en composantes principales a permis de résumer la variabilité de la distribution et la proportion des populations de la cochenille noire et du psylle au cours des saisons en fonction des changements phytochimiques de la plante hôte au sein des coûts énergétiques avec le maintien d'une qualité nourricière permanente et renforçant les connectivités interhabitats au sein de leurs métapopulations.

Mots clés : entomocénose, olivier, *saissetia olea*, *euphyllura olivina* recouvrement végétal, groupes trophiques, qualité phytochimique, métapopulations.

Abstract

THE ENTOMOLOGICAL FAUNA ASSOCIATED WITH OLIVE ORCHARDS IN CENTRAL MITIDJA. INTERACTION WITH THE FUNCTIONAL GROUPS AND EFFECT OF THE PHYTOCHEMICAL QUALITY ON THE EVOLUTION OF *SAISSETIA OLEA* AND *EUPHYLLURA OLIVINA* (INSECT: HOMOPTERA)

The compared entomofauna of two olive grove plantations different by their variety from table olive "Sigoise" and oil olive "Chemlal" was studied in relation to the evolution of the plant host phenology, in Beni Mered area (Blida) located in the Central Mitidja. The taxonomic composition and the functional trophic groups present a quantitative seasonal variation between the two plantations. The seasonal differences in stability of the phytophagous, predatory, and the flower-dwelling communities highlight an early or late installation according to the order of the functional groups arrival in the two olive grove types under the effect of the anthropic actions on field, in particular. The variations of their abundances seem to be dependent on local environmental variables of which the heterogeneity of vegetation cover and seasonal availability of the herbaceous plants layer. The qualitative aspect of the nutritional support shows that the variation of the seasonal contents of foliar proline and total sugars in the sheets, the branches as well as the floral buttons and the young leaves, coincides with density changes of the potential insect pests populations. The analysis in principal components allows to summarize the variability of the populations distribution and proportion of the black cochineal and the psyllid during the seasons according to the phytochemical changes of the host plant within the higher and lower trees levels, showing a strategy of mobility and survival between the two microhabitats of the tree, compatible with lower energy costs with the maintenance of a permanent nutritional quality and reinforcing interhabitats connectivities within their metapopulations.

Key words : functional diversity, olive grove, *saissetia olea*, *euphyllura olivina* vegetation cover, trophic groups, phytochemical quality, metapopulations.

ملخص

التنوع الحشري المتصل بأشجار الزيتون في متيحة الوسطى، العلاقات الموجودة بين المجموعات الوظيفية و تأثير المكونات الكيميونباتية على تطور القرمزي السوداء **EUPHYLLURA OLIVINA و (SAISSETIA OLEA)** **(حشرات: HOMOPTERES)**

تمت دراسة مقارنة التنوع الحشري بين مزرعتين للزيتون مختلفتين من حيث النوع: مزرعة ذو نوع زيتون المائدة (Sigoise) و الأخرى من نوع زيت الزيتون (Chemlal) استنادا إلى الدورة النباتية للنبات في محطة بني مراد (البليدة) الموجودة. وسط متيجة.

المكونات التصنيفية و الوظيفية للمجموعات الوظيفية اظهر اختلاف فصلي كمي بين المساحتين. الاختلافات في الاستقرار بين الحشرات النباتية، المفترسة و حشرات الزهور الفصلية يظهر تثبيت مبكر أو متأخر حسب ترتيب وصول المجموعات الوظيفية و ذلك تحت تأثير الأعمال التقنية الزراعية في كلتا المزرعتين. الاختلاف الكمي لهذه الحشرات يبدو انه يعتمد على متغيرات البيئة المحلية بما في ذلك عدم تجانس الغطاء النباتي و التوفر الموسمي لهذا الأخير.

الجانب النوعي للسند الغذائي يبين أن التغيرات الموسمية في محتوى البرولين و السكريات للأوراق، الأغصان، البراعم الزهرية والبراعم الفتية يتزامن مع تغيرات في كثافة مستعمرات الحشرات المفترسة المحتملة. الجانب العلوي و السفلي من الأشجار يعكس إستراتيجية التنقل و البقاء على قيد الحياة بين المقربين المصغرين للشجرة.

إن طريقة تحليل المركبات الرئيسية (ACP) سمحت بتلخيص التغيرات لنسبة توزع المستعمرات لحشرة القرمزية السوداء (cochenille noire) و psylle أثناء المواسم، وعلى أساس التغيرات في التركيب الكيميائي للنبات المستهدف في رفع تكلفة الطاقة مع الحفاظ الدائم على جودة الغذاء ودعم الاتصالات ما بين البيئتين داخل المجموعات الكبرى للحشرات.

الكلمات الأساسية □ التنوع الحشري ، أشجار *Euphyllura olivina*، *Saissetia olea*، الغطاء النباتي، الزيتون،

المجموعات الوظيفية، المكونات الكيميونباتية ، المجموعات الكبرى للحشرات.

REMERCIEMENTS

Je commence par remercier et rendre grâce à **Dieu** le tout puissant, pour m'avoir donné le courage, la santé et la volonté de mener à bien et à bon terme ce travail.

J'exprime ma gratitude à Mme le Professeur GUENDOZ A, qui m'a fait l'honneur d'accepter de présider le jury, et d'apporter son jugement et ses remarques pertinentes sur ce travail, aussi je la remercie pour tout son soutien et son aide.

Je voudrais remercier Mr AROUN M.E.F pour tout ce qu'il nous a apporté comme connaissances, pour son aide et ces conseils et surtout son soutien ainsi que pour avoir accepté de faire partie du jury, pour ses apports tant enrichissants.

Je voudrais ensuite remercier Mr le Professeur BOUTEKRABT A, qui m'a fait le plaisir et l'honneur d'assister à ma soutenance et d'avoir accepté d'évaluer ce travail, je vous remercie avec reconnaissance.

Mes remerciements les plus vifs s'adressent à Mme le Docteur ALLAL-BENFEKIH L. et Mr le Docteur DJAZOULI Z. E., pour m'avoir fait l'honneur de diriger ce travail, leurs aides précieuses, leurs encouragements, leur patience, leurs nombreux conseils et leurs soutiens constants tout au long de la réalisation de mon mémoire.

J'exprime ma gratitude à tous mes enseignants de l'année théorique pour leurs qualités humaines et scientifiques, leurs soutiens et encouragements.

Je remercie infiniment Mr DOUMANJI pour son aide précieuse concernant l'identification des espèces qui a été faite au niveau du laboratoire de zoologie à l'INA EL-HARRACH, je tiens aussi à remercier Mr METAI, qui lui aussi a bien voulu m'aider pour l'identification des espèces végétales au niveau du laboratoire de biologie végétal du département d'agronomie.

Ma reconnaissance va droit à Mr BOUKHARI qui a bien voulu accepter que je fasse mon expérimentation au sein de son domaine privé en me procurant ainsi toutes les conditions favorables pour mener à bien mon travail.

Je ne manquerai pas de remercier Mme AMMAD F. pour tous ces encouragements et son soutien et surtout sa bonté.

Je tien à remercier Mme DJORLEF N. Subdivisionnaire des services agricoles de la Daïra d'Ouled yaïch pour son soutien son encouragement et surtout sa compréhension.

Egalement, je remercie tout mes collègues de travail de la subdivision d'Ouled yaïch ainsi que mes collègues du service d'Hydraulique pour leur soutien et leurs encouragements

Mes remerciements vont aussi à Mlle DJEMAI Y, technicienne du laboratoire de zoologie pour son aide et son soutien.

A toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à ce travail, qu'ils trouvent ici l'expression de ma totale reconnaissance.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail :

A ma très chère mère OURIDA

Affable, honorable, aimable : Tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de veiller sur moi.

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner depuis toujours, tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour que ses enfants suivent le bon chemin dans leur vie et leurs études. Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour.

A mon très cher père MOHAMED

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai pour toi. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être.

Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour me permettre d'atteindre cette étape de ma vie avec toute ma tendresse et mon amour, je ne cesserai jamais de te remercier pour tout ce que tu m'apportes à chaque seconde de ma vie.

A mes sœurs : KARIMA et SAMIA qui ont toujours su comment m'encourager et m'aider dans les moments difficiles.

Plus particulièrement à ma sœur AMEL qui a toujours supporté mes sautes d'humeur et mes angoisses et qui m'a encouragé jusqu'à la dernière minute.

A mes beaux frères YACINE et MAHREZ.

A mon neveu et ma nièce : ZAKI et INES.

A toute ma famille et particulièrement mes tantes NOUARA et NADIA pour leur compréhension leur soutien et leur amour.

A ma cousine Amina pour son amour et ces conseils.

A mes très chères amies HIZIYA, SAADIA, FADHILA, REKAYA, YAMINA, AÏCHA, CHAFIKA, KHADIDJA et HOUDA je vous remercie pour votre soutien votre présence et votre amitié pour moi.

A tous mes amis et à tous ceux qui m'aime.

AMINA

TABLE DES MATIERES

RESUME.....	
ABSTRACT.....	
ملخص.....	
REMERCIEMENTS.....	
DEDICACES.....	
TABLE DES MATIERES.....	
LISTE DES ILLUSTRATION, GRAPHIQUES ET TABLEAUX.....	
INTRODUCTION	20
GENERALITES SUR L'OLIVIER <i>OLEA EUROPAEA</i> L. (1753)	24
1.1. Position systématique et caractères botaniques de l'olivier.....	24
1.1.1. Origine.....	24
1.1.2. Systématique.....	25
1.1.3. Botanique.....	25
1.2. Phénologie.....	27
1.2.1. Cycle de développement de l'olivier.....	27
1.3. Répartition et production de l'olivier en Algérie.....	28
1.4. Domaines d'utilisation de l'olivier.....	30
1.5. Exigences agro-climatiques.....	30
1.5.1. Exigences édaphiques.....	30
1.5.2. Exigences climatiques.....	31
1.5.2.1. Les températures.....	31
1.5.2.2. La pluviométrie.....	31
1.6. Conduite du verger.....	31
1.6.1. Fertilisation et irrigation.....	32
1.6.2. Les travaux du sol et taille.....	32
1.6.3. La protection phytosanitaire et récolte.....	33
CHAPITRE 2 : GENERALITES SUR LES DIFFERENTS RAVAGEURS DE L'OLIVIER <i>OLEA EUROPAEA</i> ET LES PRINCIPALES ESPECES ETUDIEES	34
Introduction.....	34
2.1. La mouche de l'olive : <i>Dacus olea</i> (Gmelin, 1790)	35
2.2. La teigne de l'olivier : <i>Prays olea</i> (Bernard, 1788).....	37
2.3. L'otiorrhynque de l'olivier : <i>Otiorynchus cribricolis</i> (Gyllenhal, 1834).....	39
2.4. La cécidomyie des écorces : <i>Resseliella Oleisuga</i> (Targioni-Tozzetti 1887).....	40
2.5. Généralités sur les insectes étudiés.....	41
2.5.1. La place des cochenilles dans le monde des insectes.....	41

2.5.2.	Caractères essentiels de la famille des Lecanidae.....	41
2.5.3.	Pièces buccales et alimentation.....	42
2.5.4.	Données bibliographiques sur la cochenille noire de l'olivier <i>Saissetia olea</i> (Olivier, 1791).....	44
2.5.4.1.	Origine et répartition.....	44
2.5.4.2.	Position systématique et synonyme.....	44
2.5.4.3.	Description morphologique.....	44
2.5.4.4.	Cycle biologique.....	45
2.5.4.5.	Facteurs de pullulation et de réduction de la cochenille.....	46
2.5.4.6.	Symptômes et dégâts.....	47
2.5.4.7.	Moyens de lutte.....	47
2.5.4.7.1.	Lutte biologique.....	47
2.5.4.7.2.	Lutte chimique.....	48
2.5.5.	Données bibliographiques sur le psylle de l'olivier: <i>Euphyllura olivina</i> (Costa, 1839).....	49
2.5.5.1.	Caractères essentiels de la Famille des <i>Psyllidae</i>	49
2.5.5.2.	Position systématique.....	50
2.5.5.3.	Description morphologique.....	50
2.5.5.4.	Cycle biologique.....	52
2.5.5.5.	Symptômes et dégâts.....	53
2.5.5.6.	Facteurs de pullulation et de réduction du psylle.....	54
2.5.5.7.	Moyens de lutte.....	54

CHAPITRE 3 : LES ASSEMBLAGES ENTOMOFAUNIQUES DE LA DIVERSITE FONCTIONNELLE ET PARAMETRES GOUVERNANT LES RELATIONS PLANTE-INSECTES 56

	Introduction.....	56
3.1.	Pool d'espèce et règles d'assemblage.....	56
3.2.	Le rôle de la diversité et de l'hétérogénéité des populations.....	57
3.3.	L'importance de la diversité du paysage dans la dynamique des populations.....	58
3.4.	Mécanismes gouvernant la sélection et la localisation d'une plante hôte.....	59
3.5.	Facteurs affectant le potentiel biotique des insectes.....	60
3.5.1.	Effets des facteurs biotiques.....	60
3.5.1.1.	Effets variétale (incidence des facteurs génétiques)...	60
3.5.1.2.	Effets des métabolites secondaires des plantes.....	63
3.5.2.	Effets des facteurs abiotiques.....	64
3.5.2.1.	Influence de la nutrition de la plante hôte.....	64
3.5.2.2.	Influence des produits phytosanitaires.....	64

3.6.	Importance de la prise de nourriture chez les insectes.....	65
3.7.	Facteurs affectant les composés nutritifs du feuillage.....	65
3.7.1.	L'espèce et l'âge de l'arbre.....	66
3.7.2.	Les compartiments au sein de l'arbre.....	66
3.7.3.	Les défoliations antérieures.....	66
3.7.4.	La floraison.....	67
3.7.5.	Les fertilisations.....	67
3.7.6.	Les éclaircies : l a taille.....	67
3.8.	Impact de la phytophagie.....	68
3.9.	Réponses des plantes face aux attaques des insectes phytophages.....	68
3.9.1.	Stratégies d'évitement.....	69
3.9.1.1.	Défenses.....	69
3.9.1.1.1.	Défenses physiques.....	69
3.9.1.1.2.	Défenses chimiques.....	69
3.9.1.2.	Echappement dans le temps et dans l'espace.....	70
3.9.2.	Stratégies de tolérance.....	71

CHAPITRE 4 : MATERIEL ET METHODES..... 72

4.1.	Présentation de la région de la Mitidja	72
4.1.1.	Situation géographique	72
4.1.2.	Le climat.....	72
4.1.2.1.	La température	73
4.1.2.2.	La pluviométrie	74
4.1.2.3.	Les vents.....	75
4.1.2.4.	Gelée.....	76
4.1.3.	La synthèse climatique.....	76
4.1.3.1.	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен..	76
4.1.3.2.	Climagramme d'Emberger.....	78
4.2.	Présentation de la station d'étude de Béni Mered	79
4.3.	Matériels et méthodes de travail.....	80
4.3.1.	Matériels utilisé sur le terrain.....	80
4.3.2.	Méthodologie d'étude sur le terrain.....	81
4.3.2.1.	Captures des insectes par piégeage.....	82
4.3.2.2.	Echantillonnage par frappage.....	82
4.3.2.3.	Méthodologie d'étude au niveau de la strate herbacée...	83
4.3.3.	Méthode d'étude au laboratoire.....	84
4.3.3.1.	Dénombrement des stades biologiques des ravageurs étudiés.....	84
4.3.3.2.	Extraction et dosage des principes actifs.....	85
4.4.	Analyse des données d'observations.....	85
4.4.1.	Barycentre des espèces.....	85

4.4.2. Comparaison des diversités entomofauniques.....	86
4.4.3. Analyses statistiques.....	86
CHAPITRE 5 : RESULTATS.....	88
5.1. Evolution spatio-temporelle comparée des groupes entomofauniques fonctionnels dans l'oliveraie de table et l'oliveraie d'huile.....	88
5.2. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans les deux oliveraies.....	90
5.2.1. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans la parcelle à olive de table.....	90
5.2.2. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans la parcelle à olive d'huile.....	92
5.3. Analyse des groupes fonctionnels.....	95
5.3.1. Diagrammes rang-fréquence.....	95
5.3.2. Succession des groupes fonctionnels dans la parcelle d'olive de table.....	100
5.3.3. Succession des groupes fonctionnels dans la parcelle à olive d'huile.....	103
5.3.4. Succession comparée des groupes fonctionnels dans les deux oliveraies.....	105
5.4. Effets de l'hétérogénéité végétale sur la disponibilité entomofaunique dans l'oliveraie d'olive de table et l'oliveraie d'olive d'huile.....	106
5.4.1. Variation saisonnière et spatiale des ratios d'abondances.....	106
5.4.2. Effet de l'hétérogénéité de la strate herbacée sur la variation saisonnière de l'abondance des groupes trophiques dans l'oliveraie d'olive de table et l'oliveraie d'olive d'huile.....	113
5.4.3. Variation saisonnière des guildes dans l'oliveraie à olive de table et l'oliveraie à olive d'huile.....	115
5.5. Organisation des communautés fonctionnelles inter-strates dans les deux oliveraies.....	118
5.5.1. Variation de la structure des assemblages saisonniers de la canopée et de la végétation herbacée.....	121
5.5.2. Composition entomofaunique comparée des communautés fonctionnelles spécifiques.....	126
5.5.3. Le complexe auxiliaire des deux oliveraies: évolution et possibilités de régulation des populations des deux bioagresseurs.....	130
5.6. Influence de la qualité phytochimique de la plante sur la cochenille <i>Saissetia olea</i> dans les deux oliveraies.....	134

5.6.1.	Occurrence des différents stades de développement de la cochenille noire <i>Saissetia olea</i> en fonction des constituants phytochimiques de l'olivier dans la parcelle à olive de table.....	134
5.6.2.	Occurrence des différents stades de développement de la cochenille noire <i>Saissetia olea</i> en fonction des constituants phytochimiques de l'olivier dans la parcelle à olive d'huile.....	136
5.6.3.	Mise en évidence de la relation temporelle entre la qualité phytochimique de la plante hôte et des stades biologiques de <i>Saissetia olea</i>	141
5.7.	Influence de la qualité phytochimique de la plante sur le psylle <i>Euphyllura olivina</i> dans les deux oliveraies.....	144
5.7.1.	Distribution spatiotemporelle des larves d' <i>E. olivina</i> en fonction des constituants phytochimiques des boutons floraux et des jeunes pousses de l'olivier dans la parcelle à olive de table.....	144
5.7.2.	Distribution spatiotemporelle des larves d' <i>E. olivina</i> en fonction des constituants phytochimiques des boutons floraux et des jeunes pousses de l'olivier dans la parcelle à olive d'huile.....	148
5.7.3.	Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologiques du psylle <i>Euphyllura olivina</i> dans l'oliveraie de table et d'huile.....	150
5.7.4.	Analyse de l'effet temporel des paramètres environnementaux des oliveraies sur les variations des teneurs en constituants phytochimiques de la plante hôte.....	151
CHAPITRE 6 : DISCUSSION GENERALE.....		159
6.1.	Variation spatiotemporelle des communautés trophiques de l'entomocénose des oliveraies dans la Mitidja centrale.....	159
6.2.	Effets de l'hétérogénéité spatio-temporelle sur l'organisation et la structure des métacommunautés dans les oliveraies en Mitidja Centrale.....	169
6.3.	Les traits de la plante hôte ont-ils un impact sur la distribution des populations du psylle et de la cochenille sur l'olivier ?.....	176
CONCLUSION.....		183
APPENDICES.....		187
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		199

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1 :	a : Le tronc, b : Les feuilles, c: Les fleurs (Photo personnelle).....	26
Figure 1.2 :	Stades repères de l'olivier d'après [54].....	29
Figure 2.1 :	Influence du climat et de la régie de culture sur les dynamiques entre la culture hôte et ses bioagresseurs [66].....	34
Figure 2.2 :	La mouche de l'olive: <i>Dacus olea</i> (Photo personnelle).....	36
Figure 2.3 :	a : Jeune asticot de mouche dans la pulpe de l'olive, b : Pupe [71].....	36
Figure 2.4 :	a : Chenille, b : Nymphe, c : adulte de <i>Prays olea</i> sur feuille d'olivier [77 ; 78].....	38
Figure 2.5 :	Dégâts des 3 générations de la teigne a : Génération anthophage, b: Génération carpophage, c : Génération phyllophage [77].....	38
Figure 2.6:	L'otiorrhynque de l'olivier : <i>Otiorynchus cribricolis</i> [75].....	39
Figure 2.7:	Dégâts de l' <i>Otiorynchus cribricolis</i> sur feuilles d'olivier [75]	39
Figure 2.8 :	a : Larves de la cécidomyie, b : Dessèchement des rameaux [84].....	40
Figure 2.9 :	Œufs sous la carapace de la cochenille <i>Saissetia olea</i> [87]. En noir: le corps de l'insecte, en blanc: les œufs.....	42
Figure 2.10 (a, b) :	Face dorsale et ventrale d'une cochenille Lecanine « <i>Saissetia olea</i> » [88].....	43
Figure 2.11:	Vue en perspective de l'extrémité des stylets d'un homoptère [90].....	43
Figure 2.12 :	Stades de développement de <i>Saissetia olea</i> (Photo personnelle).....	45
Figure 2.13:	Cycle biologique de <i>Saissetia olea</i> [95].....	46
Figure 2.14 :	<i>Saissetia olea</i> parasitée (Photo personnelle).....	47

Figure 2.15 :	Lutte biologique contre <i>Saissetia olea</i> [95].....	48
Figure 2.16:	Morphologie (face dorsale et ventrale) d'une larve de psylle [101].....	49
Figure 2.17 :	Morphologie (vue de haut et de profil) d'un adulte de psylle [102].....	50
Figure 2.18 :	Matière cotonneuse blanche sécrétée par les larves en colonie sur jeunes pousses (Photo personnelle).....	51
Figure 2.19 :	<i>Euphyllura olivina</i> adulte (Photo personnelle).....	51
Figure 2.20 :	Larve de psylle, a : larve du 3 ^{ème} stade, b : larve du 4 ^{ème} stade (Photo personnelle).....	52
Figure 2.21 :	Cycle biologique du psylle <i>Euphyllura olivina</i> sur olivier [107].....	53
Figure 3.1 :	Relation entre les pools d'espèces et les processus de coexistence (soulignés) déterminant la composition de chaque pool [115].....	57
Figure 3.2:	influence de l'hétérogénéité de l'habitat sur la formation de la métapopulation [125].....	59
Figure 3.3 :	Modèle montrant l'interaction entre les stimuli externes (positifs ou négatifs) et interne gouvernant le choix d'un site de ponte chez un insecte phytophage [129].....	61
Figure 3.4 :	Utilisation des infochimiques par les insectes spécialistes et les insectes généralistes [132].....	62
Figure 3.5 :	Stratégies de résistance à l'herbivorie [173].....	69
Figure 3.6 :	Schéma synoptique des mécanismes de stimulation des défenses naturelles de plantes [176].....	70
Figure 4. 1 :	Limite géographique de la Mitidja [182].....	73
Figure 4.2 :	Evolution des moyennes des températures de la période 2000-2010 dans la région de la Mitidja (Soumâa, Données ANRH Soumâa).....	74
Figure 4.3 :	Evolution des moyennes mensuelles des pluies de la période 2000-2010 dans la région de la Mitidja (Soumâa, Données ANRH Soumâa).....	75
Figure 4.4 :	Moyennes mensuelles des vitesses du vent dans la région de Soumâa (période 2005-2008) (Données ANRH	

	Soumâa).....	76
Figure 4.5 :	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен durant la période 2000-2010, dans la région de Soumâa.....	77
Figure 4.6 :	Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de l'année 2010, dans la région de Soumâa.....	77
Figure 4.7 :	Localisation de la région d'étude dans le climagramme d'Emberger.....	78
Figure 4.8 :	Situation des oliveraies étudiées dans la station expérimentale de Béni Mered (Google Earth, 2010).....	79
Figure 4.9 :	Matériels de capture et de piégeage de l'entomofaune dans les oliveraies étudiés et disposition dans la frondaison de l'olivier (Photo personnel).....	81
Figure 4.10 :	Méthodologie d'échantillonnage sur terrain pour la disposition des pièges.....	82
Figure 4.11 :	Méthode d'étude des abondances insectes-plantes de la strate.....	84
Figure 5.1 :	Detrended correspondance analysis (DCA) des assemblages trophiques de l'entomofaune de l'oliveraie de table (a) et de l'oliveraie d'huile (b).....	89
Figure 5.2_a :	Projection des espèces d'insectes de l'oliveraie de table sur le plan d'ordination de l'AFC d'Avril à Octobre.....	94
Figure 5.2_b :	Classification ascendante hiérarchique (CAH) des assemblages entomofauniques au niveau de l'oliveraie de table d'Avril à Octobre.....	94
Figure 5.3_a :	Projection des espèces d'insectes de l'oliveraie d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.....	96
Figure 5.3_b :	Classification ascendante hiérarchique des groupes d'insectes de l'oliveraie d'huile d'Avril à Octobre.....	96
Figure 5.4 :	Diagrammes rang-fréquence des groupes fonctionnels des deux oliveraies (variété de table : à gauche, variété d'huile à droite) (a et b groupe des phytophages, c et d groupe des prédateurs, e et f groupe des floricoles).	98
Figure 5.5 :	Occurrence saisonnière des insectes sur les plantes herbacées de l'oliveraie de table.....	108

Figure 5.6 :	Occurrence saisonnière des insectes sur les plantes herbacées de l'oliveraie d'huile.....	110
Figure 5.7 :	Variation saisonnière de l'abondance relative de l'entomofaune circulante en relation avec la tendance globale de l'évolution du couvert végétal dans les deux oliveraies.....	111
Figure 5.8 :	Variabilités saisonnières des rations d'abondance insectes/plantes dans les deux oliveraies.....	111
Figure 5.9 :	Occurrence saisonnière des communautés trophiques sur la strate herbacée dans l'oliveraie d'huile (a) et l'oliveraie de table (b).....	114
Figure 5.10_a :	Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie de table sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.....	117
Figure 5.10_b :	Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie de table sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.....	117
Figure 5.11_a :	Projection des guildes saisonnière de l'oliveraie d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.....	119
Figure 5.11_b :	Projection des guildes saisonnière de l'oliveraie de d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC.....	119
Figure 5.12 :	Abondance et évolution du couvert végétal dans les deux oliveraies.....	120
Figure 5. 13 :	Abondance saisonnière des principales plantes adventices hébergeant plus de deux insectes dans l'oliveraie de table (a) et l'oliveraie d'huile (b).....	121
Figure 5.14:	Projection des pools saisonniers sur le plan d'ordination de l'AFC (F1xF2) (a) et dendogrammes des groupes entomofauniques de la canopée et de la strate herbacée (b) dans l'oliveraie de table.....	124
Figure 5.15 :	Projection des pools saisonniers sur le plan d'ordination de l'AFC (F1xF2) (a) et dendogrammes des groupes entomofauniques de la canopée et de la strate herbacée (b) dans l'oliveraie d'huile (P : prédateurs, Ph : phytophages).....	126
Figure 5.16 :	Richesse familiale des auxiliaires dans l'oliveraie à olive de table (a) et l'oliveraie à olive d'huile (b).....	131
Figure 5.17:	Abondance globale mensuelle de <i>S.olea</i> (traits tiretés) et <i>d'E.olivina</i> (traits pleins) sur les deux variétés d'olives à Béni Mered.....	131

Figure 5.18 :	Evolution mensuelle comparée des auxiliaires de la canopée dans les oliveraies de table (a) et d'huile (b).....	132
Figure 5.19 :	Evolution mensuelle comparée des auxiliaires de la strate herbacée dans les oliveraies de table (a) et d'huile (b).....	133
Figure 5.20:	Variabilité temporelle des stades biologiques de <i>S. olea</i> (a et b) et des principes actifs (c) au niveau des parties hautes et basses de la canopée de l'olivier à olive de table dans la station de Béni Mered.....	135
Figure 5.21 :	Fluctuations temporelles des densités des populations larvaires et adultes de <i>S. olea</i> au niveau des parties supérieure (a) et inférieure de la canopée (b) et variation des teneurs en principes actifs des feuilles et des rameaux dans l'oliveraie d'huile, au niveau de la station de Béni Mered.....	137
Figure 5.22 :	Variation temporelle des paramètres de corrélation entre les abondances de la cochenille de l'olivier et les constituants phytochimiques de la plante hôte dans l'oliveraie de table.....	139
Figure 5.23 :	Evolution temporelle des paramètres de corrélation entre les abondances de la cochenille de l'olivier et les constituants phytochimiques de la plante hôte dans l'oliveraie d'huile.....	141
Figure 5.24 (a, b) :	Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologiques de la cochenille de l'olivier <i>Saissetia olea</i> dans les deux oliveraies.....	143
Figure 5.25 :	Evolution temporelle des abondances larvaires du psylle et des teneurs en proline et sucres foliaires, dans l'oliveraie de table.....	144
Figure 5.26 :	Evolution temporelle des paramètres de corrélations entre les abondances du psylle <i>E. olivina</i> et les constituants phytochimiques de la plante hôte, dans l'oliveraie de table.	146
Figure 5.27 :	Evolution temporelle des abondances larvaires du psylle et des teneurs en proline et sucres foliaires, dans l'oliveraie d'huile.....	148
Figure 5.28 :	Evolution temporelle des paramètres de corrélations entre les abondances du psylle <i>E. olivina</i> et les constituants	

	phytochimiques de la plante hôte, dans l'olivieraie d'huile...	150
Figure 5.29 (a, b) :	Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologique du psylle <i>Euphyllura olivina</i> dans les deux oliveraies : de table (a) et d'huile (b).	152
Figure 5.30 :	Fluctuations temporelles des teneurs en sucres totaux foliaires en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur <i>Saissetia olea</i>	154
Figure 5.31 :	Fluctuations temporelles des teneurs en proline foliaire en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur <i>S. olea</i>	155
Figure 5.32 :	Fluctuations temporelles des teneurs en sucres totaux foliaires en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur <i>E. olivina</i>	156
Figure 5.33 :	Fluctuations temporelles des teneurs en proline en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur <i>E. olivina</i>	157
Figure 6.1 :	Hypothèses explicatives des relations tritrophiques pouvant exister entre la plante hôte et les groupes fonctionnelles de l'olivieraie.....	167
Figure 6.2 :	Hypothèses explicatives de l'organisation de la diversité fonctionnelle dans les oliveraies étudiées.....	175
Tableau 5.1 :	Comparaison des pentes des groupes entomofauniques à l'ajustement du modèle MOTOMURA (1932).....	101
Tableau 5.2:	Ordre d'arrivée des groupes entomofauniques fonctionnels dans la parcelle d'olive de table.....	102
Tableau 5.3:	Ordre d'arrivée des groupes entomofauniques fonctionnels dans la parcelle à olive d'huile.....	104
Tableau 5.4:	Ordre d'arrivée comparé des groupes fonctionnels dans la parcelle à olive de table et à olive d'huile.....	105
Tableau 5.5:	Richesse entomofaunique par plante et ratio saisonnier abondance insecte/plante dans la parcelle d'olive de table.	107
Tableau 5.6:	Richesse entomofaunique par plante et ratio saisonnier abondance insecte/plante dans la parcelle d'olive d'huile...	109
Tableau 5.7 :	Résultats du test de la comparaison des diversités des ratios d'abondance insectes/plantes dans les deux oliveraies selon la saison (Past. Vers. 1.97).....	112
Tableau 5.8 :	Analyse des pourcentages de similitude (SIMPER) des trois assemblages saisons interstrates dans l'olivieraie de table (C : canopée, h : strate harbacée. (les contributions des	

taxons aux différences de composition sont mentionnées en gras) C : canopée, h : strate herbacée.

	128
Tableau 5.9 :	Analyse des pourcentages de similitude (SIMPER) des trois assemblages saisons interstrates dans l'olivieraie d'huile.....	129
Tableau 5.10 :	Corrélations de Pearson entre les principes actifs des feuilles et des rameaux de l'olivier de table, les températures et les abondances des stades biologiques de <i>S. olea</i>	138
Tableau 5.11 :	Corrélations de Pearson entre les principes actifs des feuilles et des rameaux de l'olivier d'huile, les températures et les abondances des stades biologiques de <i>S. olea</i>	140
Tableau 5.12 :	Corrélations de Pearson entre les principes actifs des boutons floraux et des jeunes pousses, les températures et les abondances des stades biologiques d' <i>E. olivina</i>	147
Tableau 5.13 :	Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en sucres des oliviers infestés par <i>S.olea</i>	155
Tableau 5.14 :	Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en proline des oliviers infestés par <i>S.olea</i>	156
Tableau 5.15:	Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en sucres des oliviers infestés par <i>E. olivina</i>	157
Tableau 5.16 :	Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en proline des oliviers infestés par <i>E. olivina</i>	158

INTRODUCTION

L'olivier est un arbre fabuleux, symbolique pour différents peuples et nations. Pouvant vivre plusieurs siècles, il est le symbole de longévité et d'espérance, de paix et de réconciliation ou encore symbole de force. L'olivier est aujourd'hui cultivé dans toutes les régions du globe se situant entre les latitudes 30 et 45 des deux hémisphères, des Amériques (Californie, Mexique, Brésil, Argentine, Chili), en Australie et jusqu'en Chine, en passant par le Japon et l'Afrique du Sud [1]. On compte actuellement plus de 900 millions d'oliviers cultivés à travers le monde, mais le bassin méditerranéen est resté sa terre de prédilection, avec près de 95 % des oliveraies mondiales [2].

Cultivé non seulement pour ses fruits, ses produits dérivés dont le grignon et le noyau sont devenus une source importante de matière première alimentaire pour les animaux. La consommation de son huile est en constante augmentation, puisqu'elle est appréciée pour ses propriétés diététiques et permet notamment de diminuer le risque de maladies cardio-vasculaires [3 ; 4].

En Algérie, la culture de l'olivier se pratique au Nord de la ligne séparant les Hauts Plateaux de la zone tellienne, occupant une superficie d'environ 207,822 hectares, constituée d'environ 20 millions d'arbres , avec une production annuelle d'environ 30 à 40,000 tonnes d'olives de tables et 20 à 25,000 tonnes d'huile d'olive en 2002. Redynamisée grâce au Plan National de Développement Agricole et Rural (PNDAR) à partir des années 2000, l'oléiculture algérienne est passée de 165000 ha de superficie en 1999 à 312000 ha en 2008. Les zones des régions Est et Centrale du pays sont les plus importantes zones oléicoles représentant 26% et 44% respectivement du verger oléicole national [5].

Il n'empêche que malgré sa rusticité et sa forte adaptation au contexte agropédoclimatique et érosif, cette ressource biologique nécessite un modèle de développement novateur pour faire face notamment au vieillissement du verger, à la sécheresse et aux incendies, mais aussi à la diminution du rendement due aux maladies physiologiques et bactériennes, ainsi qu'à de nombreux ravageurs [6]. La protection du verger contre les déprédateurs est un souci constant de l'oléiculture, la diversité des caractéristiques des diverses espèces nuisibles entraînent en effet une similaire diversité des types de dégâts qui peuvent affecter les différentes parties de l'olivier.

Ce furent ARAMBOURG [7], ARAMBOURG [8] ARAMBOURG [9], ARAMBOURG et al [10] et ARAMBOURG et al [11] qui ont beaucoup étudié dans leurs traités d'entomologie oléicole, les ravageurs de l'olivier sur le pourtour du bassin méditerranéen. Bien que la protection phytosanitaire de l'olivier en Algérie soit essentiellement dirigée contre la mouche de l'olive depuis 1979 surtout sur les deux variétés de table (Sigoise et Sevillane), plantées à l'Ouest du pays, la cochenille noire *Saissetia oleae* (Olivier) en est aussi l'un des principaux ravageurs. Cette espèce classée dans le groupe des ravageurs majeurs avec la mouche de l'olive [7], ne provoque pas de dégâts directs comme la mouche ou la teigne, mais elle peut engendrer un affaiblissement très important des arbres touchés. Le psylle de l'olivier *Euphyllura olivina* fait partie du groupe d'importance économique moyenne ou localisée [7], mais il peut en cas de fortes pullulations, anéantir toute la récolte en Tunisie [12]. Selon leur importance et leur répartition TAJNARI [13] qualifie la cochenille et le psylle de l'olivier de ravageurs principaux et potentiels de cette culture.

Outre les espèces bioagressives ayant un intérêt dans le cadre agricole, les oliveraies sont des agroécosystèmes qui soutiennent une très importante et large gamme de divers groupes fonctionnels d'arthropodes [14 ; 15 ; 16]. En région méditerranéenne, l'entomofaune de l'olivier a fait l'objet de nombreuses études particulièrement en Grèce, en France et en Tunisie BLIBECH et al [17], au Maroc BA'MHAMED et al, TAJNARI et al et OUGGAS et al [18 ; 19 ; 20].

Les recherches sur l'entomofaune des oliveraies algériennes se résument globalement dans les travaux de BICHE [21] sur la bioécologie de *Parlatoria oleae* (Colvée), de GAOUAR et MEDJDOUB et al [22;23] sur la biologie de la mouche de l'olive et son contrôle dans la région de Tlemcen, de RACHEDI [24] sur *Aleurolobus olivinus* (Homoptera : Aleyrodidae) et *Getulaspis bupleuri* (Homoptera : Diaspididae), de ZERKHFAOUI [25] sur la mouche de l'olive, ainsi que les travaux de BOUKTIR [26] et de HAMMACH, BACHOUICHE et ABIDI [27 ; 28 ; 29] qui ont porté sur l'étude de l'entomofaune de l'olivier et de quelques aspects bioécologiques de la mouche de l'olive dans la région de Tizi-Ouzou, ainsi que ceux de MERAH et KOUTTI et al [30 ; 31] dans la Mitidja centrale à Blida. Néanmoins, à notre connaissance, la prise en considération de l'entomofaune circulante ou active dans des vergers monospécifiques comme pour le cas des oliveraies, ainsi que les relations interspécifiques fonctionnelles entre groupes d'espèces, reste peu étudiée en Algérie.

En effet, au sein des métacommunautés entomofauniques, les patrons de diversité et les propriétés fonctionnelles des peuplements et des populations offrent une nouvelle façon de concevoir les réseaux trophiques [32 ; 33]. La théorie des métacommunautés et des métapopulations s'est avérée être un outil conceptuel [34] de l'influence de l'espace sur la structure et les propriétés des réseaux trophiques [35 ; 36 ; 35] sur la base de perspectives de neutralité entre les espèces, de compromis compétition-colonisation [37] et de tri des espèces selon les conditions abiotiques locales [32 ; 37].

L'hypothèse centrale de cette étude est que l'espace fait partie intégrante des écosystèmes et que l'amélioration de notre compréhension de l'organisation des communautés d'espèces qui composent ces écosystèmes ne peut se faire sans référence à la dimension spatiale. Cette étude de l'entomofaune de l'olivier réalisée en Mitidja centrale, dans la région de Béni Mered à Blida, explorera cette problématique en se focalisant sur les objectifs suivants :

1. Explorer la structure, la diversité, et la stabilité spatiotemporelle des communautés de l'entomocénose associée à deux oliveraies différentes par leur variété.
2. Déterminer l'influence de l'hétérogénéité environnementale sur les propriétés structurelles et fonctionnelles de l'entomocénose des deux oliveraies.
3. Déterminer l'influence de la qualité phytochimique de deux variétés d'olivier sur l'installation et la stratégie de répartition des deux principaux ravageurs, la cochenille noire *Saissetia olea* et le psylle *Euphyllura olivina*.

Notre travail est scindé en 5 parties. Les trois premiers chapitres de cette thèse traiteront de généralités bibliographiques sur la plante hôte l'olivier, ses principaux ravageurs ainsi que des notions sur les assemblages entomofauniques et les facteurs influençant leur diversité fonctionnelle. Dans le quatrième chapitre, nous exploiterons la méthodologie d'étude entreprise sur le terrain ainsi que les dosages effectués pour étudier la qualité phytochimique de la plante hôte au laboratoire. Le cinquième chapitre expliquera les résultats sur la structure et le fonctionnement des assemblages trophiques de l'entomocénose observée dans le temps et l'espace ainsi que les relations entre l'abondance des deux ravageurs selon leur répartition et leur habitat de prédilection sur les arbres en fonction de la qualité chimique des feuilles et des rameaux.

Nous terminerons par une discussion générale avec une conclusion et des perspectives à notre étude.

CHAPITRE 1

GENERALITES SUR L'OLIVIER *OLEA EUROPAEA* L. (1753)

1.1. Position systématique et caractères botaniques de l'olivier

1.1.1. Origine

Selon des études archéologiques et paléobotaniques, on pense que la domestication de l'olivier aurait pris naissance comme celle de la plupart des espèces fruitières, au proche orient au quatrième millénaire avant notre ère [38].

Selon SARAOUI [39] il serait originaire de l'Asie mineure avant de s'étendre de la Syrie jusqu'à la Grèce, en passant par l'Anatolie. D'autres auteurs le situent dans le bassin méditerranéen. Certains considèrent l'Ethiopie comme son lieu d'origine avant qu'il ne s'étend à la basse Egypte. La thèse la plus fréquemment retenue est celle de DE CANDOLLE qui désigne la Syrie et l'Iran comme lieux d'origine. De là, l'expansion de la culture oléicole se fit d'Est en Ouest et se répandit dans le bassin Cicum-Méditerranéen [40]. D'après LOUSSERT et al [40] des analyses du charbon et du pollen conservés dans certains grisements ibériques attestent que l'oléastre existait en Afrique du Nord dès le XII^{ème} millénaire et certainement bien avant.

L'olivier n'est pas groupé dans la même région du globe. Les espèces sont séparées les unes des autres par des distances considérables ou reliées par des intermédiaires appartenant au même groupe végétal. On doit reconnaître, cependant qu'elles ont tendance à prospérer dans les parties les plus chaudes de la terre, ce qui constitue entre elles une relation climatique évidente, mais avec une forte concentration entre les 25° et 45° de latitude [41].

1.1.2. Systématique

D'après PAGNOL et HAMMICHE [41 ; 42], l'olivier fait partie du Règne des *Plantae*, à la Division des *Magnoliophyta*, à la Classe des *Magnoliopsidae*, à l'Ordre des *Magnoliophuriales*, à la Famille des *Oleaceae*, au Genre *Olea*, et à l'espèce *Olea europaea* L.

A l'origine, et selon les travaux de QUEZEL et *al* [43], l'*Olea europaea* se divisait en deux grands groupes: l'*Olea europaea* variété *sylvestris* et l'*Olea europaea* variété *sativa*. Le premier groupe comprenait toutes les variétés désignées comme oliviers sauvages qui est de la taille d'un arbrisseau à feuilles plus ou moins ovales. Les jeunes branches sont épineuses, les rameaux longs, les fruits sont plus petits, moins riches en pulpe, de couleur noir brillant. Ils donnent moins d'huile généralement plus fine que celle des fruits des oliviers cultivés [44]. Le second groupe par contre comprenait toutes les variétés domestiques cultivées, dont les fruits sont plus gros que ceux du précédent et sont destinés à la consommation. L'arbre est plus grand que celui de l'olivier sauvage [44 ; 45].

1.1.3. Botanique

D'après SIMPSON et OGORZALY [46] le développement du système racinaire de l'arbre est surtout fonction des caractéristiques physico-chimiques du sol. En fait, l'olivier adaptera son système racinaire à la profondeur du sol, suivant sa texture et sa structure. Les racines de l'olivier sont capables d'extraire de l'eau en exerçant une importante force de succion lui permettant de prospérer là où d'autres se flétriraient.

Le tronc est généralement de couleur grise d'un aspect rugueux et tortueux lorsqu'il est dans la force de son âge (figure 1.1 a). Les rameaux peuvent être des gourmands vigoureux et verticaux. Il existe aussi des rameaux de prolongement portant à leur extrémité un bouquet de pousses feuillées de deux ans [47].

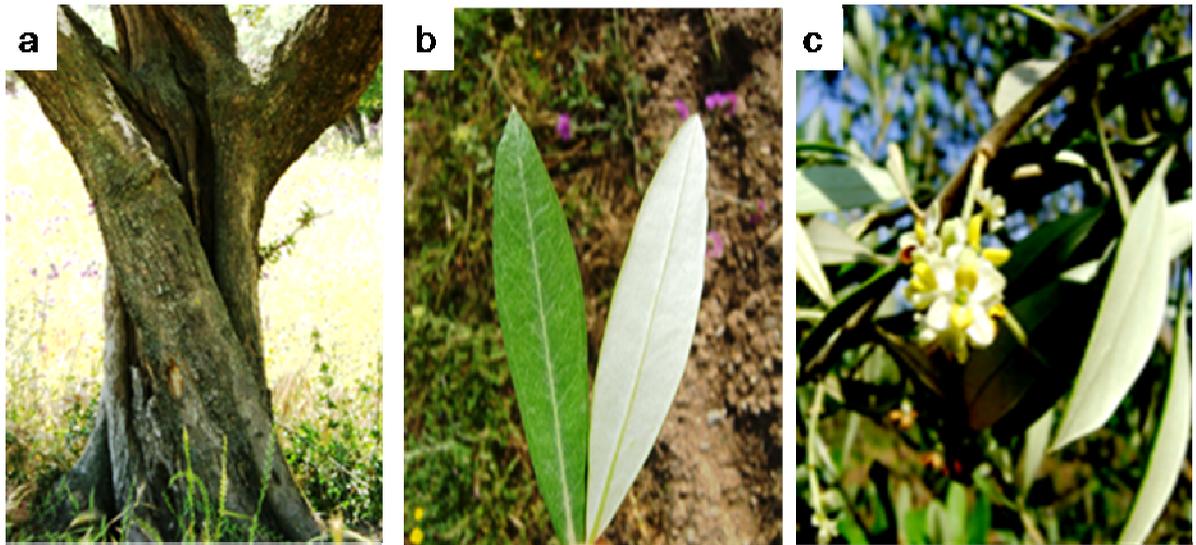


Figure 1.1a : Le tronc, b : Les feuilles, c: Les fleurs (Photo personnelle).

Pour POLESE [48], la frondaison est composée de feuilles opposées, étroites, persistantes, allongées, enroulées sur les bords, coriaces, vert-gris luisant au dessus, argentées en dessous, de 3 à 8 centimètres selon l'espèce (figure 1.1 b). Elles restent en place trois ans et se renouvellent donc par tiers tous les ans. Les fleurs de l'olivier sont portées par des rameaux d'un an (figure 1.1 c). Elles se présentent sous forme de grappes florales à l'aisselle des feuilles. Ces grappes portent 4 à 6 ramifications secondaires. Le nombre de fleurs par grappe est très variable selon les variétés. Il varie de 10 à 40 fleurs par grappes et atteint 200 000 à 400 000 par arbre [49].

Selon BERBERT et *al* [50], le fruit, l'olive, est une drupe dont la peau est recouverte d'une matière cireuse imperméable à l'eau avec une pulpe charnue riche en matière grasse stockée durant la lipogenèse, de la fin août jusqu'à la véraison. D'abord vert, il devient noir à maturité complète. Le noyau très dur, osseux, est formé d'une enveloppe qui se sclérifie l'été à partir de la fin juillet, et contient une amande avec deux ovaires, dont l'un est généralement stérile et non fonctionnel. Cette graine (rarement deux) produit un embryon, qui donnera un nouvel olivier si les conditions sont favorables.

1.2. Phénologie

1.2.1. Cycle de développement de l'olivier

Selon POLI [51], le déroulement annuel du cycle végétal de l'olivier est en étroite relation avec les conditions climatiques de son aire d'adaptation, caractérisée essentiellement par le climat méditerranéen. LOUSSERT et al [40] résumant le cycle végétal annuel par les étapes suivantes :

- Le ralentit végétal qui s'étend de novembre à février
- Le réveil printanier (mars- avril) se manifeste par l'apparition de nouvelles pousses terminales et l'éclosion des bourgeons auxiliaires, en donnant soit du bois (jeunes pousses), soit des fleurs.
- La floraison (mai- juin) : l'inflorescence se développe au fur et à mesure que la température printanière s'adoucit et les jours s'allongent. Les premiers travaux de ACHOUR [52] ont montré que la floraison et la fructification étaient directement proportionnelles à la quantité de froids hivernaux. Cette quantité de froid requise pour une floraison maximum varie avec la variété. La première manifestation de la différenciation florale n'apparaît pas avant la mi-mars, après les périodes normales de froid, [53].
- Le durcissement du noyau (juillet-août) : l'endocarpe se sclérifie, les fruits grossissent pour atteindre leur taille normale fin septembre-octobre.
- La maturation est plus ou moins rapide, suivant les variétés, la récolte s'effectue de la fin septembre pour les variétés précoces récoltées en vert, jusqu'en février pour les variétés tardives à l'huile.

Chaque stade est décrit comme suit (figure 1 .2) [54]

- Stade A: C'est le stade hivernal, le bourgeon terminal et les yeux axillaires sont en repos végétatif.
- Stade B: C'est le réveil végétatif, le bourgeon terminal et les yeux axillaires amorcent un début d'allongement.
- Stade C: C'est la formation des grappes florales, en s'allongeant la grappe fait apparaître les différents étages de boutons.

-Stade D: Il correspond au gonflement des boutons floraux, les boutons s'arrondissent en gonflant, ils sont portés par un pédicelle court. Les bractées situées à leur base s'écartent de la hampe florale.

-Stade E: où la différenciation des corolles, la séparation du calice et de la corolle sont visibles. Les pédicelles s'allongent, écartant les boutons floraux de l'axe de la grappe.

-Stade F: début de floraison, les premières fleurs s'épanouissent après que leurs corolles soient passées du vert au blanc. Le Stade F₁ se caractérise par la pleine floraison où la majorité des fleurs sont épanouies.

-Stade G: Chute des pétales, les pétales brunissent, se séparent du calice. Ils peuvent subsister un certain temps au sein de la grappe florale.

-Stade H: C'est la nouaison, les jeunes fruits apparaissent mais dépassent peu la cupule formée par le calice.

-Stade I: Il correspond au grossissement des fruits (1^{er} stade), les fruits subsistant grossissent pour atteindre la taille d'un grain de blé. Stade I₁: Grossissement des fruits (2^{ème} stade), les fruits les plus développés atteignent 8 à 10 mm de long et il y a début de lignification des noyaux.

1.3. Répartition et production de l'olivier en Algérie

La répartition du verger oléicole est en fonction du milieu naturel et du mode de conduite. L'olivieraie Algérienne est constituée par une oliveraie traditionnelle représentant environ 83% du verger oléicole national, localisée en zone de montagne dans les wilayas de Tizi-Ouzou, Sétif, Constantine, sur des terres accidentées et marginalisées dans la production d'olive à huile. La densité moyenne de plantation est de 40 à 70 arbres par ha, mais la répartition des arbres reste très hétérogène et leur âge dépasse très souvent 75 ans, c'est l'âge limite de pleine production.

L'olivieraie moderne est localisée dans les plaines de l'ouest du pays, spécialisées spécialement dans la production d'olive de table et représente environ 17% du verger oléicole national. Les plantations sont régulières et parfois récentes, les arbres sont cultivés avec une plantation de 100 à 120 arbres par hectare [55].

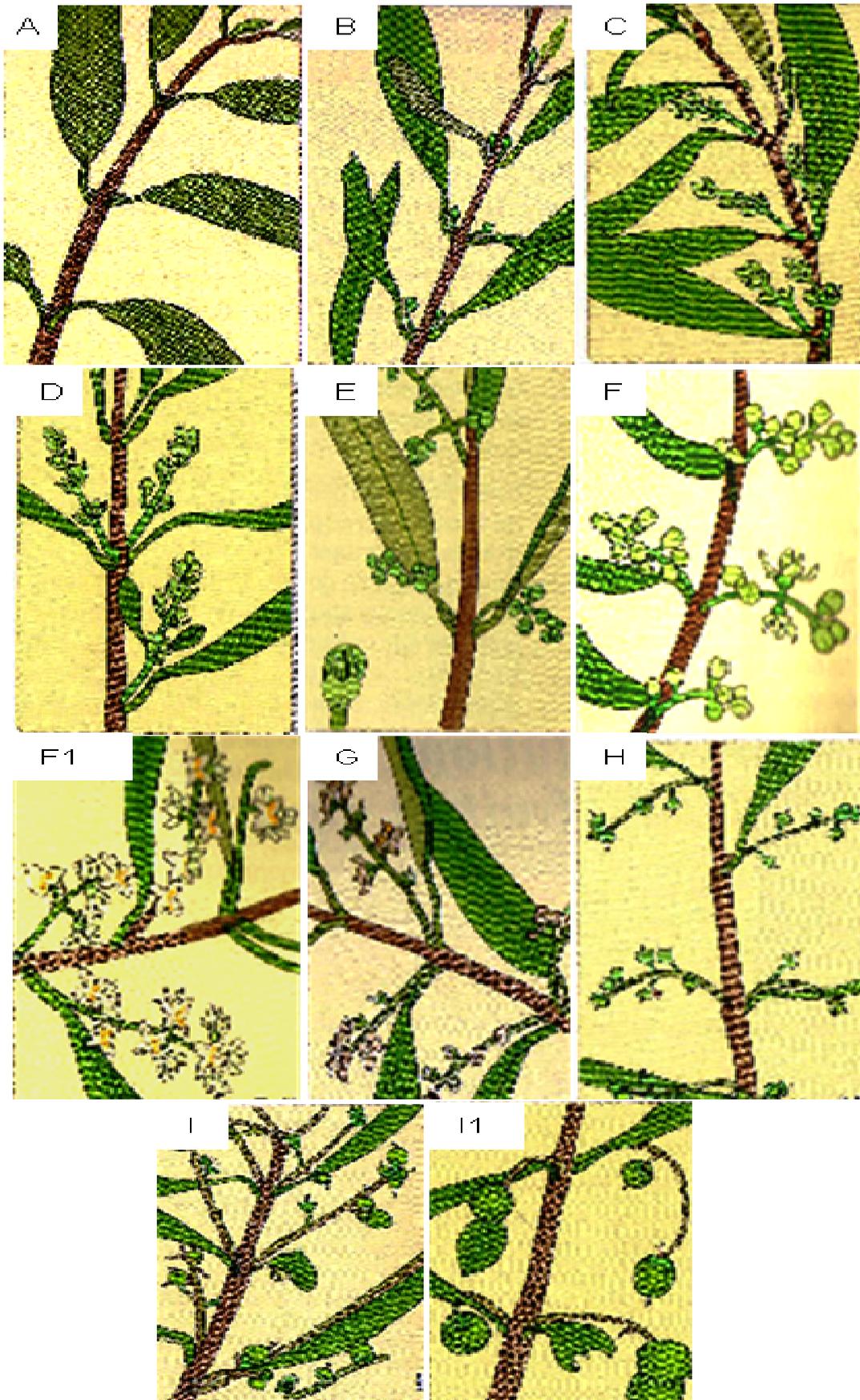


Figure 1.2 : Stades repères de l'olivier [54].

Selon un bilan provisoire du ministère de l'Agriculture et du développement rural, la production oléicole réalisée durant la campagne 2010-2011 s'est élevée à 5,242 millions de quintaux (qx), en hausse de 66% par rapport à la saison 2009-2010, dépassant les prévisions d'avant campagne. La superficie récoltée actuellement est de 201,669 (ha) soit 86% des superficies à récolter, évaluées à 234,177 ha. Cette production comprend 1,912 million de qx d'olive de table, 3,33 millions de qx d'olive à huile et une production de 41,781 tonnes d'huile, soit 567,497 hectolitres (hl). Cette production représente une augmentation de 11% par rapport à celle de 2008-2009 (Source Ministère de l'Agriculture, 2010).

1.4. Domaines d'utilisation de l'olivier

L'olivier, et ses qualités d'olive à deux fins permettent de l'utiliser soit pour la conserverie (olive verte et olive noire), soit pour la production d'huile qui constitue une caractéristique de l'agriculture et de l'alimentation de la région méditerranéenne, puisque c'est dans cette région du monde que se trouve l'essentiel de la production et de la consommation. L'huile d'olive est à hautes vertus diététiques et biologiques, car elle contient toutes les substances qui se trouvent dans le fruit dont elle est extraite par des moyens mécaniques. La meilleure connaissance des caractéristiques organoleptiques de l'huile d'olive tend à faire augmenter la consommation du produit [56].

Les arbres de l'olivier protègent par ailleurs nos sols et représentent un élément de la lutte contre la désertification.

1.5. Exigences agro-climatiques

1.5.1. Exigences édaphiques

L'olivier étant un arbre très robuste et rustique, il peut s'adapter à tous les types de sols, excepté les sols humides. Néanmoins, il préfère les sols caillouteux [57] car les meilleures terres sont celles qui ont une charge caillouteuse de moins de 5% [58].

En conditions pluvieuses, la gamme des terrains convenables à la culture de l'olivier est large, à condition de drainer ; tandis que la réussite des plantations est fonction de la nature du sol (profondeur, capacité de rétention etc) [59]. Mais, il ne faut pas que la roche mère soit qu'à quelques centimètres de profondeur ou que le calcaire soit trop compact [60].

1.5.2. Exigences climatiques

1.5.2.1. Les températures

Les oliviers en régions trop chaudes se couvrent de feuilles mais ne portent pas de fruits. C'est ce qui s'explique que l'arbre peut supporter des froids allant jusqu'à -10°C et n'apprécie pas beaucoup une trop grande humidité. Par contre, la sécheresse de l'été va profiter à la maturation et à la constitution des bourgeons de l'année suivante [61].

1.5.2.2. La pluviométrie

Selon LOUSSERT [62] l'étude des précipitations doit être abordée de pair avec les caractéristiques agro physiques du sol d'une part et avec le choix de la densité de plantation des oliviers d'autre part.

L'olivier végète et produit normalement avec 600 mm de pluie bien répartis. Entre 450 et 600 mm, la production est possible à condition que les capacités de rétention en eau du sol soient suffisantes (sol profond argilo-limoneux). Avec une pluviométrie inférieure à 200 mm, l'oléiculture est économiquement non rentable [63].

1.6. Conduite du verger

Les différentes pratiques culturales ont fait l'objet de nombreuses expérimentations au cours de la dernière décennie. La préparation et l'entretien du sol en verger sont raisonnés en fonction de l'optimisation du sol, mais également de l'environnement (érosion et résidus de pesticides) [64]. La conduite ou la gestion de l'olivieraie doit reposer sur les étapes suivantes comprenant la

fertilisation, l'irrigation, les travaux du sol, la taille, la protection phytosanitaire et enfin la récolte.

1.6.1. Fertilisation et irrigation

Il est constaté que l'apport des fertilisants augmente sensiblement la production de l'olivier. Selon les quantités d'olives produites par arbre, il faut de 1,2 kg à 3 kg d'ammonitrate 33,5% en tant que fertilisation azotée.

L'irrigation est une opération importante pour l'exploitation et la rentabilisation du verger. L'irrigation d'appoint à la sortie de l'hiver ou au début du printemps auront une influence sur le départ de la végétation, le développement des rameaux et la formation de fleurs. L'irrigation permanente active l'activité végétative, favorise l'assimilation des éléments fertilisant et assure des productions de haut niveau [65].

1.6.2. Les travaux du sol et la taille

Les travaux du sol sont complémentaires à la fertilisation minérale et organique ainsi que la satisfaction des besoins en eau.

Les labours profond s'effectuent en décembre-janvier afin d'enfuir les engrais, la végétation et favoriser la pénétration et le stockage de l'eau dans le sol. Les labours superficiels se pratiquent en avril-mai, 1 à 2 labours après germination des adventices et avant leur floraison. En juillet-août 1 à 2 labours sont réalisés pour éviter la formation d'une croûte qui favorise l'évapotranspiration [65].

La taille est une opération destinée à accroître la production de fruits, en augmentant leur calibre, et freiner le vieillissement de l'arbre en éliminant les superflus. La taille de l'olivier est fonction de son âge, de la lumière, de l'aération, du rapport feuilles/bois et du rapport feuilles/racines. Il existe plusieurs techniques de taille : d'entretien, de ravalement, de rajeunissement, et de régénération.

1.6.3. La protection phytosanitaire et récolte

Les parasites de l'olivier peuvent être de différentes origines : bactérienne, cryptogamique ou animale. Les moyens de lutte avec les produits phytosanitaires contre différents ravageurs et maladies sont développés dans le tableau en (APPENDICE (B)).

Il existe plusieurs méthodes de récoltes. La manière d'opérer change en fonction de la variété, du produit recherché et surtout de l'équipement, [60]. La récolte à la main est extrêmement longue, elle ne subsiste plus que pour la récolte des olives de table. Une autre technique de récolte consiste en un piégeage manuel où on dispose d'un filet ou d'une bâche et les cueilleurs peignent respectueusement l'arbre afin de ne pas nuire à la production.

CHAPITRE 2

GENERALITES SUR LES DIFFERENTS RAVAGEURS DE L'OLIVIER *OLEA EUROPAEA* ET LES PRINCIPALES ESPECES ETUDIEES

Introduction

En général, la majorité des cultures sont susceptibles d'être affectées par plusieurs bioagresseurs. Ceux-ci interagissent de façon spécifique avec leur culture hôte et les autres bioagresseurs (Figure 2.1). La variabilité climatique influence ces interactions, ce qui affecte la synchronisation des attaques et l'utilisation des ressources par les bioagresseurs [66].

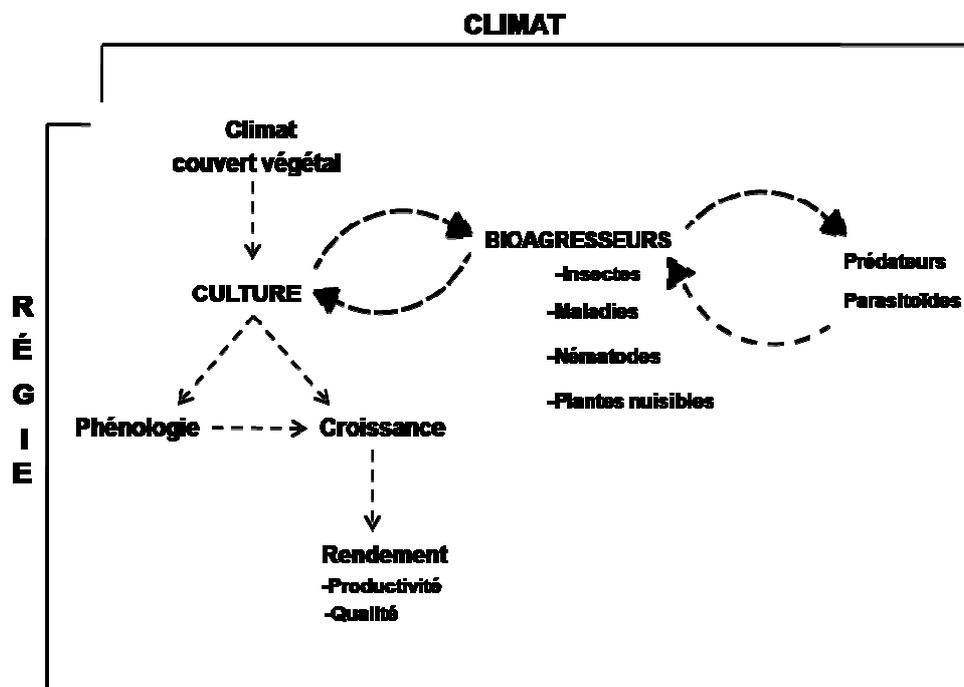


Figure 2.1 : Influence du climat et de la région des cultures sur les dynamiques entre la culture hôte et ses bioagresseurs [66].

Certaines années, en réponse aux conditions climatiques, un complexe de bioagresseurs pourrait être favorisé et d'autres années, un autre complexe pourrait s'implanter. Parmi ces complexes, certains bioagresseurs pourraient prédominer grâce à leur efficacité à utiliser les ressources communes à un stade phénologique spécifique de la culture.

L'olivier à l'instar des autres arbres fruitiers, abrite une faune assez diversifiée. Elle est en effet composée d'une centaine de phytophages qui peuvent causer des dégâts importants, tant sur le plan quantitatif que qualitatif et d'autres dénommées utiles ou indifférentes [67].

Dans la zone méditerranéenne, les phytophages tel que la mouche de l'olive «*Dacus olea*», la cochenille noire «*Saissetia olea*», la teigne «*Prays oleae*», l'otiorhynque «*Otiorynchus cribricolis*» sont capables d'atteindre les densités susceptibles de provoquer des dégâts avec une certaine fréquence et pouvant s'attaquer aux divers organes de la plante [67].

Dans ce chapitre, nous allons caractériser les différents ravageurs de l'olivier d'importance économique, tout en mettant la lumière sur les deux principales espèces d'Homoptera «*Saissetia olea*» et «*Euphyllura olivina*» qui feront l'objet d'étude dans cette thèse.

2.1. La mouche de l'olive : *Dacus olea* (Gmelin, 1790)

Ce diptère a été décrit pour la première fois par BALACHOWSKY et al, MAILLARD, ARAMBOURG et ARGENSON et al [68 ; 69 ; 70 ; 38] qui classent ce ravageur dans l'ordre des *Diptera*, la famille des *Tephritidae* et le genre *Dacus*.

La mouche de l'olive possède un cycle bien connu, marqué par trois stades très différenciés. La puppe passe l'hiver dans le sol ou dans les olives adultes et donne un imago qui émerge au mois de mai (figure 2.2).



Figure 2.2 : La mouche de l'olive: *Dacus olea* (G x20) (Photo personnelle).

Cet adulte va pondre dès le mois de juin dans les olives les plus attractives, et donne naissance à la première génération. Les larves se développent aux dépens de la pulpe des drupes (figure 2.3 a).

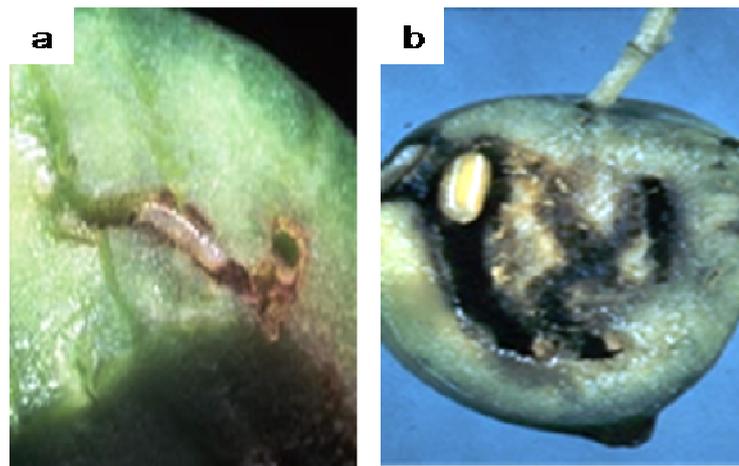


Figure 2.3 a : Jeune asticot de mouche dans la pulpe de l'olive, b : Pupa [71].

Ces dernières se pupéfient à l'intérieur du fruit, donnant un adulte (figure 2.3 b). Une deuxième, puis une troisième génération se succèdent ainsi et des fois plus [72].

Les dégâts sont de trois ordres : une perte de récolte par la chute des fruits, une diminution du rendement en huile et la détérioration de la qualité de l'huile par augmentation de son acidité, due à l'oxydation des fruits atteints [73].

La lutte contre ce ravageur peut se faire d'une part par des moyens préventifs qui consistent à empêcher le parasite de se développer et d'attaquer les olives en le détruisant avant qu'il ne puisse pondre par l'utilisation des pièges chromatiques et des pièges de type « Dacus Stick » [74]. Le travail du sol en hiver, sous les frondaisons, est une méthode d'intervention contre les pupes qui hibernent. Le passage régulier de griffes vise à retourner les 5 premiers centimètres de sol, pour exposer les pupes à l'humidité, au gel éventuel, ou aux prédateurs présents au sol, essentiellement les arachnides, les fourmis, les staphylins et autres coléoptères [72].

D'autre part la lutte biologique est elle aussi une méthode de lutte qui se fonde sur l'introduction expérimentale d'un insecte parasitoïde d'origine africaine, *Psytalia lounsburyi* (Hymenoptera : Opiinae), contre la mouche de l'olive *Dacus olea* [75].

2.2. La teigne de l'olivier : *Prays olea* (Bernard, 1788)

C'est un petit papillon qui appartient à l'ordre des lépidoptères et à la famille des *Teneidae* dont la larve est verte clair à blanc crème, de 6 à 8 mm (figure 2.4 a). La nymphe est un cocon soyeux lâche de couleur blanc sale de 5 à 6 mm (figure 2.4 b) et l'adulte mesure 13 à 14 mm d'envergure. La longueur du corps ailes repliés est d'environ 6,5 mm. Les ailes antérieures sont grises à reflet légèrement argenté (figure 2.4 c) et portent quelques petites taches noires plus ou moins nombreuses, certains individus peuvent en être totalement dépourvus [76].

Le cycle évolutif de *Prays olea* comprend 3 générations dans le bassin Méditerranéen et chacune d'elles évolue généralement sur un organe distinct de l'olivier. La première génération est anthophage et provoque des dégâts beaucoup plus graves pouvant atteindre 90 à 95% des boutons floraux [79] (figure 2.5 a). Une seule chenille de *Prays olea* peut dévorer successivement les organes reproducteurs de 20 fleurs [80].

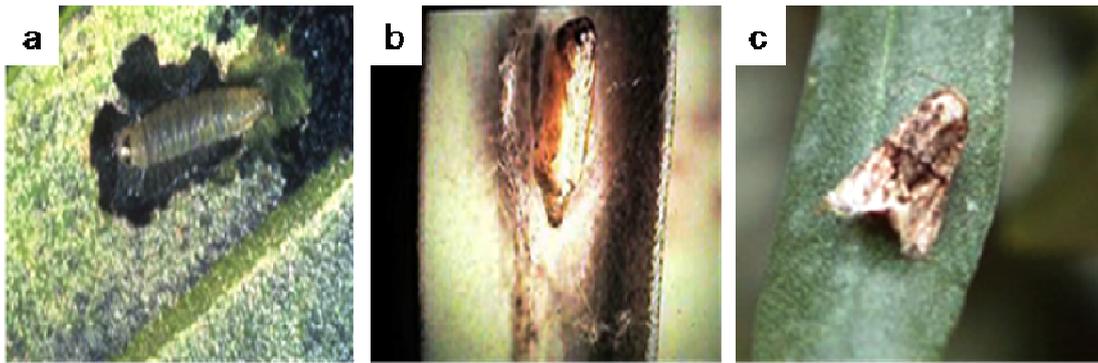


Figure 2.4 : a : Chenille, b : Nymphe, c : adulte de *Prays olea* sur feuille d'olivier [77 ; 78].

La deuxième génération est carpophage, s'attaque aux fruits et lorsque l'amande s'est durcie, la larve y pénètre et s'en nourrit, et ses déjections s'accumulent peu à peu dans le noyau (figure 2.5 b). La troisième génération est phyllophage, s'attaque aux feuilles sous forme de mineuse (figure 2.5 c) [79].

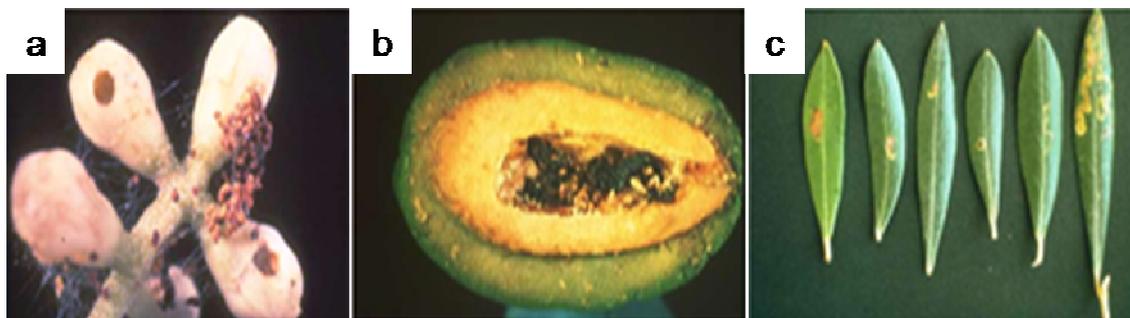


Figure 2.5 : Dégâts des 3 générations de la teigne a : Génération anthophage, b: Génération carpophage, c : Génération phyllophage [77].

Il ya 2 types de lutte contre la teigne de l'olivier [81]: une lutte chimique qui consiste à faire un traitement au début de la floraison et une lutte biologique avec soit une pulvérisation d'une solution de *Bacillus Thuringiensis* (Bactospeine Koppert) à 50 g /100 l), soit par l'utilisation d'un parasitoïde *Chelonus olaellus* qui pond dans les œufs de la teigne.

2.3. L'Otiorhynque de l'olivier : *Otiorynchus cribricolis* (Gyllenhal, 1834)

L'Otiorhynque de l'olivier est un charançon à rostre court, brun-noir, dont les élytres présentent des stries profondes et ponctuées sur toute leur longueur (figure 2.6).



Figure 2.6: L'otiorhynque de l'olivier : *Otiorynchus cribricolis* [75].

Réfugié durant les jours sous les mottes de terre, étant aptère, il monte la nuit venue sur les troncs et les branches basses pour atteindre les feuilles [82].

Selon VILLA les larves et les adultes se nourrissent des feuilles provoquant des échancrures semi-circulaires, (figure 2.7) [83]. Les dégâts concernent surtout les jeunes plantes en pépinières.



Figure 2.7: Dégâts de l'*Otiorynchus cribricolis* sur feuilles d'olivier [75].

Pour la lutte contre ce ravageur l'emplacement d'un simple anneau de glue autour du tronc, lieu de passage obligé de l'insecte, peut suffire pour le

piéger. L'humidité, la température, les travaux de labour, et l'âge de la plante influent sur le développement de l'Otiorhynque.

2.4. La cécidomyie des écorces : *Resseliella oleisuga* (Targioni-Tozzetti 1887)

La cécidomyie des écorces de l'olivier est un diptère qui pond dans les petits rameaux, grâce à des blessures accidentelles du bois (grêle, vent, gaulage, taille, ponte de cigale). Les larves sont déposées juste sous l'écorce et sont d'une couleur rose-orangée caractéristique (figure 2.8a). Les dégâts occasionnés sont similaires à ceux effectués par l'hylésine *Hylesinus oleiperda* (Fabricius). Le développement des larves au niveau des vaisseaux conducteurs mène au dessèchement des rameaux à leurs extrémités (figure 2.8 b). La cécidomyie effectue deux générations par an, une printanière et une estivale [84].

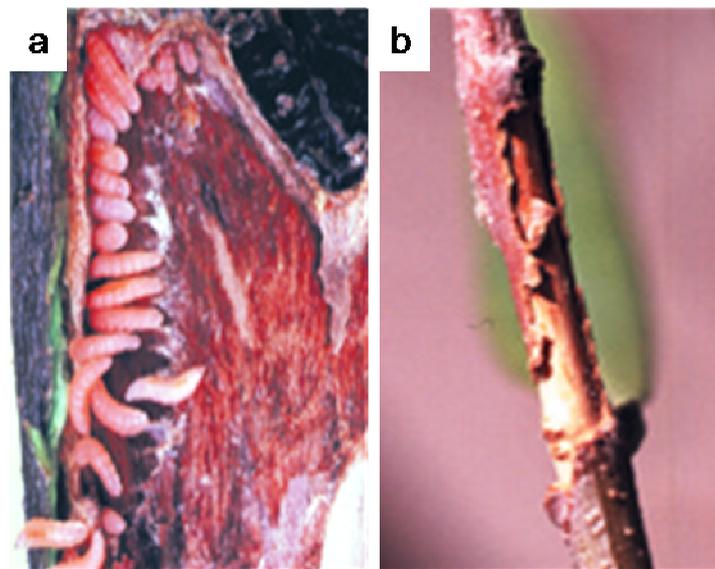


Figure 2.8 : a : Larves de la cécidomyie, b : Dessèchement des rameaux [84].

Les traitements insecticides contre la mouche de l'olive limitent la population de cécidomyie, mais la lutte prophylactique est la plus efficace sur ce ravageur tel que couper et brûler les rameaux atteints dès l'apparition des symptômes, avant que les larves ne tombent au sol pour se nymphoser. Dans les zones sensibles (chaudes et humides), il est nécessaire de cicatrifier les moindres plaies de taille ou de récolte [84].

2.5. Généralités sur les insectes étudiés

2.5.1. La place des cochenilles dans le monde des insectes

Les cochenilles sont des Hémiptères du sous-ordre des Sternorhynques, caractérisés par ailes membraneuses repliés en toit au repos pour ce qui concerne les mâles, à nervation réduite, des antennes de 3 à 11 articles, et un complexe buccal hypognathe.

Ces insectes sont généralement petits. Le dimorphisme sexuel est très accusé. Les adultes mâles ont une paire d'ailes fonctionnelles et deux balanciers. Les larves sont souvent semi-mobiles avec des antennes, des pattes encore fonctionnelles, des ocelles et des yeux réduits. Ils sont tous des phytophages, suceurs de sève, s'alimentant majoritairement dans le phloème. Il existe aussi des cochenilles de grande taille, particulièrement dans les régions tropicales et sub-tropicales. Il existe près de 8 000 espèces de cochenilles dans le monde, distribuées dans toutes les régions biogéographiques, dont environ 2 000 dans la région Paléarctique parmi les 21 à 24 familles décrites dans le monde [85].

2.5.2. Caractères essentiels de la famille des *Lecanidae*

Ce groupe est très important. Les lécanines sont abondants en culture sous serre, notamment sur les orchidées et sur les arbres tels que l'olivier, le figuier, et l'oranger. Ils nécessitent une surveillance constante [86]. Leur forme est circulaire et bombée.

La femelle mesure de 2 à 6 mm de long et est de couleur foncée, variable selon l'espèce. Elle possède une carapace qui la protège du milieu extérieur. Lorsqu'on soulève la carapace, la femelle reste fixée à son enveloppe protectrice. Cette particularité permet de faire la distinction entre les lécanines et les diaspines. Les femelles peuvent pondre de 1000 à 2000 œufs sous leurs carapaces (figure 2.9) [87].

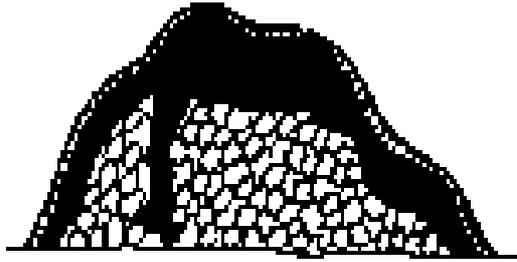


Figure 2.9 : Œufs sous la carapace de la cochenille *Saissetia olea* [87]. En noir: le corps de l'insecte, en blanc: les œufs.

Les jeunes larves sont mobiles à 6 pattes au stade (L1). Elles se déplacent pendant plusieurs heures puis se fixent à proximité des autres cochenilles où elles forment d'importantes colonies. Vu leur extrême légèreté, le vent peut les entraîner sur les plantes voisines [88]. Chez la larve de *Saissetia olea*, la face dorsale (figure 2.10a) est constituée de soies simples, avec de nombreux tubercules en forme de dôme submarginale et des micros points, avec présence aussi de pore simple et préoperculaire, la plaque anale possède 3 ou 4 soies [88]. La face ventrale (figure 2.10b) porte les 3 paires de pattes et les conduits tubulaires limités à des zones submarginales avec présence des soies stigmatiques et des pores quinqueloculaires et des pores multiloculaire dans la zone vulvaire, avec 10 loges et existence également des micros points [88].

2.5.3. Pièces buccales et alimentation

Les cochenilles, toutes phytophages, peuvent coloniser et exploiter toutes les parties de leurs plantes hôtes : racines, tronc, rameaux, feuilles, fruits et même les zones sous-corticales de ces végétaux [89]. Rappelons que chez beaucoup d'homoptères, le labium est inséré à la limite postéro-ventrale de la tête. Le labium est un tube généralement segmenté, creusé dorsalement d'une gouttière qui reçoit les stylets. Les mandibules et les mâchoires (premières maxilles) présentent chez tous les homoptères une morphologie particulière pour former quatre stylets chitinisés (figure 2.11). Par cet arrangement particulier des pièces buccales et le mode alimentaire associé, les entomologistes qualifient ces insectes de piqueurs suceurs [90].

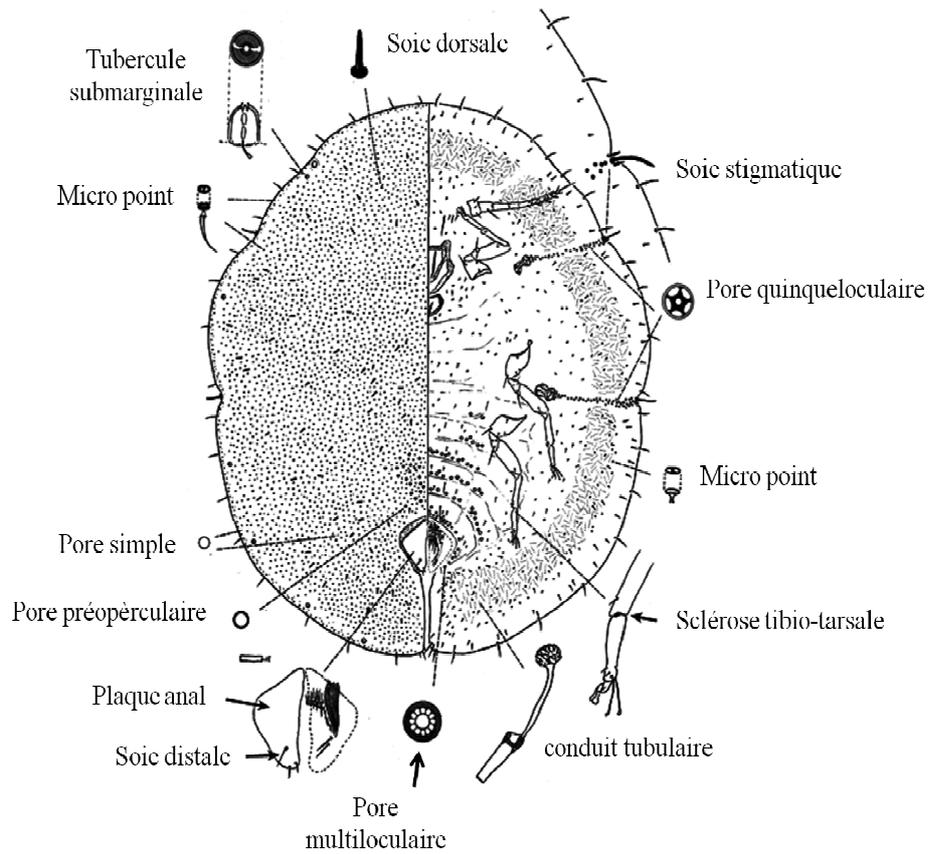


Figure 2.10 (a, b) : Face dorsale et ventrale d'une cochenille Lecanine « *Saissetia olea* » [88].

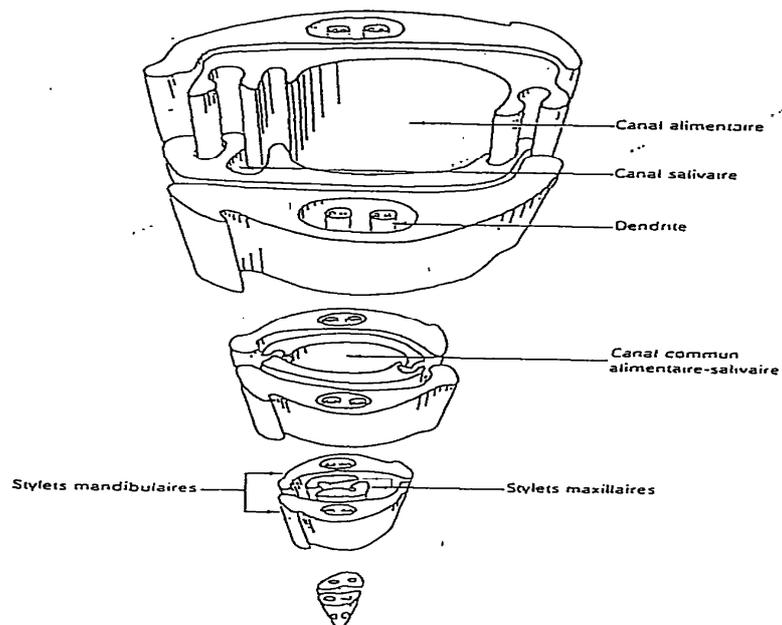


Figure 2.11: Vue de l'extrémité des stylets d'un homoptère [90].

Certains groupes qui s'alimentent principalement dans le phloème (Pseudococcidés, Coccidés, Kermesidés, Margarodidés) doivent absorber une grande quantité de sève en raison d'une trop faible teneur de celle-ci en certains éléments nutritifs, principalement des substances azotées et des stéroïdes [91]. Le surplus est éliminé rapidement en étant excrété goutte à goutte par l'anus, sous la forme d'une substance visqueuse riche en sucre, qui constitue le miellat.

2.5.4. Données bibliographiques sur la cochenille noire de l'olivier : *Saissetia olea* (Olivier, 1791)

2.5.4.1. Origine et répartition

La cochenille *Saissetia olea* est d'origine tropicale et subtropicale. Cette espèce est polyphage et vit sur de nombreux arbres, arbustes et plantes herbacées [82] mais s'est disséminée dans de nombreux pays du monde. Il est possible que des races géographiques existent pour cette espèce. Ce ravageur a été signalé à Taïwan mais ne s'y est pas implanté. Sa présence n'est pas confirmée en Allemagne, Zimbabwe, Martinique et à Bangladesh, mais il est présent dans la plus part des pays d'Afrique, d'Amérique du Nord, d'Amérique Centrale et Caraïbes, d'Amérique du Sud et en Océanie [92].

2.5.4.2. Position systématique et synonymes

Cet insecte appartient au super-ordre des *Endopterygota*, ordre des *Hemiptera*, famille des *Lecanidae*, Genre *Saissetia* et espèce *Saissetia olea*, [38]. La nomenclature de cette cochenille a subi de nombreuses révisions. Ses appellations comprennent, *Bernardia oleae* Marlatt, 1892, *Chermes cycadis* Boisduval, 1867, *Coccus oleae* Kirkaldy, 1902, *Coccus pumilum* Ben-Dov, 1993, *Lecanium oleae* Comstock, 1980, *Lecanium oleae* Signoret, 1869, *Parasaissetia oleae* Ezzat et Hussein, 1969, *Saissetia olea* Balachowsky, 1932 [93].

2.5.4.3. Description morphologique

Saissetia olea constitue véritablement un ravageur très dommageable en association avec la fumagine, qui se développe sous les feuilles, le long de la nervure et sur les rameaux [94].

L'œuf est quasi ellipsoïdal, long d'environ 0,3 mm, blanc à rose orangé (figure 2.12 a), la larve du premier stade (L1) est mobile de couleur orange (figure 2.12 b), (L2) et (L3) sont immobile qui commence à ressembler à l'adulte (figure 2.12 c, d) qui est une grosse cochenille (2 à 4 mm de long, 1 à 2,5 mm d'épaisseur) très convexe. En vieillissant, la couleur passe du brun châtain au brun presque noir (figure 2.12 e, f) [38].

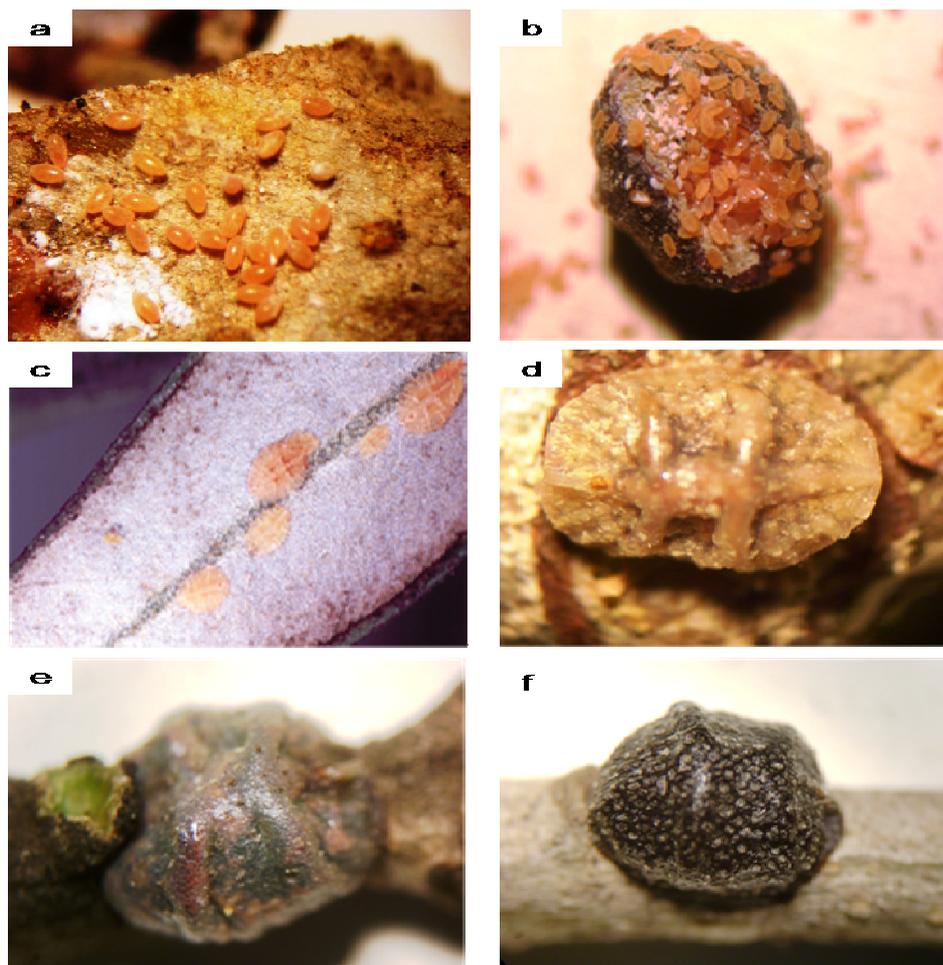


Figure 2.12 : Stades de développement de *Saissetia olea* (G x20) (Photos personnelles).

2.5.4.4. Cycle biologique

La cochenille noire de l'olivier se reproduit généralement par voie parthénogénétique [82]. Chaque femelle pond souvent 2000 œufs ou plus, qui éclosent au bout de 2 à 3 semaines. Les larves du premier stade s'alimentent surtout sur les jeunes pousses et sur la face inférieure des feuilles, puis elles

atteindront leur maturité. La croissance larvaire dure généralement 2 à 3 mois. Mais, si les conditions deviennent défavorables, les larves entrent en diapause. Dans des conditions optimales, le cycle complet dure 3 à 4 mois. Il y a 2 générations par an (figure 2.13).



Figure 2.13: Cycle biologique de *Saissetia olea* [95].

2.5.4.5. Facteurs de pullulation et de réduction des populations de la cochenille

Une atmosphère humide et une fumure azotée trop abondante favorise la pullulation des cochenilles [96]. L'utilisation excessive de produits chimiques tels que la Deltaméthrine pourrait favoriser encore plus leurs apparitions [97 ; 98].

La pullulation de *Saissetia olea* est freinée d'une part par les températures élevées de l'été qui sont responsables de la forte mortalité des jeunes larves et d'autre part, par la grande activité des insectes auxiliaires (chrysopes, coccinelles, hyménoptères et syrphes) prédateurs et parasite des jeunes larves et même les cochenilles adultes [99] (figure 2.14).



Figure 2.14 : *Saissetia olea* parasitée et momifiée (G x20) (Photo personnelle).

2.5.4.6. Symptômes et dégâts

La cochenille noire est un insecte qui se nourrit de la sève des arbres. La spoliation de sève n'entraîne généralement pas de dégâts directs. Mais, la sécrétion de miellat par les larves et les adultes de la cochenille favorise le développement de fumagine, qui bloque la photosynthèse et provoque un affaiblissement et une défoliation de l'arbre. On a donc des dégâts indirects importants qui se traduisent par une perte de récolte qui peut être significative [99 ; 83].

2.5.4.7. Moyens de lutte

2.5.4.7.1. Lutte biologique

Le recours à la lutte biologique constitue le moyen de protection le plus prometteur, particulièrement en arboriculture fruitière. Elle consiste à produire des ennemis naturels des ravageurs pour leur utilisation dans la phytoprotection. Les prédateurs et parasites rencontrés dans les oliveraies sont nombreux et peuvent s'attaquer aux ravageurs à différents stades de leur développement. Parmi ces organismes utiles, on peut citer *Anthocoris nemoralis* hémiptère (*Anthocoridae*), espèce euro-méditerranéenne qui entre en activité au moment de la floraison et dont les œufs sont insérés entre les sépales et les pétales des boutons floraux. Ce prédateur à l'état adulte et larvaire peut être utilisé comme agent régulateur efficace, apte à limiter ou à diminuer l'action dévastatrice de *Saissetia oleae* et sans pour autant nuire à l'équilibre du peuplement frondicole de l'olivier. *Chrysoperla carnea* est également un insecte

polyphage qui se développe sur l'olivier. Les larves de ce prédateur constituent des ennemis redoutables des larves de la cochenille [100].

Le parasitoïde *Metaphycus bartletti* est un micro-hyménoptère de 1,5 mm et qui pond ses œufs dans le corps des L3 et des jeunes femelles. Deux lâchers sont réalisés vers avril et septembre au maximum, au moment du déplacement puis de la fixation des L3 (figure 2.15) [95].



Figure 2.15 : Lutte biologique contre *Saissetia olea* [95].

2.5.4.7.2. Lutte chimique

La lutte chimique est basée sur des observations concernant la présence du ravageur. Un traitement sera envisagé, si en fin d'hiver on peut observer en moyenne 1 cochenille vivante, adulte ou larve par feuille après comptage d'un échantillon représentatif de 100 feuilles. Plusieurs produits sont utilisés que nous avons figuré en APPENDICE B. Pendant le printemps, l'observation attentive de l'évolution des pontes protégées par la carapace des femelles adultes doit permettre de repérer le début des éclosions et la fin des éclosions. Cette période sera encadrée par l'application à deux reprises (début et fin des éclosions) d'un insecticide régulateur de croissance visant les larves, tel que le fénoxycarbe. Cet insecticide concilie efficacité sur cochenille et un minimum d'effets secondaires sur les insectes auxiliaires [38].

2.5.5. Données bibliographiques sur le psylle de l'olivier: *Euphyllura olivina* (Costa, 1839)

2.5.5.1. Caractères essentiels de la Famille des *Psyllidae*

Les larves de *psyllidae* sont recouvertes de deux types de soies, les unes pourvues d'une hampe régulière très pointue à l'extrémité, les autres d'une hampe lancéolée. Les premières, plus nombreuses que les secondes, se répartissent sur l'ensemble du corps ainsi que sur les pattes. Par contre les soies lancéolées sont en nombre réduit et localisées en majorité sur la partie postérieure de l'abdomen (figure 2.16), [101].

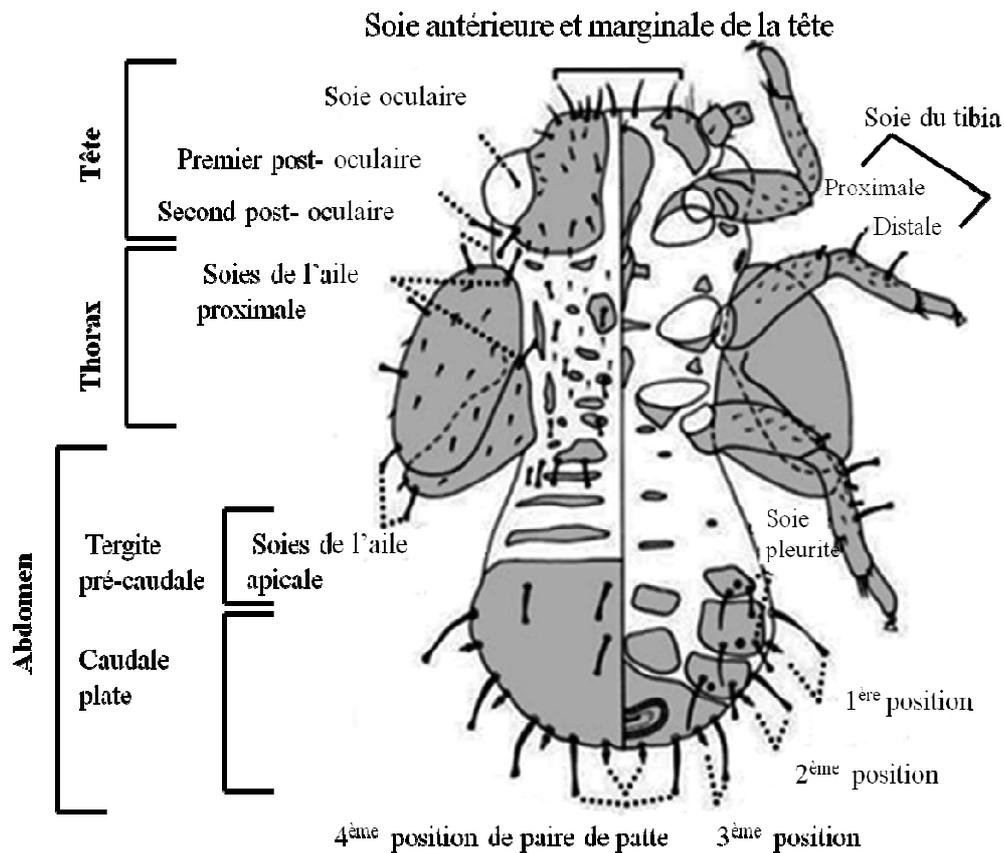


Figure 2.16: Morphologie (face dorsale et ventrale) d'une larve (L4) de psylle [101].

A l'état adulte, les psylles ont une forme massive, ramassée ressemblant à de minuscules cigales aux antennes plus longues. La tête est large avec des antennes fines de 10 articles [102].

Il y'a existence de 2 lobes céphaliques saillants frontaux et 3 ocelles avec présence de 2 gros yeux latéraux très saillants chez certaines espèces. Le rostre est robuste, souple et s'étendant entre les pattes intermédiaires (figure 2.17). Les ailes antérieures ont une nervation simplifiée mais marquée (R+M+Cu) et les ailes postérieures sont plus petites à nervation réduite [102].

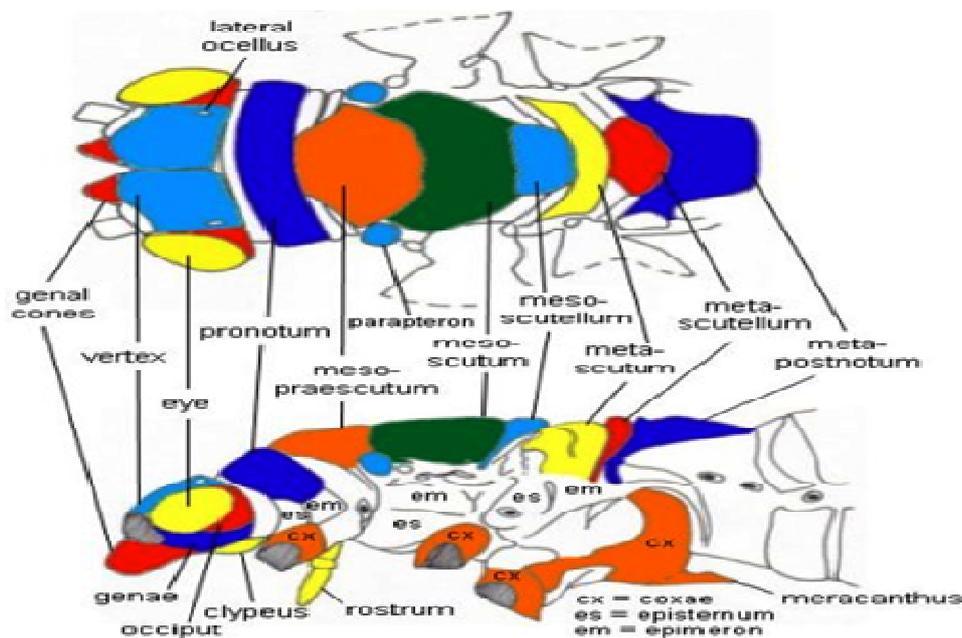


Figure 2.17 : Morphologie (vue de haut et de profil) d'un adulte de psylle [102].

2.5.5.2. Position systématique

Le psylle de l'olivier est un insecte piqueur-suceur qui appartient à l'ordre des Hémiptères, au sous ordre des Homoptères, à la section des Sternorhynques, à la famille des *Psyllidae*, à la sous famille *Psyllinae* et à l'espèce *Euphyllura olivina* [103].

2.5.5.3. Description morphologique

Le psylle de l'olivier est communément appelé «coton» en raison de la matière cotonneuse blanche que secrètent les larves en colonie sur les organes

en cours de croissance (jeunes pousses, grappes florales et jeunes olives) (figure 2.18) [104].



Figure 2.18 : Matière cotonneuse blanche sécrétée par les larves en colonie sur jeunes pousses de l'olivier (Photo personnelle).

L'insecte à l'état adulte est de petite taille environ 2 à 3 mm, de forme massive et trapue. Il est exclusivement terrestre et phytophage. Les pièces buccales sont de type piqueur-suceur, les pattes postérieures sont adaptées au saut, les ailes sont bien développées et pliées en toit au-dessus du corps au repos (figure 2.19) [102 ; 105].



Figure 2.19 : *Euphyllura olivina* adulte (G x20) (Photo personnelle).

La femelle possède de fortes potentialités de reproduction. Lorsque les conditions climatiques sont favorables, la fécondité maximale peut atteindre 1000 œufs/individu. Mais, cette activité reproductrice est limitée par la

température élevée (supérieure à 27°C) qui diminue ou arrête la ponte, tandis que l'insecte pond à des températures de 12 °C sur les rejets tendres du tronc.

L'œuf a une forme elliptique à extrémité antérieure plus au moins arrondie. L'extrémité postérieure hémisphérique porte un pédoncule qui assure sa fixation aux tissus de l'hôte [105]. La durée de préoviposition est de l'ordre d'une semaine et la longévité moyenne de l'insecte est de 3 mois [106 ; 107]. Le développement larvaire comprend cinq stades qui se différencient par des caractères morphologiques de taille, par le nombre d'articles antennaires et par la présence et l'importance des fourreaux alaires (figure 2.20 a, b) [108].

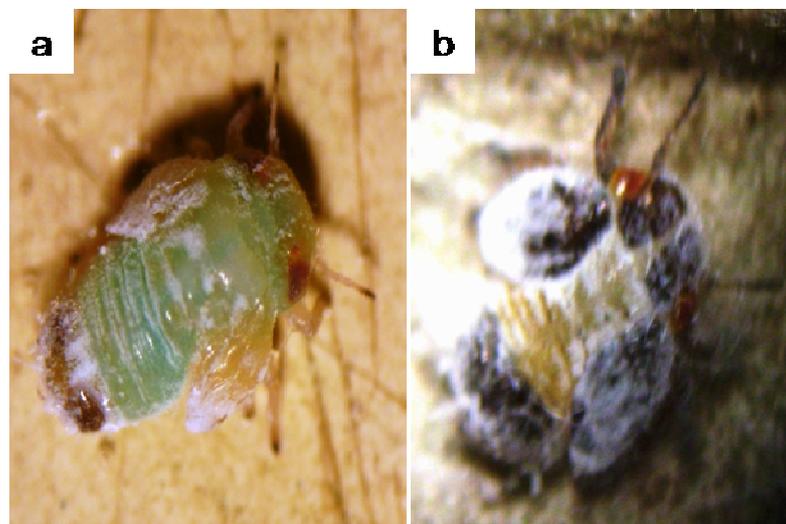


Figure 2.20 : Larve de psylle, a : larve du 3^{ème} stade, b : larve du 4^{ème} stade (G x20) (Photo personnelle).

2.5.5.4. Cycle biologique

La biologie de l'insecte est étroitement liée à celle de la plante hôte et aux conditions climatiques. Le psylle hiverne à l'état adulte et, comme tous les invertébrés, il est dépourvu de thermorégulation et passe l'hiver à l'aisselle des bourgeons terminaux et axillaires. La reprise de l'activité des femelles coïncide avec le réveil végétatif de la plante hôte, la première période importante de ponte correspondant à la première génération printanière. Les œufs sont déposés entre les écailles des jeunes pousses (bourgeons terminaux et axillaires) (figure 2.21).

Cette première génération est suivie d'une deuxième génération printanière dont les œufs sont insérés entre le calice et la corolle des boutons floraux non encore épanouis [105]. À cause des températures élevées et du cycle végétatif de l'olivier (ralentissement de l'évolution végétative de l'arbre), les adultes de la deuxième génération entrent en repos estival de juin à septembre. Une troisième génération (génération automnale) se développe généralement lorsque la température descend au-dessous de 27 °C; facultative, elle peut aussi être provoquée par des pluies qui permettent une reprise de la végétation des oliviers [105]. Le nombre de générations annuelles est variable selon la région oléicole. Au Maroc, deux générations sont observées dans la région du Haouz et trois dans la région d'Essaouira [109].

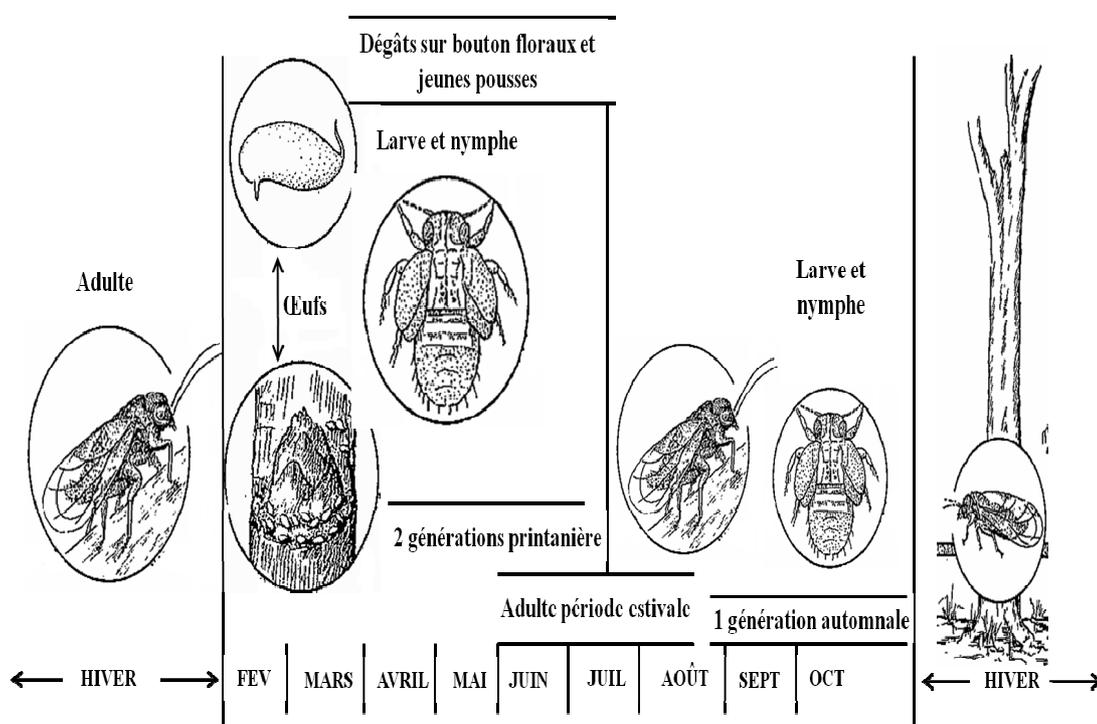


Figure 2.21 : Cycle biologique du psylle *Euphyllura olivina* sur olivier [107].

2.5.5.5. Symptômes et dégâts

Des colonies de 30 larves et plus peuvent entraîner des pertes estimées entre 50 et 60% de récolte et à 40 larves, on assiste à une chute totale des fleurs [110 ; 111].

L'insecte est ainsi surtout nuisible à l'état larvaire car, d'une part, il ponctionne une partie de la sève qui alimente le végétal sur lequel il se trouve, altérant ainsi son développement normal en l'affaiblissant et provoquant aussi l'avortement et la stérilité des fleurs. D'autre part, il excrète un miellat qui favorise le développement de la fumagine altérant la photosynthèse [103 ; 112 ; 113].

Les colonies larvaires installées sur les boutons floraux peuvent entraîner leur coulure et conduire à une réduction importante de la production. Des colonies de 20 larves par grappe florale peuvent entraîner une perte de 50 à 60 % de la récolte [105 ; 110] et des colonies de 10 larves par grappe entraînent une détérioration notable de la nouaison [109]. Une réduction de la production de 60 % peut être atteinte lorsque la densité larvaire est de 15 larves, et à 40 larves, on assiste à une chute totale des fleurs [111]. La nature du dégât est également liée au taux de pluie annuelle, aux conditions environnementales et à la gestion de l'oliveraie.

2.5.5.6. Facteurs de pullulation et de réduction du psylle

La population d'*Euphyllura olivina* est régulée par des facteurs climatiques dont dépend également l'activité phénologique de l'olivier. Des températures élevées associées à des humidités relatives faibles entraînent une forte mortalité des œufs et des larves [113].

2.5.5.7. Moyens de lutte

Les prédateurs et parasites rencontrés dans les oliveraies sont nombreux et peuvent s'attaquer aux ravageurs à différents stades de leur développement. Parmi ces organismes utiles, on peut citer *Anthocoris nemoralis*, hémiptère (*Anthocoridae*), espèce euro-méditerranéenne qui entre en activité au moment de la floraison et dont les œufs sont insérés entre les sépales et les pétales des boutons floraux. Ce prédateur à l'état adulte et larvaire est apte à limiter ou à diminuer l'action dévastatrice d'*Euphyllura olivina*. Les larves de *Chrysoperla carnea* constituent des ennemis redoutables des larves du psylle [100].

On peut citer aussi l'endoparasite *Psyllaephagus olivina* (Silvestri), hyménoptère chalcidien (*Encyrtidae*) endophage, qui se développe au détriment du psylle et dont la femelle pond préférentiellement dans les larves au quatrième ou au cinquième stade de leur développement [105].

L'utilisation de produits naturels, particulièrement les extraits phénoliques de l'olivier peut constituer aussi une des perspectives de lutte biologique propre et efficace pour lutter contre ce ravageur [105].

La lutte intégrée doit inclure des pratiques culturales adéquates pour augmenter les rendements, l'introduction de cultivars résistants pour réduire les mesures phytosanitaires, une lutte chimique rationalisée (quantités et choix des produits pour leur moindre incidence sur la faune utile et l'environnement) et réfléchie (périodes de traitements) et une lutte biologique appropriée [108].

CHAPITRE 3

LES ASSEMBLAGES ENTOMOFAUNIQUES DE LA DIVERSITE FONCTIONNELLE ET PARAMETRES GOUVERNANT LES RELATIONS PLANTE-INSECTES

Introduction

Un des effets de la sélection naturelle est la coévolution entre plusieurs espèces d'une chaîne trophique. En effet, les relations trophiques entre espèces comptent parmi les facteurs sélectifs les plus intenses. Lorsque l'on s'intéresse aux associations entre plantes et insectes, on se rend compte qu'il existe différents niveaux trophiques. Les insectes ravageurs de plantes, au deuxième niveau trophique, sont souvent des phytophages et affectent ainsi le développement, la survie et la fécondité des plantes hôtes au premier niveau [114].

3.1. Pools d'espèces et règles d'assemblage

Actuellement, les « règles d'assemblage » s'inscrivent dans une approche globale et hiérarchique d'identification de l'importance des différents processus de coexistence. Le terme de filtre a été introduit pour décrire l'effet des facteurs hiérarchisés sur le processus de tri des espèces dans l'assemblage des communautés (figure 3.1) [115 ; 116 ; 117].

A partir d'un pool d'espèces global, un premier filtre élimine certaines espèces qui ne peuvent atteindre physiquement la communauté, du fait d'une faible capacité de dispersion ou de différentes opportunités de colonisation. Les contraintes environnementales excluent ensuite, parmi les espèces capables de coloniser la station, celles qui ne sont pas « adaptées » physiologiquement aux conditions du milieu.

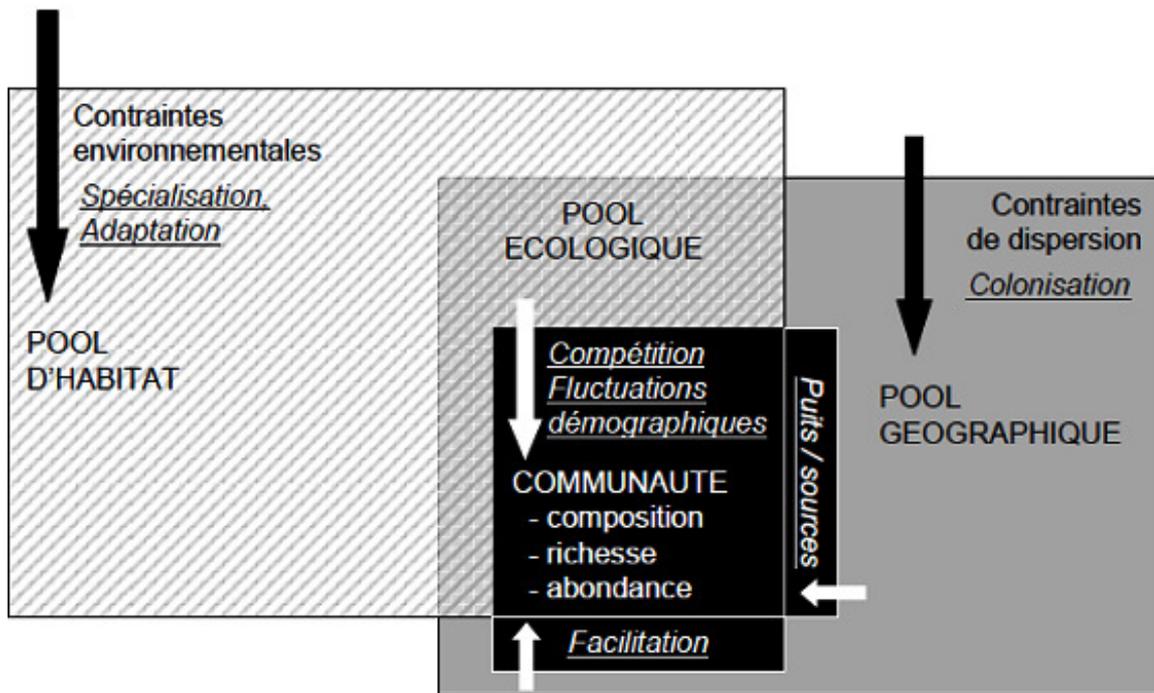


Figure 3.1 : Relation entre les pools d'espèces et les processus de coexistence (en souligné) déterminant la composition de chaque pool [115].

Enfin, la dynamique interne à la communauté, les interactions biotiques contrôlent l'identité des espèces pouvant coexister au sein de la station et l'abondance relative de celles-ci [115].

3.2. Le rôle de la diversité et de l'hétérogénéité des populations

De multiples sources de diversité et d'hétérogénéité contribuent à étaler les risques d'extinction des populations naturelles : au niveau des populations avec les diversités phénotypique et génétique et au niveau des communautés plurispécifiques avec la variabilité spatio-temporelle des structures taxinomiques et des relations interspécifiques, ainsi qu'au niveau du milieu avec la structure en mosaïque de l'habitat et la diversité des microclimats [118].

Il est évident que l'amplitude des fluctuations d'effectifs de la population sera d'autant plus diminuée que sera grand le nombre de groupes (phytophage, prédateur, floricole, détritivore...), de subdivisions du milieu et de sous-populations entre lesquels les risques seront partagés. Cet effet tampon sera d'autant plus

marqué que seront importantes la richesse et la diversité spécifiques de la biocénose considérée [119]. Le mot stabilisation a été proposé pour désigner cet effet, sans préjuger en rien des mécanismes en cause.

Cette stabilisation fera donc en général intervenir des processus densité-dépendants. On parlera alors de régulation mais aussi des processus stochastiques. Mais dans ce contexte, la densité-dépendance considérée est une dépendance vis-à-vis de la densité locale, la réaction des insectes à leur propre densité ne pouvant être que limitée dans l'espace [120].

3.3. L'importance de la diversité du paysage dans la dynamique des populations

Un paysage est en général formé par un assemblage d'éléments de nature différente, plus ou moins fragmentés et connectés, qui forment un ensemble spatialement hétérogène. On peut dès lors définir la diversité ou l'hétérogénéité d'un paysage comme une mesure rendant compte des différences de nature, de taille ou de forme entre ces éléments. Cette hétérogénéité présente deux composantes : la diversité des éléments et la complexité de leurs relations spatiales [121].

Une augmentation de la diversité du paysage implique une augmentation de la diversité des ressources trophiques disponibles. Les espèces généralistes pouvant utiliser plusieurs ressources différentes, une meilleure diversité paysagère représente donc potentiellement à la fois un plus grand nombre de ressources utilisables et une meilleure connectivité entre elles [122 ; 123]. On s'attend donc à ce qu'au sein d'un habitat donné, la richesse spécifique des généralistes augmente avec l'hétérogénéité du paysage. A l'inverse, les espèces spécialistes sont dépendantes d'un nombre bien plus limité de ressources. La diversité du paysage ne devrait donc pas avoir d'impact sur leur richesse spécifique, au sein d'un habitat donné [122].

La prise en compte de l'espace dans la dynamique des populations est récente, et ne fait l'objet de recherches intensives que depuis les années 1980 [124]. La division des populations en sous-unités peut même conduire à des

situations où chaque sous-population peut apparaître d'une immigration initiale, survivre quelque temps, se reproduire en émettant des migrants qui iront par exemple fonder de nouvelles unités de populations, puis disparaître par la mort et/ou l'émigration de tous les individus qui la composent [120]. La population dans son ensemble peut alors être vue comme une population de populations, dont le devenir dépend autant ou plus des mécanismes de colonisation et d'extinction locale, et donc de l'hétérogénéité de l'habitat. A ce stade, on parlera de « métapopulations » [125] (figure 3.2).

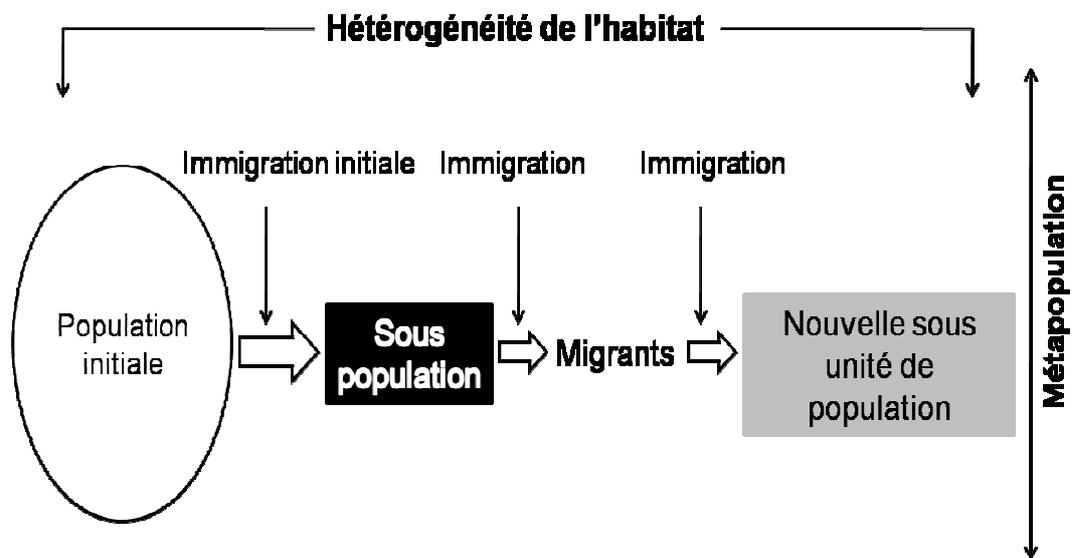


Figure 3.2: Influence de l'hétérogénéité de l'habitat sur la formation de la métapopulation [125].

3.4. Mécanismes gouvernant la sélection et la localisation d'une plante hôte

Grâce à un équipement sensoriel spécifiquement adapté, l'insecte phytophage perçoit par olfaction, par une vision à distance et par une gustation et mécanoréception au contact de la plante hôte des signaux chimiques et physiques produits par celle-ci. L'image sensorielle formée par l'intégration de ces signaux entrants au niveau du système nerveux central (S.N.C.) serait alors comparée avec une image interne stockée et fixée génétiquement mais néanmoins modifiable par l'expérience [126]. Si la correspondance entre les deux est suffisamment bonne, l'insecte reconnaît et accepte la plante comme hôte. On parle alors de reconnaissance de la plante hôte par l'insecte, car l'image

sensorielle formée par les stimuli chimiques et physiques entrants est reconnue par comparaison avec une image sensorielle standard recherchée [127 ; 128].

L'acceptabilité d'une plante semble être gouvernée par l'équilibre existant entre des stimuli positifs et négatifs produits par la plante et perçus par l'insecte. Sur une plante acceptable, les stimuli positifs (facteurs chimiques et physiques stimulants) domineraient les stimuli négatifs (barrières physiques, facteurs chimiques et physiques dissuadants). Sur une plante faiblement acceptable ou rejetée par l'insecte, les stimuli négatifs auraient plus d'importance ou domineraient.

La balance entre stimuli positifs et négatifs s'établirait au niveau du S.N.C. en fonction de la relative importance des entrées sensorielles stimulantes et dissuadantes, et en fonction de facteurs internes qui peuvent moduler cet équilibre (figure 3.3) [127 ; 129 ; 130 ; 131].

L'utilisation des infochimiques se retrouve chez des prédateurs considérés comme généralistes de groupes bien distincts [132]. Il existe des prédateurs généralistes pour lesquels l'utilisation de certains infochimiques est innée [133], d'autres pour lesquels elle est acquise [134]. Mais, les données sont insuffisantes pour pouvoir affirmer statistiquement que la reconnaissance se fait plutôt de manière innée ou acquise chez les prédateurs généralistes.

Ces généralistes peuvent utiliser des odeurs caractéristiques d'un habitat comme des odeurs de plantes saines [135]. Par ailleurs, les prédateurs spécialistes utilisent aussi des infochimiques qui leurs permettent une reconnaissance très précise de leurs proies [136 ; 137] (figure 3.4).

3.5. Facteurs affectant le potentiel biotique des insectes

3.5.1. Effets des facteurs biotiques

3.5.1.1. Effet variétal (incidence des facteurs génétiques)

Des études ont été poursuivies concernant la nature des relations entre la biochimie des plantes cultivées et l'attraction et la multiplication des déprédateurs [138].

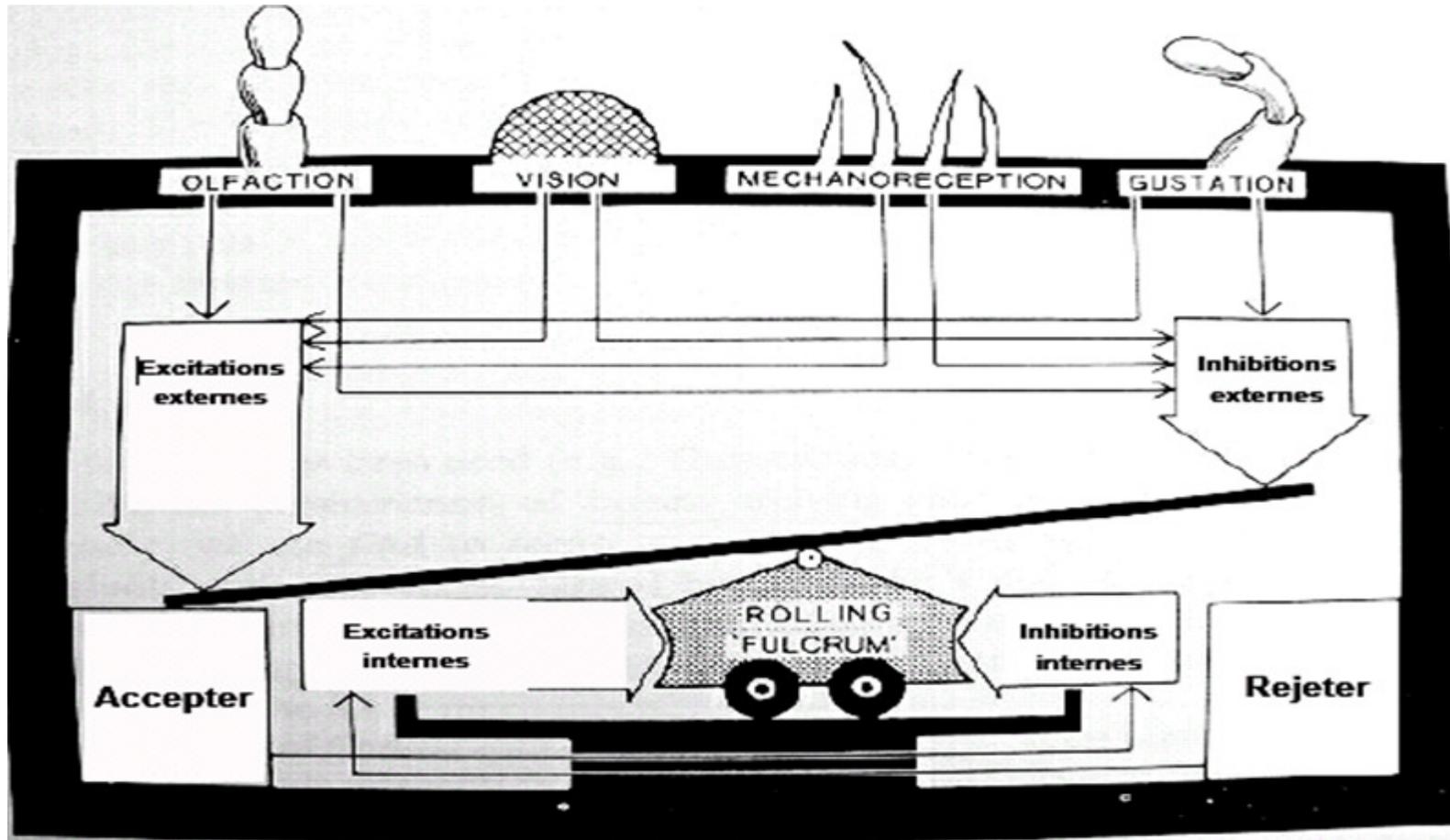


Figure 3.3 : Modèle montrant l'interaction entre les stimuli externes (positifs ou négatifs) et internes gouvernant le choix d'un site de ponte chez un insecte phytophage [129].

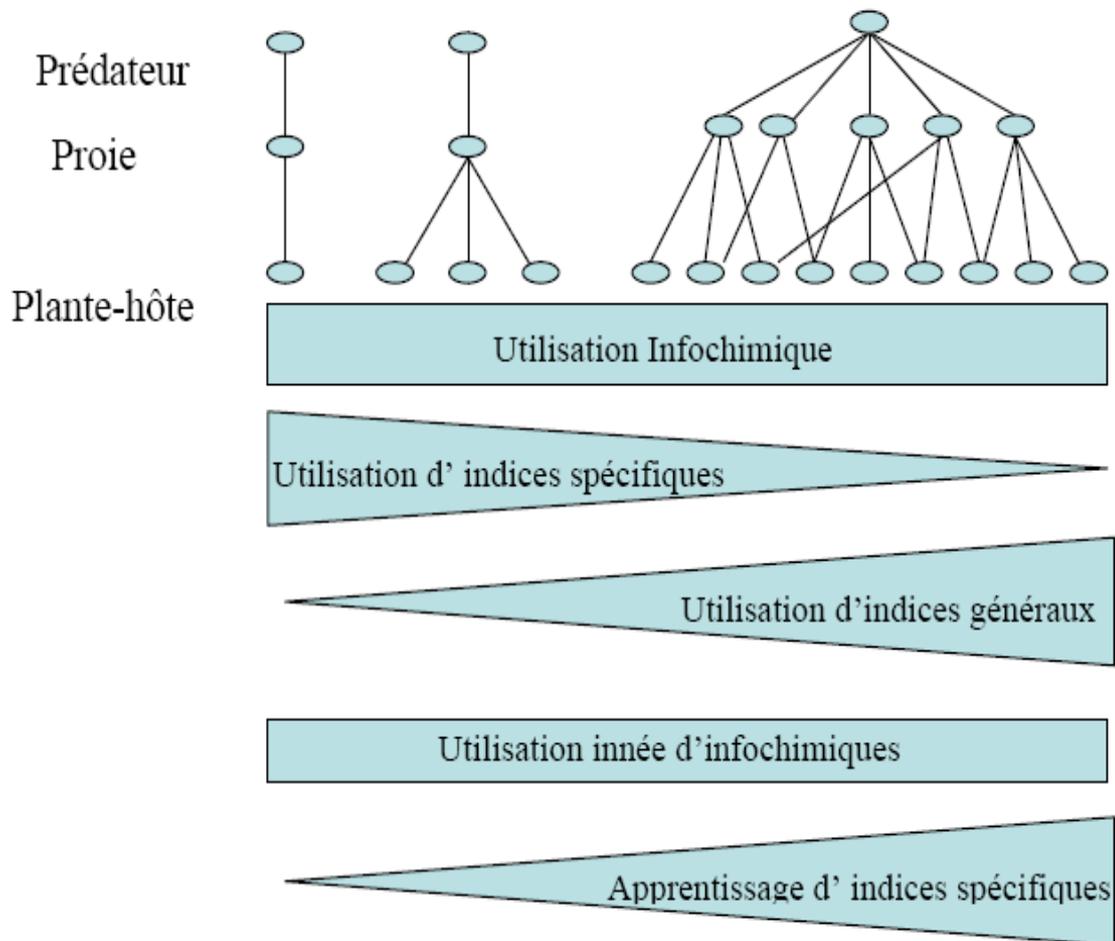


Figure 3.4 : Utilisation des infochimiques par les insectes spécialistes et les insectes généralistes [132].

Ces études ont abordé le déterminisme de la résistance variétale, autrement dit : l'incidence des facteurs génétiques. Il a pu ainsi être établi que ce critère de sensibilité ou ce qui revient au même de résistance variétale, s'exprime en terme de valeur nutritionnelle, par rapport à l'attaque du déprédateur.

En effet, chez les variétés susceptibles ou simplement tolérantes, on observe l'accumulation d'acides aminés libres et d'amines, par rapport à ce qui se passe chez la variété résistante.

Corrélativement d'ailleurs, la variété résistante contient d'avantage de sucres que les variétés susceptibles ou tolérantes. Ainsi, ces dernières renferment respectivement 113,5 % et 42,3 % de plus d'azote total que la variété résistante.

Les variétés susceptibles et tolérantes montrèrent par ailleurs 12 et 7 fois plus d'acides aminés libres que les résistantes. Le même auteur a estimé que les variétés résistantes ont tendance à repousser les déprédateurs à cause de leur infériorité nutritionnelle comme l'indique leur bas niveau de N total et du contenu en acides aminés et en peptides. C'est donc une carence en éléments nutritionnels qui se trouve à l'origine de la dissuasion de l'agression.

3.5.1.2. Effets des métabolites secondaires des plantes

Une des particularités des végétaux est de former de nombreux composés dont le rôle au niveau de la plante est mal connu. Le fait que beaucoup de ces composés ne se rencontrent pas chez toutes les espèces montre qu'ils n'entrent pas dans le métabolisme général. Ce sont des métabolites secondaires (composés secondaires de la plante) qui n'exercent pas de fonction directe au niveau des activités fondamentales de l'organisme végétal chloroplastes [139]. Ces métabolites désignés par le terme « composés allélochimiques » sont reconnus comme étant des composés non nutritifs produits par un organisme et qui sont en mesure d'influencer la croissance, la santé, le comportement ou la biologie des populations d'autres espèces [140]. Les interactions allélochimiques peuvent être entre plante-plante (allélopathie), plante-champignon (production de phytoalexines) ou plante-insecte (substance attractive ou répulsive, d'inhibiteurs et de produits toxiques).

Les composés secondaires de la plante ont diverses actions sur l'insecte. Ils sont stimulateurs d'appétit, anti-appétants lorsqu'ils inhibent la prise de nourriture, phénomène qui peut conduire à la mort s'il demeure sur la plante nourricière, répulsifs lorsqu'ils agissent à distance en empêchant l'approche des ravageurs et, dans bien des cas toxiques. Les facultés extériorisées par la plante hôte, peuvent affecter à des degrés divers la croissance, le développement, la diapause, ou la reproduction chez les insectes [141].

Plusieurs molécules végétales sont capables d'empêcher une digestion normale des substances nutritives, pouvant ainsi ralentir la croissance, abaisser la résistance aux maladies ou encore réduire la fécondité des insectes [142].

3.5.2. Effets des facteurs abiotiques

Il convient de retenir qu'en plus des constituants biochimiques de la plante hôte, les conditions climatiques (température et humidité) jouent un rôle important au moment de la sélection de la plante hôte par l'insecte, puisqu'elles conditionnent l'activité d'envol, l'activité nutritionnelle et le développement des adultes [143].

3.5.2.1. Influence de la nutrition de la plante hôte

Plusieurs recherches ont confirmé l'influence de l'état physiologique de la plante sur sa sensibilité vis-à-vis des bioagresseurs. L'influence de la nutrition de la plante (la fertilisation) sur la composition biochimique des tissus est un élément clé de susceptibilité de la plante vis-à-vis des déprédateurs [144].

3.5.2.2. Influence des produits phytosanitaires

Les pesticides de synthèse sont directement impliqués dans les déséquilibres biologiques. En effet, sans pour autant nier une certaine influence nocive des pesticides sur les ennemis naturels, différents travaux ont parfaitement montré que ces proliférations résultent principalement d'une augmentation du potentiel biotique des animaux nourris du feuillage traité (majoration de fécondité, de longévité, de fertilité, du nombre des femelles par rapport aux mâles chez les acariens, etc.) [145].

Le traitement des fèves au moyen du 2,4-D entraîne, chez le puceron *Macrosiphum pisum* par exemple, un taux de reproduction nettement plus élevé [146]. Or, ce fait paraît en relation avec l'accroissement dans la sève des quantités de divers acides aminés libres tels que : alanine, acide aspartique, sérine, et aussi le glutathion. Dans ce cas également, les glucides réducteurs paraissent jouer un rôle dans la fécondité du puceron.

La reproduction d'*Aphis fabae* sur les hampes florales traitées au moyen du D.D.T. se trouve cependant majorée dans l'intervalle de huit à quinze jours après l'intervention insecticide [147]. Or, cette exacerbation de l'oviposition se trouve en corrélation avec la majoration en azote non protéique et une augmentation des sucres par rapport aux témoins.

De telles répercussions néfastes des pesticides ne concernent pas par ailleurs seulement les insectes piqueurs comme les pucerons, ou bien les Acariens mais aussi d'autres ravageurs qui ne se nourrissent pas spécialement de sève. Le Lépidoptère *Chilo suppressalis* pullulait sur le Riz traité soit au 2,4-D, soit au D.D.T. du fait d'une plus grande teneur en éléments azotés chez les plantes traitées augmentant le potentiel biotique par meilleure nutrition des larves [148].

3.6. Importance de la prise de nourriture chez les insectes

La nutrition fournit à un organisme les composés chimiques nécessaires pour sa croissance, son développement, sa reproduction, sa défense, ses déplacements et sa survie [149]. La plante hôte, comme source de nourriture, joue un rôle déterminant dans la dynamique des populations avec ses composantes nutritives (protéines, acides aminés, glucides, lipides, vitamines, minéraux, eau, etc.) et ses composantes non nutritionnelles (composés allélochimiques) (phénols, polyphénols, mono terpènes, glucosinolates, alcaloïdes, etc.) [150]. Il est donc important de bien connaître les besoins alimentaires et l'utilisation de la nourriture par l'insecte afin de mieux comprendre son interaction avec l'écosystème et ainsi être plus apte à contrôler ses populations par l'intervention directe et/ou indirecte lorsque celui-ci entre en conflit avec nos intérêts économiques [151].

3.7. Facteurs affectant les composés nutritifs du feuillage

Plusieurs facteurs biotiques, abiotiques ou anthropiques peuvent influencer la résistance des arbres hôtes par l'abondance et par la qualité nutritive du feuillage.

3.7.1. L'espèce et l'âge de l'arbre

La valeur nutritive et les profils allélochimiques du feuillage varient selon l'âge des arbres [152]. Ces différences entraînent une augmentation de mortalité, une diminution du nombre de larves et une prolongation du temps de développement larvaire pour les jeunes arbres [153]. Les changements du contenu biochimique du feuillage selon l'âge de l'arbre sont particulièrement bénéfiques pour les insectes et pour les arbres des forêts. Les sapins, lorsqu'ils sont jeunes, limitent les impacts des insectes en produisant des composés de défense. En vieillissant, les sapins ont des besoins en respiration plus grands et perdent cette aptitude entraînant chez l'insecte une consommation de feuillage d'une façon compulsive, ce qui entraîne la mort des arbres âgés permettant ainsi aux jeunes arbres en sous-étage de croître plus rapidement [154].

3.7.2. Les compartiments au sein de l'arbre

La qualité du feuillage des arbres varie selon les compartiments de l'arbre lui-même, et même selon les feuilles exposées au soleil et ceux qui sont dans l'ombre, au niveau de la même canopée [155] mais aussi en fonction du temps sur plusieurs durées : interannuel, saisonnier et journalier [156].

Une telle hétérogénéité spatio-temporelle est contraignante pour les insectes. En rendant le feuillage de grande qualité difficile à trouver, elle les force à se déplacer fréquemment pour la recherche de nourriture de bonne qualité, attirant potentiellement l'attention de prédateurs. L'hétérogénéité du feuillage peut agir comme une composante essentielle de la défense de l'arbre contre de gros dégâts liés aux insectes folivores [157].

3.7.3. Les défoliations antérieures

L'impact d'une défoliation sur la santé de la plante est considérable. Plusieurs études montrent que la défoliation causée par les herbivores peut modifier la structure biochimique du feuillage [158 ; 159]. Ces modifications en

termes de défense induite, peuvent se réaliser en quelques minutes ou quelques heures, ou à plus long terme quand elles s'expriment sur plusieurs années [159].

3.7.4. La floraison

Le pollen est très riche en nutriments [160 ; 161]. Il permet aux jeunes larves d'insectes de se développer plus vite. Par ailleurs, un arbre à fleurs produit deux fois moins de feuillage de l'année courante qu'un arbre sans fleur [162]. En présence d'une forte densité de population, les larves sont obligées soit de s'alimenter sur du vieux feuillage ou soit de descendre s'alimenter dans le tiers inférieur de l'arbre. Ces deux comportements vont faire perdre aux larves la plupart des effets positifs de l'ingestion de pollen acquise au cours des premiers stades larvaires [163].

En effet, les insectes qui s'alimentent de vieux feuillage ont des réductions de fécondité alors que celles qui s'alimentent dans le bas des cimes perdent l'avantage donné par le pollen sur leur vitesse de développement. L'effet de la floraison serait donc positif sur les populations d'insectes à faible densité de larves, alors qu'il serait négatif sur les insectes à forte densité.

3.7.5. Les fertilisations

Une fertilisation azotée favorise généralement les populations d'insectes herbivores primaires comme ceux qui réagissent positivement à l'accroissement de vigueur de leur plante hôte. Les effets positifs sur les performances des insectes sont reliés à une augmentation de la croissance de la plante et particulièrement à des concentrations foliaires plus élevées en azote [164].

3.7.6. Les éclaircies : la taille

Les résultats obtenus par de nombreuses recherches sur les éclaircies sont assez contradictoires. L'éclaircie favoriserait les populations de la tordeuse des bourgeons de l'épinette [165]. L'éclaircie pourrait améliorer [166] la vigueur et ainsi la résistance des arbres aux attaques de tordeuses. Ces changements

chimiques se traduisent par des effets positifs sur l'insecte d'une part (augmentation de l'ingestion de feuillage dans le cas de l'éclaircie commerciale et augmentation de la survie des larves dans le cas de l'éclaircie précommerciale) et d'autre part, par des défoliations massives et une baisse de résistance des arbres hôtes.

3.8. Impact de la phytophagie

La plupart des espèces herbivores persistent à de faibles densités auxquelles elles provoquent peu de dommages à leur hôte, probablement grâce à la présence d'ennemis naturels, aux conditions climatiques, et/ou à la dynamique des populations [167]. Pourtant, chaque année, environ 5 à 10% de la biomasse totale des plantes est consommée par les insectes phytophages, qui peuvent s'attaquer aux feuilles, aux tiges, aux racines, aux fleurs, aux fruits et aux graines. Il semble donc que la pression des phytophages ne soit pas si négligeable que cela pour les végétaux. Les arbres endommagés ont alors 54% moins de fruits que les arbres non endommagés [168].

Les insectes phytophages peuvent aussi perturber la communauté des plantes. La compétition et l'herbivorie peuvent toutes les deux être considérées comme des facteurs clés dans la détermination de la structure et la dynamique des communautés végétales [169]. L'impact de la phytophagie peut représenter une pression de sélection importante à laquelle vont répondre les plantes attaquées [170]. Les plantes sont capables de développer une certaine forme de défense à ces attaques. Mais, les ravageurs ont un rapport de longue durée avec leur plante hôte, ce qui leur permet d'évoluer rapidement et de contourner les défenses de la plante [171].

3.9. Réponses des plantes face aux attaques des insectes phytophages

Les végétaux peuvent développer des stratégies de résistance contre leurs envahisseurs.

En effet, les plantes possèdent un système de résistance efficace basé sur des caractères physiques, chimiques et développementaux. La résistance des plantes

face aux insectes définit la capacité de celles-ci à éviter ou réduire les dommages causés par ces derniers [172]. En d'autres termes, elle repose sur des stratégies de tolérance et/ou d'évitement (figure 3.5).

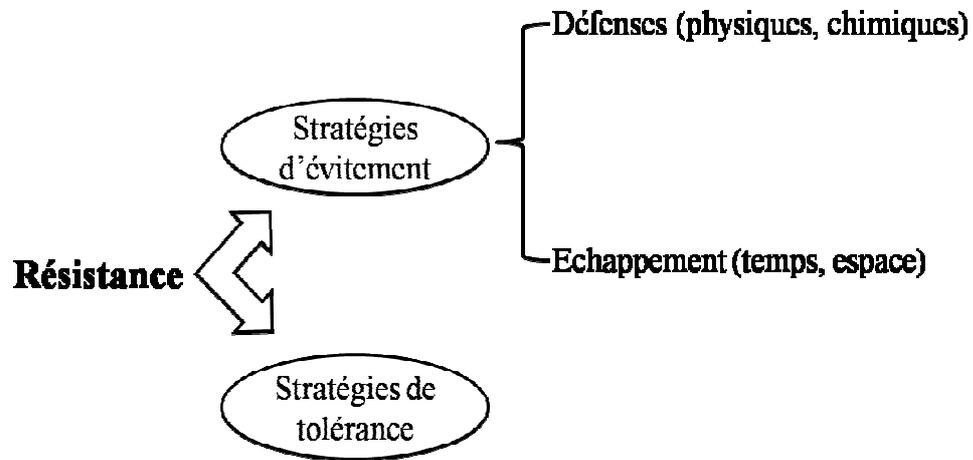


Figure 3.5 : Stratégies de résistance à l'herbivorie [173].

3.9.1. Stratégies d'évitement

3.9.1.1. Défenses

3.9.1.1.1. Défenses physiques

Une texture de tissu particulière, telle qu'une épaisseur ou une coriacité des feuilles plus importante [174] pour les petits insectes phytophages, peut éviter que l'insecte pénètre l'épiderme végétal [175].

3.9.1.1.2. Défenses chimiques

Lorsqu'une plante est agressée, elle synthétise des messagers chimiques qui diffusent rapidement dans tous les tissus. Ces molécules d'information permettent une mise en alerte et déclenchent des mécanismes de synthèse préventifs. Ces réponses correspondront en fait à une réponse globale où un ou plusieurs facteurs de résistance auront une efficacité vis à vis de l'agression. Les inducteurs de la résistance de la plante, appelés aussi éliciteurs, sont de deux types.

-les éliciteurs exogènes qui correspondent à un stress induit par l'action de pathogènes (champignons, bactéries, virus) d'insectes (piqûres, morsure).

-les éliciteurs endogènes qui sont de petites molécules (oligosaccharides, glycoprotéines...) issues de l'action des éliciteurs exogènes sur les parois des cellules végétales et qui serviront de médiateurs chimiques via le noyau cellulaire. Les signaux ainsi transmis au noyau déclencheront des réponses par activation de gènes qui s'exprimeront par des synthèses de protéines, HRGP, phytoalexines, protéases, chitinases, phénols, éthylène (figure 3.6) [176].

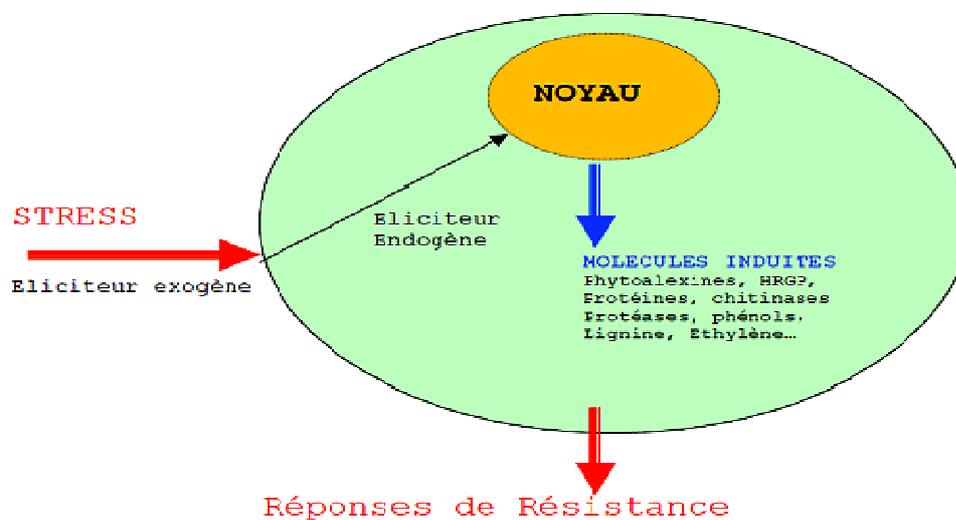


Figure 3.6 : Schéma synoptique des mécanismes de stimulation des défenses naturelles de plantes [176].

3.9.1.2. Echappement dans le temps et dans l'espace

Certaines plantes choisissent d'échapper à leurs déprédateurs dans le temps, en décalant, par exemple, leur période de floraison ou de fructification, par rapport à la période d'agression [177]. Les végétaux peuvent également échapper à leurs déprédateurs en dispersant leurs graines dans l'espace. Ainsi, en étant éparpillés dans la forêt, les arbres de la famille des *Malvaceae*, sont plus difficilement repérables par l'hétéroptère *Dysdercus bimaculatus* [178]. En effet, si la recherche de l'hôte est trop coûteuse pour l'insecte phytophage, cela peut permettre à l'hôte d'échapper à l'agression.

3.9.2. Stratégies de tolérance

Les végétaux peuvent compenser la perte de biomasse due à l'herbivorie en croissant plus vite grâce à des mécanismes encore peu connus [179]. Ils peuvent également augmenter leur rendement reproductif en réponse à l'herbivorie [180]. Par exemple, face à un prédateur spécifique de leurs fruits, certaines plantes produisent beaucoup de fruits à la fois pour réduire la proportion de fruits attaqués [181].

CHAPITRE 4

MARTERIEL ET METHODES

4.1. Présentation de la région d'étude la Mitidja

4.1.1. Situation géographique

La Mitidja est la plus grande plaine sub-littorale d'Algérie. Elle s'étend sur une longueur de 100 Km et une largeur de 5 à 20Km. Sa superficie est de 140000 Km² hectares. Au Nord, elle est limitée par le ride de Sahel et le vieux massif de Chenoua et au Nord-est par l'Oued Reghaia et l'Oued Boudouaou. Au Nord Ouest et à l'ouest, se situent le Djebel Chenoua à 905m d'altitude, la chaîne Boumaad et le Djebel Zeccar (800m). Au Sud, l'atlas blidéen est borné par tout un ensemble de montagnes. A l'Est, se trouvent les hauteurs et les collines de basse Kabylie [182].

La Mitidja se situe à une latitude Nord moyenne de 36 à 48 ° et une altitude moyenne de 30 à 50mètres [183] (figure 4.1). Les altitudes dépassent toujours 160 m, parfois 200m à Blida, pour s'abaisser vers le Nord dans la basse plaine à une vingtaine de mètres. En revanche; aux deux extrémités, les altitudes se relèvent de 60 à 70 mètres à l'Ouest et de 60 à 100m à l'Est [182].

4.1.2. Le climat

La Mitidja est située dans l'étage bioclimatique subhumide, à hiver doux. Le type de climat de la Mitidja est un type méditerranéen à tendance subtropicale à cause des brusques variations saisonnières [184].

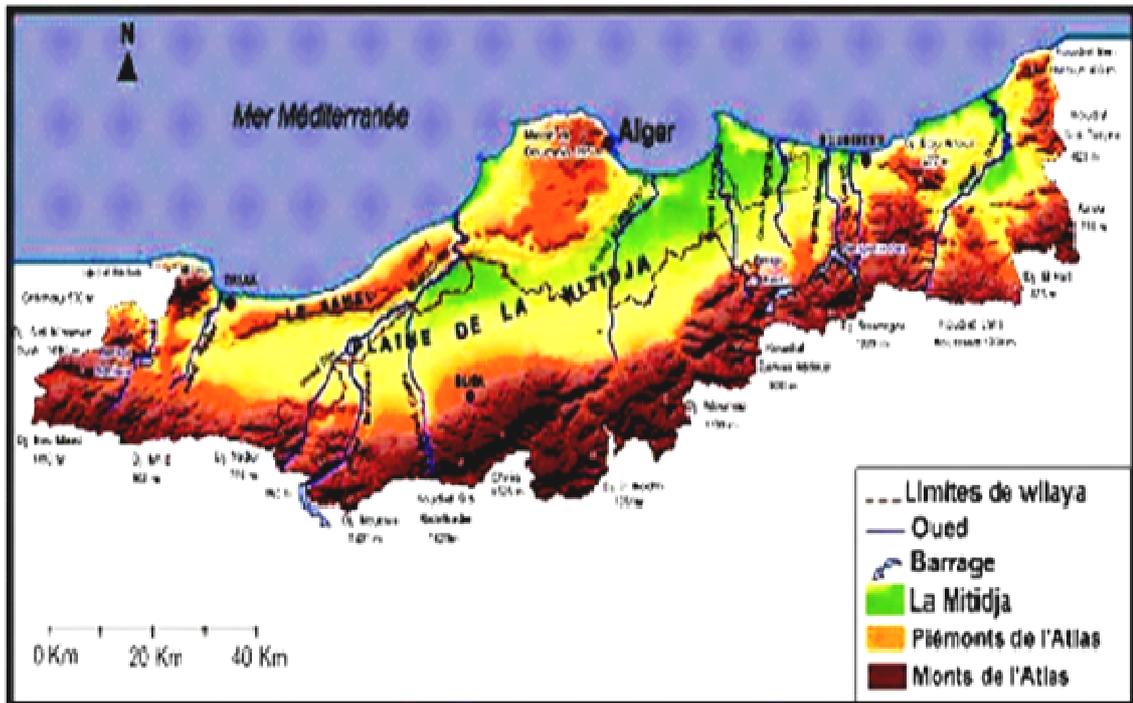


Figure 4.1 : Limite géographique de la Mitidja [182].

L'automne est généralement humide et doux, l'hiver et le printemps sont modérément pluvieux et relativement froids, l'été est chaud et sec.

4.1.2.1. La température

La température est un facteur limitant, car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait la répartition de la totalité des espèces des communautés vivant dans la biosphère [185].

Les données climatiques des températures de la période 2000-2010 (station météorologique de l'Institut Nationale de la recherche hydraulique) enregistrées pour la région de Soumâa (Bida, Mitidja Centrale) sont indiquées dans les Appendices (C_(1, 2, 3,4)).

L'analyse des températures dans cette décennie, fait 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 de l'année 2005 avec une température de 1,5 °C, et les moyennes des maxima du mois le plus chaud sont notées au mois d'août 2005 avec 40 °C. En Mitidja, pendant la période 2000 à 2010, les minimas moyens les plus bas varient entre 4.8°C et 5.9°C de janvier à mars alors que les maxima moyens les plus élevés fluctuent entre 33.2°C et 35.3°C de juin à août., les températures moyennes ne descendent pas au dessous de 10°C durant la période automno-hivernale, les températures moyennes estivales peuvent aller jusqu'à 27°C au mois d'août (figure 4.2).

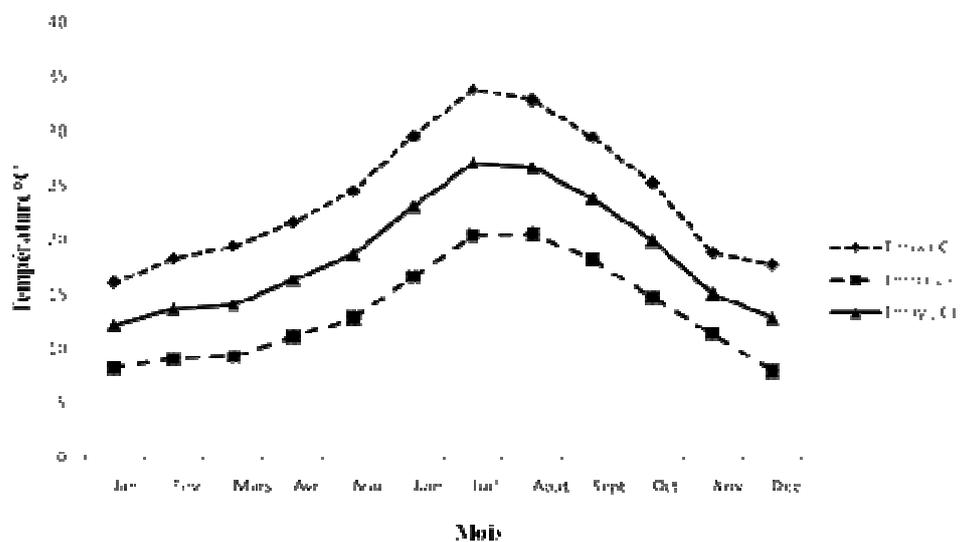


Figure 4. 2 : Evolution des moyennes des températures de la période 2000-2010 dans la région de la Mitidja (Soumâa, Données ANRH Soumâa).

4.1.2.2. La pluviométrie

Les précipitations moyennes annuelles dans la Mitidja varient entre 600 et 900 mm en fonction de la région considérée [182]. Les précipitations mensuelles en Mitidja ont un régime typiquement méditerranéen avec un maximum en hiver et un minimum en été [186]. Cette distribution inégale des précipitations au cours du cycle annuel et l'alternance saison humide et saison sèche joue un rôle régulateur des activités biologiques des ravageurs.

Les valeurs des précipitations enregistrées à la station météorologique de l'INRH au cours de la même période décennale 2000-2010 sont reportées dans

les tableaux figurant en Appendices C_(1, 2, 3,4). On peut remarquer deux saisons, une froide et humide allant d'octobre à avril et l'autre chaude et sèche de mai à septembre où les précipitations sont parfois nulles entre le mois de juin et août (figure 4.3). Les mois de Novembre, décembre et janvier restent les plus pluvieux.

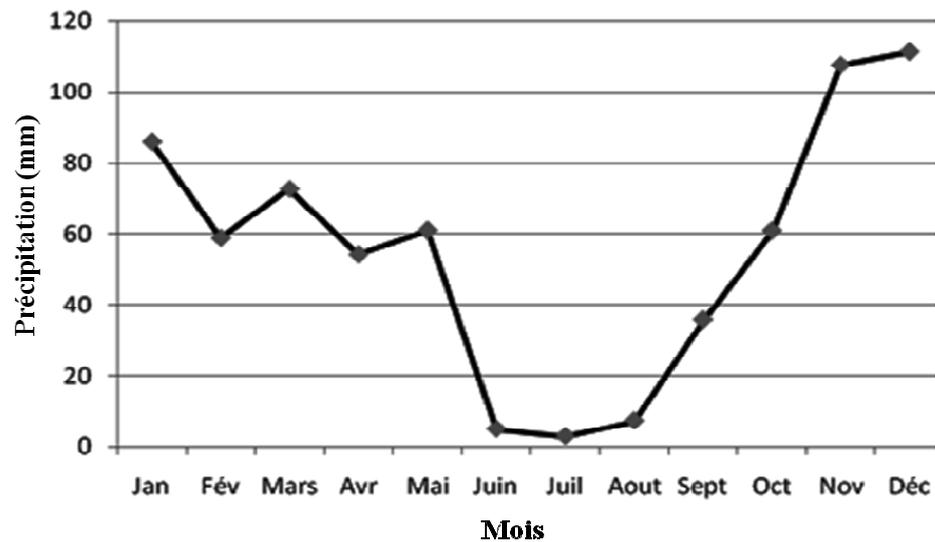


Figure 4.3 : Evolution des moyennes mensuelles des pluies de la période 2000-2010 dans la région de la Mitidja (Soumâa, Données ANRH Soumâa).

4.1.2.3. Les vents

Les vents les plus redoutés pour les vergers de la Mitidja sont ceux qui soufflent en hiver de l'ouest et du nord-ouest. Les vents desséchants du sud provoquent des dommages aux vergers lorsqu'ils sont insuffisamment protégés [182]. Cependant, le sirocco, vent très chaud et sec, reste le plus néfaste aux cultures car il peut souffler à n'importe quelle saison de l'année. Les dégâts se traduisent par un arrêt de la végétation, une défoliation et un dessèchement des extrémités, du côté le plus exposé.

Les vitesses du vent sont généralement faibles, elles oscillent entre 2,3 km/h à 4,3 km/h durant la période automno-hivernale à 3,3 et 4,2 km/h en période printano-estivale (Appendices C_(1, 2, 3,4) et figure 4.4).

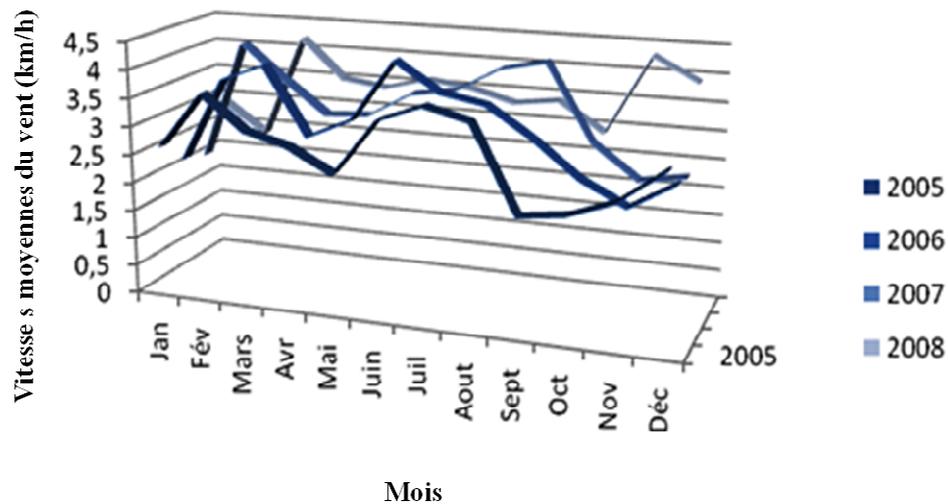


Figure 4.4 : Moyennes mensuelles des vitesses du vent dans la région de Soumâa (période 2005-2008) (Données ANRH Soumâa).

De février à mars et entre les mois de juin et août, les vitesses moyennes mensuelles sont les plus élevées et oscillent entre 3.4 et 3.6 km/h, dans la période de 2005 à 2008.

4.1.2.4. Gelée

Les gelées sont fréquemment signalées en hiver, elles causent de graves dommages sur les feuilles, les jeunes rameaux et les pousses donnant un aspect de brûlures.

4.1.3. La synthèse climatique

4.1.3.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен

Le mois sec est défini par la somme des précipitations moyennes exprimées en mm et sont inférieures au double de la température de ce mois ($P/2T$) [187]. Pour mettre en valeur cette définition, Bagnouls et Gausсен ont proposé un modèle de présentation graphique où on juxtapose les précipitations et les températures. Lorsque la courbe des précipitations rencontre celle des températures et passe en dessous de cette dernière, nous avons une période sèche.

Les données moyennes des précipitations et des températures enregistrées durant la période décennale 2000-2010 sont représentées dans la figure 4.5.

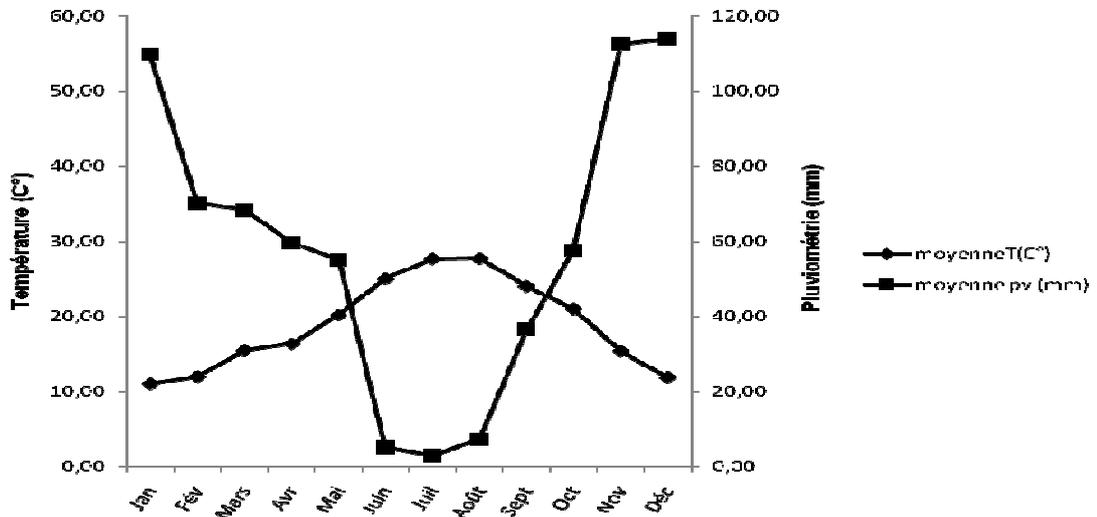


Figure 4.5: Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен durant la période 2000-2010, dans la région de Soumâa.

Au cours de la décennie 2000-2010, la période sèche s'installe de la fin mai à la fin de septembre. Les périodes humides se concentrent globalement dans la saison automno-hivernale avec une pluviométrie plus importante d'octobre à décembre, et durant la saison hiverno-printanière de janvier jusqu'à la mi mai.

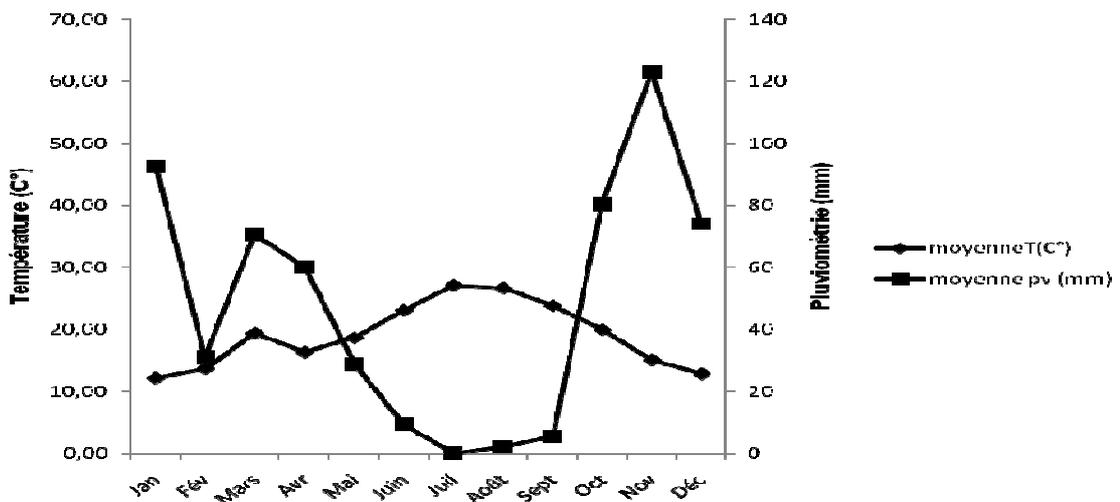


Figure 4.6 : Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de l'année 2010, dans la région de Soumâa.

Le diagramme ombrothermique établi pour l'année 2010, met en évidence une saison froide et humide de mi octobre à mi avril et une saison chaude et sèche de mai à septembre (figure 4.6). On constate une réduction des quantités de pluie pendant le mois de février.

4.1.3.2. Climagramme d'Emberger

L'indice d'Emberger permet la caractérisation des climats et leurs classifications dans l'étage bioclimatique méditerranéen. Le coefficient pluviométrique est calculé par la formule $Q_2 = 3.43 (P / (M - m))$ [188], avec P étant la pluviométrie annuelle (mm), M est la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud, et m la moyenne des températures minimales du mois le plus froid. D'après le calcul du Q_2 , l'étage bioclimatique de notre région d'étude se situe dans l'étage sub-humide à hiver frais concernant la décennie 2000-2010 (figure 4.7).

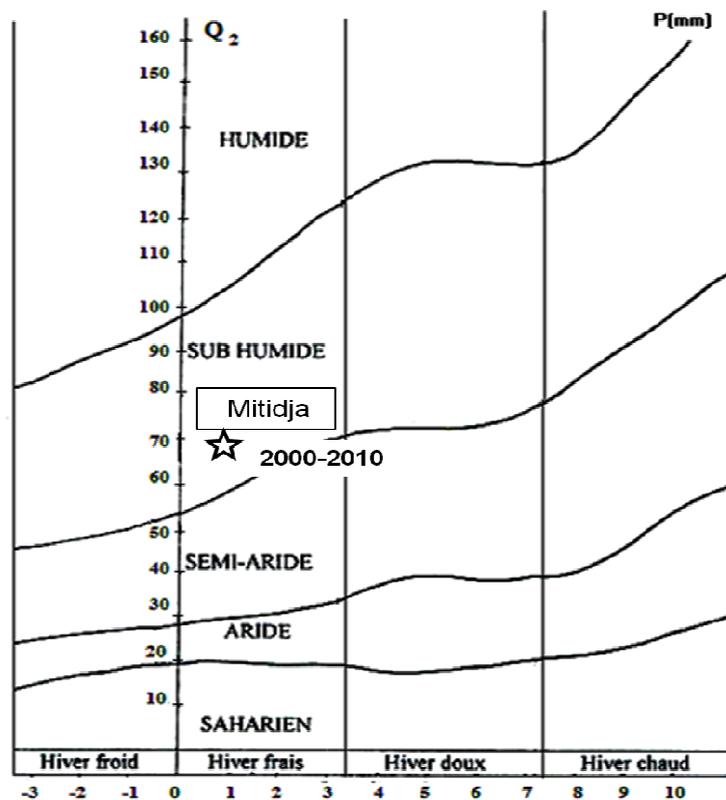


Figure 4.7 : Localisation de la région d'étude dans le climagramme d'Emberger.

4.2. Présentation de la station d'étude de Béni Mered

Notre expérimentation s'est déroulée au sein d'une station d'oliveraies privées située à la sortie de la commune de Béni Mered, en allant vers l'autoroute menant à la wilaya de Blida au Sud Est. Cette station était d'abord cultivée en arbres fruitiers et ce n'est qu'en 1998 que l'oliveraie a été installée. L'oliveraie se compose dans son ensemble de 6 parcelles séparées par des brises vents de pin d'Alep et de Casuarina (figure 4. 8) et composées de 650 arbres en totalité avec une distance de plantation de 6,5 m entre les arbres. Cette station est délimitée au Nord par la route qui mène à Oran, à l'Est par l'oued Beni azza, au Sud par la route principale qui mène à Béni Mered et à l'Ouest par la route qui mène à Beni Tamou.



Figure 4.8 : Situation des oliveraies étudiées dans la station expérimentale de Béni Mered (Google Earth, 2010).

L'échantillonnage a été effectué au niveau de deux jeunes parcelles d'oliviers, l'une plantée en oliviers de table variété « Sigoise » (figure 4.8_a), l'autre composée en oliviers de la variété d'huile « Chemlal » (figure 4.8_b). Les deux oliveraies respectives ont une superficie d'un hectare et sont séparées par une oliveraie de table, avec une distance d'environ 100 à 150 m.

Il n'y pas eu d'opérations d'entretien (taille, désherbage), de fertilisation et d'applications phytosanitaires appropriées au sein de la parcelle à olive de table durant toute la période de notre expérimentation. Contrairement, dans l'oliveraie à olive d'huile, les arbres ont été taillés, une fertilisation à base de fer sous forme de poudre et un désherbage ont été effectués en mars, ainsi qu'une application d'un insecticide d'une façon aléatoire à la fin du même mois.

4.3. Matériels et méthodes de travail

4.3.1. Matériels utilisé sur le terrain

L'essentiel de nos relevés d'échantillonnage tout au long de notre pratique sur le terrain a été basé sur des captures et des prélèvements d'échantillons d'insectes et d'organes végétaux par l'utilisation de pièges à eau et d'un matériel de frappage au niveau des arbres. Nous avons utilisé deux types de pièges à eau.

-Les pièges colorés jaune et bleu : Ce sont des récipients en forme de bac ou d'assiette, rempli d'eau additionnée de mouillant (produit à vaisselle). Le plan d'eau et la couleur attirent ainsi beaucoup d'Homoptères, de Diptères et des Hyménoptères qui s'y noient. Le comptage régulier des captures renseigne sur la présence et l'évolution des populations d'insectes ainsi surveillés [189] (figure 4.9_a).

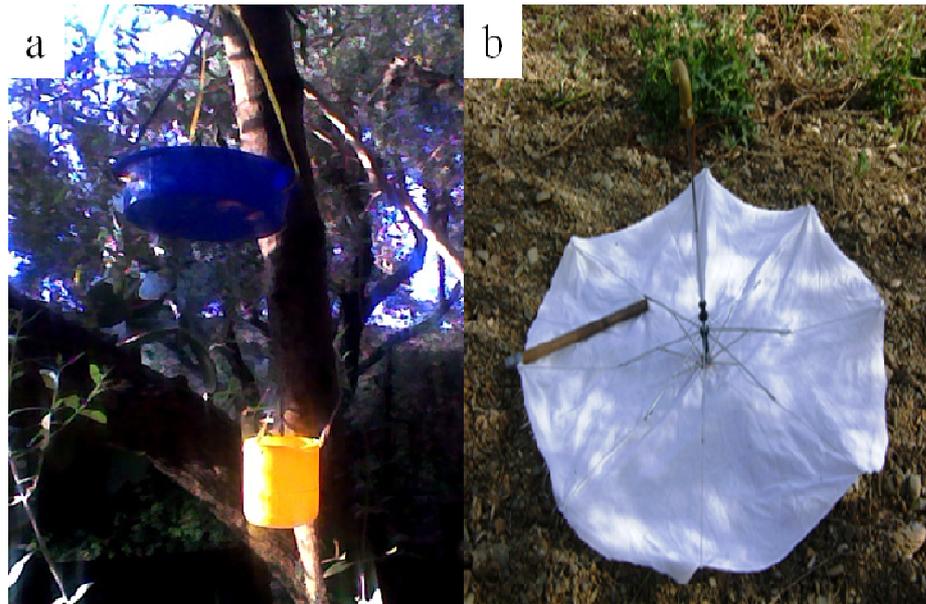


Figure 4.9 : Matériels de capture et de piégeage de l'entomofaune dans les oliveraies étudiés et disposition dans la frondaison de l'olivier (Photo personnel).

-Le parapluie japonais : Cet instrument est extrêmement pratique pour la récolte des insectes présents sur les arbres. Il est constitué d'une toile blanche solide, de 70 cm à 1 m de coté, qui est fixée aux quatre coins d'une armature pliante en bois ou en métal léger. On peut aussi le fabriquer à partir de la monture d'un parapluie [190] (figure 4.9_b). Il suffit de le tenir d'une main sous la végétation et de l'autre main munie d'une canne ou d'un bâton, on frappe avec force les branches sans arracher les feuilles. On obtient ainsi une grande quantité de petits coléoptères, de chenilles et d'autres insectes [191]. Il faut faire preuve d'un minimum de promptitude pour prélever les insectes tombés sur la toile car certains d'entre eux sont vifs et s'envolent rapidement, on peut se munir donc de la pince souple ou de l'aspirateur [190].

4.3.2. Méthodologie d'étude sur le terrain

Au niveau des 2 parcelles d'étude, notre échantillonnage a consisté en quatre étapes essentielles et a débuté en Avril 2010 pour s'achever en Octobre de la même année.

4.3.2.1. Captures des insectes par piégeage

Nous avons tout d'abord délimité une surface homogène de 1 hectare, dans laquelle 3 rangées d'arbres adjacentes sont choisies à chaque fois au hasard. Les échantillonnages sont réalisés sur 30 arbres au total, à raison de 3 arbres par rangée respective. Les deux types de pièges (9 pièges jaunes et 9 pièges bleus) [192] sont disposés dans la canopée, tout en effectuant des déplacements sur des transects en zig zag (figure 4.10).

Les pièges sont placés 1 fois par quinzaine tout au long de la période d'expérimentation considérée. Les insectes capturés sont récupérés au bout de 3 jours après le dépôt des différents pièges à chaque fois, ils sont ensuite mis dans de petits flacons contenant de l'alcool à 70°C pour une conservation et une identification ultérieure.

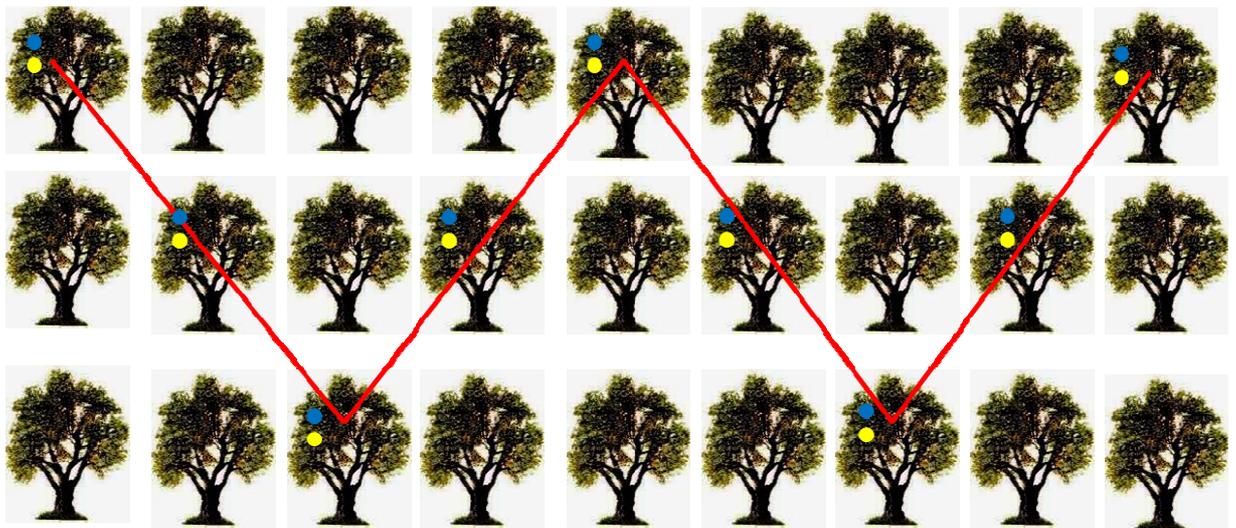


Figure 4.10 : Méthodologie d'échantillonnage sur terrain pour la disposition des pièges.

4.3.2.2. Echantillonnage par frappeage

Pour les récoltes des insectes par la méthode de frappeage, nous avons échantillonné mensuellement 10 arbres à raison d'un arbre par rangée, selon deux transects acheminés en diagonale [193]. Nous avons réalisé un temps de battage

d'environ 10 minutes par direction cardinale (Nord, Sud, Est, West et Centrale) et par arbre.

L'échantillonnage des rameaux et des feuilles s'effectue une fois par mois parallèlement à l'échantillonnage par frappage. Les prélèvements sont réalisés à hauteur d'homme au niveau des différentes directions cardinales [194], en prenant en considération la partie basse et la partie haute de la canopée de l'arbre.

Les échantillons de rameaux et de feuilles de l'olivier des deux variétés étudiées ont été conservés dans des sachets en papier pour dénombrer d'une part les stades larvaires de la cochenille *Saissetia olea*, et doser puis quantifier d'autre part les teneurs en sucres totaux et les teneurs en proline. Le comptage des stades larvaires du psylle *Euphyllura olivina* ainsi que les dosages de proline et des sucres totaux ont été effectués sur des échantillons de boutons floraux et de jeunes pousses prélevés durant la période printanière selon la même méthode indiquée pour l'échantillonnage de la cochenille de l'olivier.

Nous avons mentionné toutes les indications nécessaires sur les prélèvements effectués (variété étudiée, date de prélèvement, niveau de l'arbre et direction cardinale) avant de les acheminer au laboratoire.

4.3.2.3. Méthodologie d'étude au niveau de la strate herbacée

Dans chaque parcelle, nous avons délimité deux transects en diagonale (figure 4.11), de 100 m² chacun. Nous avons réalisé un relevé floristique par mois d'avril à octobre 2010 en estimant l'abondance de chaque espèce végétale rencontrée ainsi que les taxons d'insectes trouvés et l'abondance entomofaunique totale pour chaque plante. Les insectes inféodés à une même plante sont conservés dans des flacons contenant de l'alcool pour être identifiés ultérieurement. Les plantes récoltées sont disposées dans du papier journal et sont mise à sécher dans un endroit sec pour leur conservation puis leur identification (APPENDICE (D)) [193].

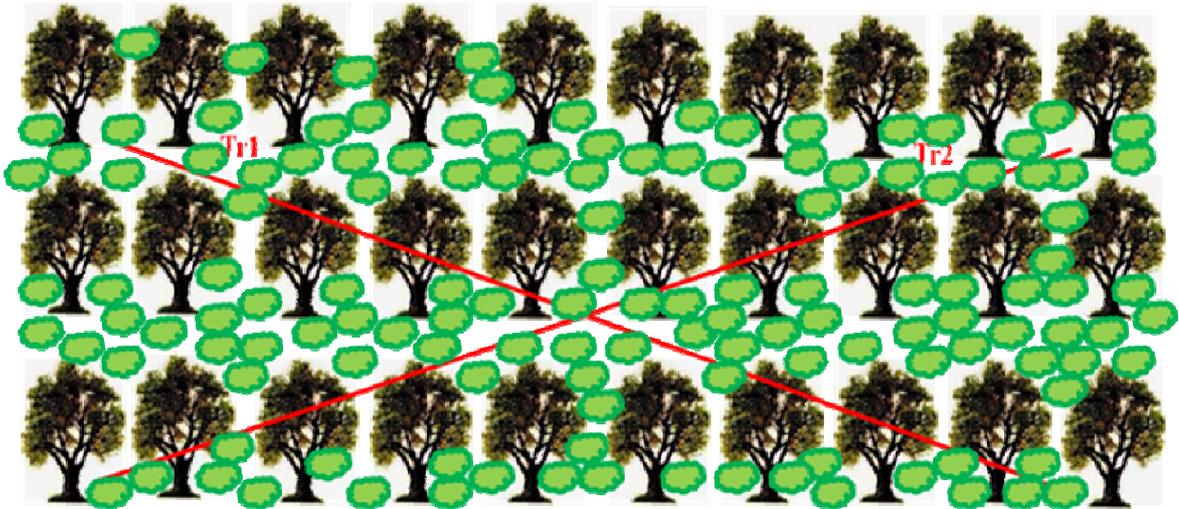


Figure 4.11 : Méthode d'étude des abondances insectes-plantes de la strate

herbacée dans les oliveraies.  : Arbre d'olivier  : Piège jaune  : Piège bleu Tr1, Tr2 : Transect de 100 m² au niveau des deux parcelles d'olivier

4.3.3. Méthode d'étude au laboratoire

La séparation selon leurs ordres et le dénombrement des insectes récoltés sur le terrain sont effectués à l'aide d'une loupe binoculaire. Les insectes de grande taille ont été fixés dans les Boîtes à collection à l'aide d'épingles entomologiques, les plus petits sont conservés dans de l'alcool à 70°. Les espèces ont été identifiées avec l'aide de spécialistes du laboratoire de zoophytologie et notamment grâce au Professeur Doumandji du département de zoologie agricole et forestière à l'Institut National Agronomique d'El Harrach. La classification des différents taxons jusqu'à l'espèce quand cela a été possible, ainsi que leur régime trophique sont mentionnés dans l'appendice E.

4.3.3.1. Dénombrement des stades biologiques des ravageurs étudiés

Le dénombrement des stades biologiques (L₂, L₃ et adulte) de la cochenille se fait sur 2 rameaux de 20 cm et sur 5 feuilles de chaque direction cardinale et des deux niveaux de l'arbre (inférieur et supérieur). Le dénombrement des stades larvaires du psylle s'effectue également au niveau de deux rameaux de 20 cm de chaque direction cardinale contenant des boutons floraux et des jeunes pousses foliaires.

4.3.3.2. Extraction et dosage des principes actifs

Les feuilles, les rameaux et les boutons floraux de l'olivier infesté par les deux espèces de ravageurs sont séchés puis broyées pour la réalisation de l'extraction des sucres totaux et de la proline.

Les sucres totaux (saccharose, glucose, fructose, leurs dérivés méthyles et les polysaccharides) sont dosés par la méthode de DUBOIS et *al* [195]. La proline est dosée par la méthode de BERGMAN et *al* [196] (Appendice F).

4.4. Analyse des données d'observations

4.4.1. Barycentre des espèces

Les différentes espèces d'insectes récoltées mensuellement ont fait l'objet d'un classement selon leur régime alimentaire. Nous obtenons ainsi des classes ou groupes que nous avons qualifiés de fonctionnels en rapport avec leurs interrelations trophiques.

Chaque groupe fonctionnel est donc représenté par la somme des effectifs des espèces ayant une même écologie trophique : par exemple les phytophages qui sont des consommateurs primaires, les auxiliaires contrôlant les populations de phytophages qui sont des consommateurs secondaires.

Nous avons considéré 4 groupes fonctionnels : phytophages, prédateurs, floricole et autres (groupe d'insectes qui n'ont pas de régime défini). Le calcul du barycentre **g** nous donne avec E étant la moyenne du groupe fonctionnel :

$$g = [E \text{ groupe } 1 + (2 \times E \text{ groupe } 2) + (3 \times E \text{ groupe } 3) + (4 \times E \text{ groupe } 4)] / \text{recouvrement total (= 100 \%)}$$

Par cette catégorisation, les espèces sont commodément ordonnées le long de la succession choisie grâce aux notions mathématiques de fréquence et de barycentre.

4.4.2. Comparaison des diversités entomofauniques

Nous avons tenu compte des richesses en insectes et en plantes ainsi que les diversités respectives basées sur les calculs de l'indice de Shannon et leurs probabilités associées (Past, vers. 1.97). Pour comparer ces diversités, nous avons eu recours aux diagrammes rang fréquence des espèces et des groupes fonctionnels et comparé les pentes des équations des droites pour avoir également les probabilités associées aux différences de diversités des communautés. A chaque relevé est associée la liste des espèces qui y ont été observées avec leur abondance. Les abondances des groupes fonctionnels des phytophages, des prédateurs, et des floricoles ont été normalisés par ajustement au modèle standard de Motomura (1932).

4.4.3. Analyses statistiques

L'exploitation des résultats a fait appel à une analyse multivariée (AFC, DCA et ACP). La matrice des données des groupes trophiques et des espèces d'insectes est soumise à une Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) puis à une Classification Ascendante Hiérarchique (CAH). En raison de la forte dominance de certaines espèces, une variante non paramétrique de l'A.F.C a été appliquée, la « Detrended Correspondence Analysis » ou D.C.A. Les distances entre les projections des relevés ou des espèces ne sont pas proportionnelles aux distances réelles, comme dans une A.F.C., ce qui permet un meilleur étalement des points sur le plan factoriel F1-F2 et donc une meilleure efficacité de projection. La classification hiérarchique des facteurs lignes ou colonnes se fait en considérant les coordonnées sur les premiers axes, de telle sorte qu'au moins 50 % de la variance cumulée soit observée. La distance euclidienne ainsi que la méthode de « Ward », basées sur les mesures de similarité entre variables a été prise en compte avec le logiciel PAST.

Nous avons réalisé également des analyses univariées de corrélation, de cross corrélation et d'analyse de variance à l'aide du modèle linéaire global, (Past

vers. 1.97) [197]. Nous avons réalisé une analyse de variance lorsque le problème était de savoir si la moyenne d'une variable quantitative variait significativement selon les conditions. Dans les cas où plusieurs facteurs sont en jeu (variété, période, stades biologiques des ravageurs, teneurs en proline et en sucres), nous avons utilisé le modèle linéaire global (GLM), pour connaître explicitement l'effet d'un facteur indépendamment.

CHAPITRE 5

RESULTATS

5.1. Evolution spatio-temporelle comparée des groupes entomofauniques fonctionnels dans l'oliveraie de table et l'oliveraie d'huile

Le tableau des abondances moyennes temporelles des différents groupes fonctionnels de l'oliveraie de table a été soumis à une DCA (figure 5.1_a) montrant 34% et 10% de contribution des informations rapportées sur les axes 1 et 2 respectivement. Ce même plan d'ordination affiche une superposition des 4 enveloppes respectives des groupes des phytophages et des prédateurs qui sont les plus importants, avec les floricoles et enfin le dernier groupe (autre) représenté essentiellement par des espèces de Diptères Muscidae et Calliphoridae. Ces 4 groupes sont présents simultanément dans la période qui s'étale entre mai et octobre, ce qui illustre une homogénéité globale des communautés. Les mois d'avril et août ne correspondent pas à des groupes spécifiquement inféodés.

Au niveau de l'oliveraie d'huile, les axes 1 et 2 participent avec 20% et 13% de contribution de la variance respectivement, (figure 5.1_b). La DCA nous montre un chevauchement différent des enveloppes des 4 groupes fonctionnels observés particulièrement entre juin et octobre. On constate un ordre d'installation successional allant du groupe des autres puis des floricoles et des prédateurs, constituant des communautés précoces, jusqu'au groupe des phytophages qui colonisent les derniers la plantation. Ainsi, le groupe représenté par les auxiliaires prédateurs et parasites semble dominer avec celui des floricoles, le groupe des phytophages. Les floricoles sont surtout abondants durant la période estivale tandis que les prédateurs et les phytophages se rencontrent durant la période estivo-automnale en juin, septembre et octobre.

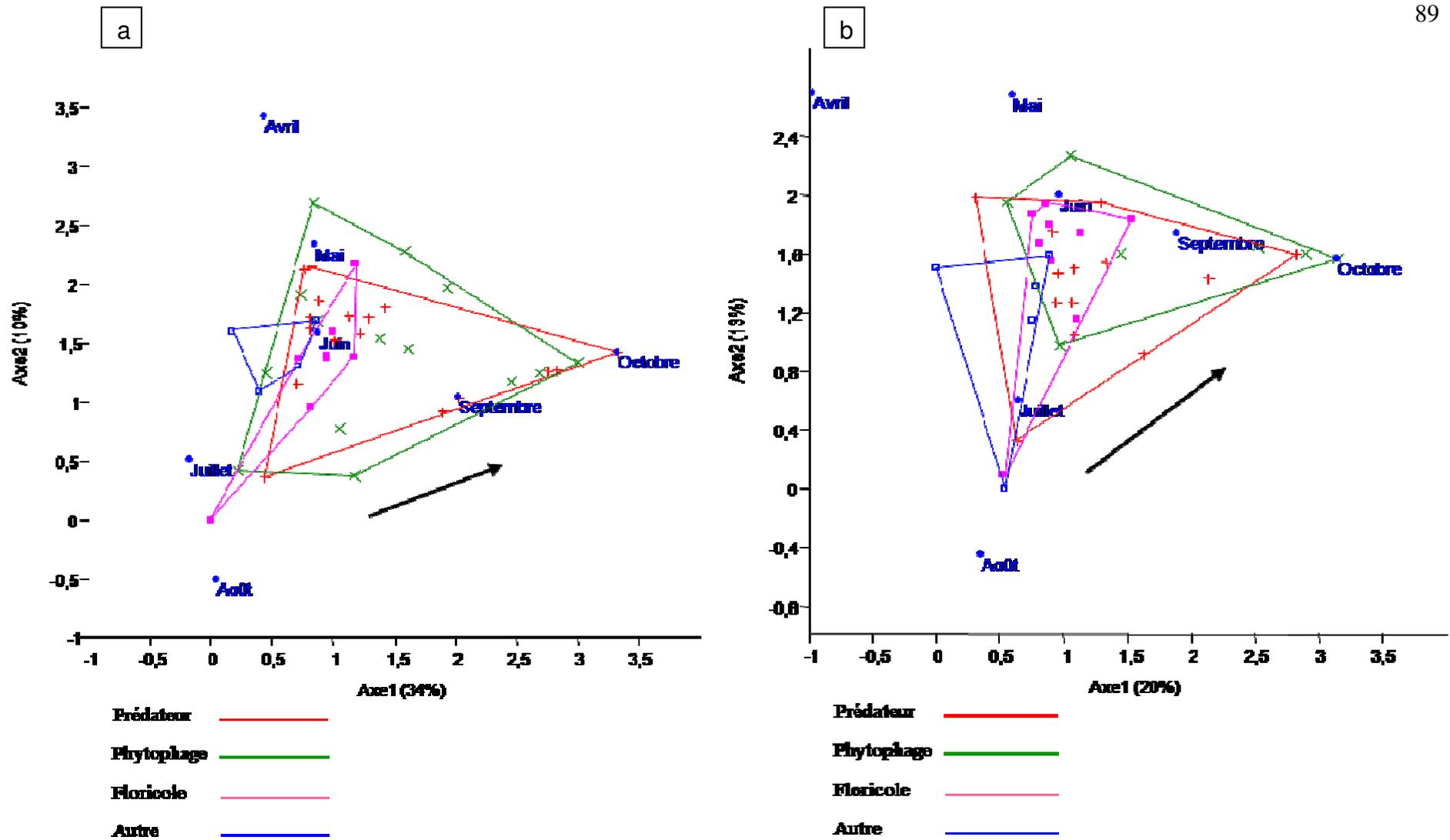


Figure 5.1 : Detrended correspondance analysis (DCA) des assemblages trophiques de l'entomofaune de l'oliveraie de table (a) et de l'oliveraie d'huile (b)

5.2. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans les deux oliveraies

La structure de l'entomocénose associée à l'olivier a été comparée entre les deux oliveraies durant une période de 7 mois (figure 5.2_{a, b} et figure 5.3_{a, b}). Dans chacune des communautés, nous avons séparé les 4 groupes fonctionnels de manière à mieux visualiser leur installation et leur ordre d'arrivée temporel dans une oliveraie par rapport à l'autre.

5.2.1. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans la parcelle à olive de table

La DCA réalisée sur le tableau de relevés des abondances moyennes différentes montre 34% et 10 % de contribution des d'informations le plan d'ordination défini par les composantes 1 et 2 de l'AFC respectivement (figure 5.2_a). La CAH (figure 5.2_b) obtenue par la méthode de Ward's a permis de structurer les peuplements en 4 groupes sur la base de la mesure de similitude entre les coordonnées des différentes variables.

- Le groupe 1 qui est corrélé au mois de septembre et octobre (période automnale), rassemble en majorité des Coccinellidae coccidiphages, comme *Cryptolaemus montrouzieri*, *Cryptohypnus pulchellus*, *Pullus suturalis*, *Pullus mediteraneus* et *Pharoscymnus* sp. mais également un Hétéroptère prédateur Miridae dont la présence semble coïncider avec celle des larves de la deuxième génération du psylle *Euphyllura olivina* au niveau des jeunes pousses. Avec cet assemblage de prédateurs, on observe des phytophages Acrididae (*Anacridium aegyptium*) au stade larvaire et des Curculionidae (*Lixus paraplecticus*) qui peuvent s'alimentent au dépend des feuilles de la plante hôte ou trouver refuge au niveau de la basse végétation.
- Le groupe 2 corrélé au mois de juillet et août, est plus riche en espèces par rapport au précédent. On y retrouve un mélange d'espèces de différents régimes

trophiques par exemple des orthoptéroïdes Mantidae *Sphodromantis bioculata* et *Phaneroptera nana* de l'ordre des Orthoptères Ensifères.

La présence de *Dacus olea* peut être justifiée par sa période de ponte qui coïncide avec le début de la maturité des jeunes olives. Une activité faible de la fourmi *Messor barbara* est en outre remarquée au sein des arbres, pouvant être en relation avec les températures élevées enregistrées aux mois de juillet et août, oscillant entre 26 et 27°C (appendice C₄) ou à une moindre présence des phytophages secrétant le miellat et qui peut être source de nourriture pour cette espèce de Formicidae.

La diminution de l'abondance des jeunes larves de *Saissetia olea* durant cette période peut être due à la présence de *Pyrrhoderus apterus* qui est une espèce prédatrice de l'ordre des Hétéroptères. Le groupe comporte aussi des espèces de Diptères (*Lucilia sp*, *Musca domestica* et *Chrysotoxum cautum*) et des espèces de l'ordre des Hyménoptères tels que *Colletes daviesanus*, *Vespa germanica* et *Apis mellifera*, espèces pollinisatrices pouvant se rencontrer aussi sur les plantes adventices se trouvant encore en floraison durant ces deux mois.

- Le groupe 3 renferme uniquement 4 espèces de phytophages (*Bembidion lampros*, *Chrysomela staphylea*, *Andrena tibialis* et *Otiorhyncus singularis*). L'occurrence de ces espèces semble coïncider avec la reprise du cycle végétatif de l'olivier à partir d'avril notamment avec la disponibilité d'une alimentation composée de jeunes pousses et de jeunes feuilles, aussi bien dans la canopée que dans la strate herbacée.

- Le groupe 4 est le plus représentatif étant donné le nombre important d'insectes qu'il englobe, il est corrélé au mois de juin. Les phytophages caractérisent des ravageurs potentiels de l'olivier présents avec 4 espèces (*Saissetia olea*, *Euphyllura olivina*, *Otiorhyncus sp* et *Prays sp*).

D'autres prédateurs très variés apparaissent simultanément avec l'augmentation du nombre de larves du deuxième stade de *Saissetia olea* et la

présence des adultes d'*Euphyllura olivina* au niveau des feuilles. Les Coccinellidae coccidiphages sont représentées par 4 espèces (*Pharoscymnus sp*, *Chilocorus similis*, *Chilocorus bipustulatus*, *Platynaspis luteorubra*). Les Hyménoptères parasitoïdes pouvant avoir un rôle régulateur sur les stades larvaires de la cochenille noire sont représentés par une espèce d'Ichneumonidae et deux espèces de Braconidae. Au sein de ce peuplement, la fourmi *Cataglyphis bicolor* a une activité assez importante au sein de l'arbre qui peut être en relation avec la présence du miellat sécrété par la cochenille et le psylle durant cette période.

On rencontre en outre d'autres prédateurs comme *Forficula auricularia* de l'ordre des Dermaptères, *Chrysoperla carnea* (Névroptère), et *Anthocoris nemorum* de l'ordre des Hétéroptères qui représentent de bons régulateurs de la densité du psylle et de la cochenille au niveau du verger. L'occurrence de plantes adventices en pleine floraison a favorisé par ailleurs l'attraction des espèces de Diptères de la famille des Syrphidae prédateurs (*Eristalinus sepulchralis*, *Eristalis arbustorum*) et des Hyménoptères pollinisateurs et floricoles de la famille des Vespidae (*Vespula vulgaris*, *Polistes gallicus*).

5.2.2. Evolution spatio-temporelle des taxons de l'entomofaune dans la parcelle à olive d'huile

Les informations apportées par les moyennes d'abondance des insectes de l'oliveraie d'huile contribuent avec 20% et 13 % de la variance sur le plan d'ordination axe1 x axe2 de la DCA respectivement (figure 5.3_a). La CAH établie à partir de mesures de distance selon la méthode de « Ward » (figure 5.3_b) a permis de structurer les peuplements en 4 groupes distincts.

- Le groupe 1 est corrélé uniquement au mois d'octobre (période automnale). Il rassemble d'une part 4 espèces, une espèce de Coccinellidae (*Pullus suturalis*) sous forme d'adultes et de larves du troisième stade et qui contribue à la régulation des populations de *Saissetia olea* en cette période ; et 3 espèces de

phytophages d'autre part. On distingue ainsi un orthoptère Acrididae (*Anacridium aegyptium*) au stade larvaire, un coléoptère Curculionidae (*Lixus paraplecticus*) et un coléoptère Elateridae (*Cryptohypnus pulchellus*), qui s'alimentent au dépend des feuilles de la plante hôte ou qui peuvent trouver refuge au niveau de la végétation de la strate herbacée.

- Le groupe 2 est corrélé au mois de juillet et août (période estivale), composé seulement de trois espèces. Un Hyménoptère parasitoïde Braconidae pouvant avoir un rôle régulateur sur les larves de second stade de *Saissetia olea* présentes sur la partie inférieure des feuilles à cette période. La seconde espèce est un hyménoptère Apoïdae (*Colletes daviesanus*) qui se rencontre aussi sur les plantes adventices. La troisième espèce est un Diptère de la famille des Tachinidae (*Tachina fera*) dont la présence peut être occasionnelle en raison de sa faible représentativité.

- Le groupe 3 est corrélé aux mois d'avril, mai et juin (période printano-estivale). En plus des prédateurs *Forficula auricularia* et *Anthocoris nemorum*, il regroupe 2 espèces phytophages : le psylle de l'olivier *Euphyllura olivina* présent par ses différents stades larvaires en période de floraison, et le coléoptère Curculionidae *Otiorhyncus singularis* dont l'activité coïncide avec une disponibilité nourricière et énergétique constituée de jeunes pousses et de jeunes feuilles. La présence des Syrphidae (*Chrysotoxum cautum* et *Eristalinus sepulchralis*), et de *Vespa germanica*, en cette période a une relation avec la floraison des plantes herbacées. Des Diptères Calliphoridae du genre *Lucilia sp* sont occasionnels vu leur faible abondance dans les pièges.

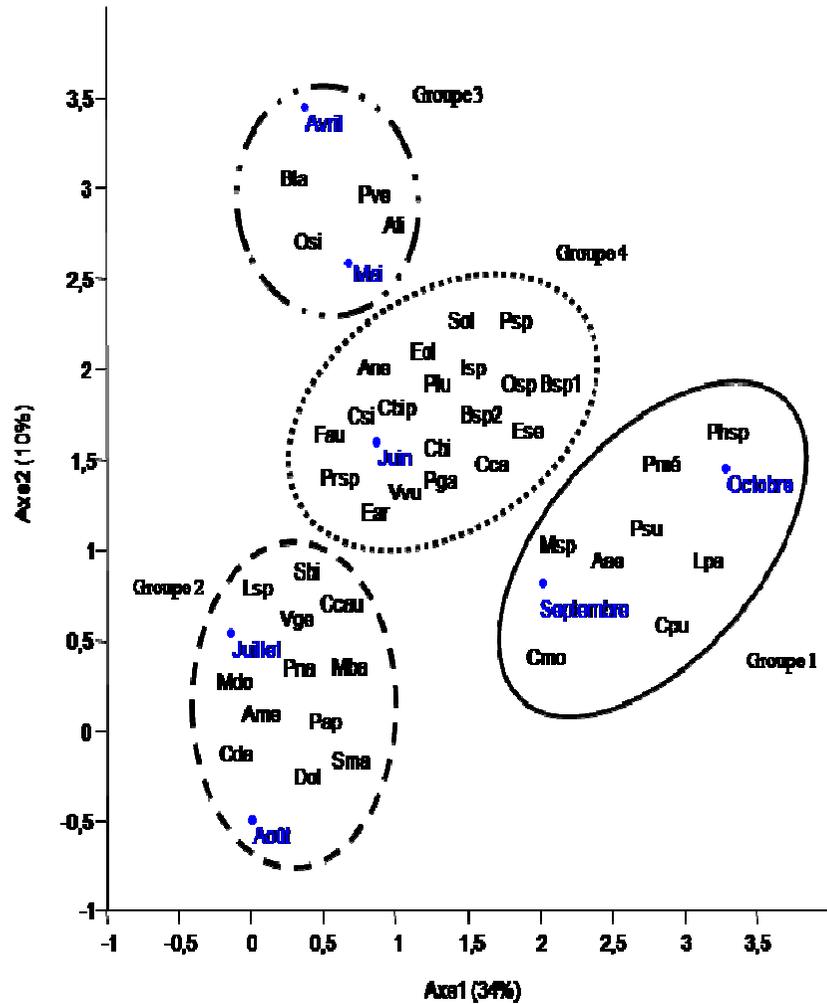


Figure 5.2_a: Projection des espèces d'insectes de l'oliveraie de table sur le plan d'ordination de l'AFC d'Avril à Octobre.

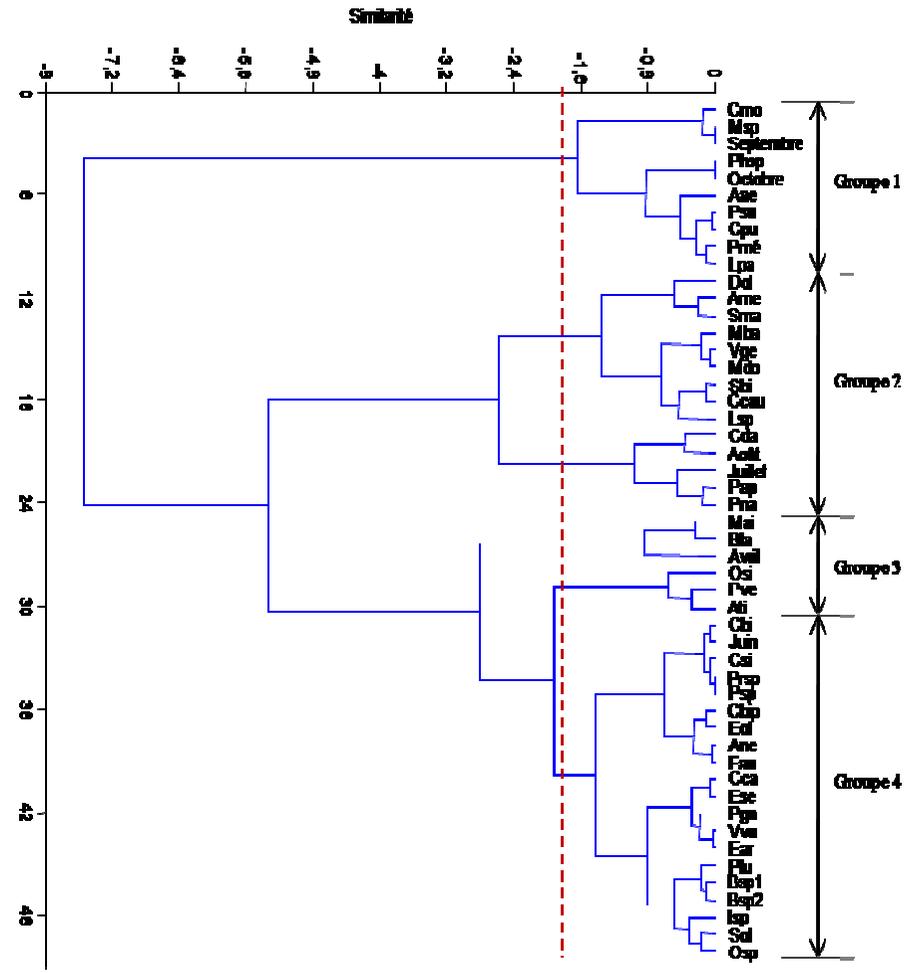


Figure 5.2_b : Classification ascendante hiérarchique (CAH) des assemblages entomofauniques au niveau de l'oliveraie de table d'Avril à Octobre.

- Le groupe 4 est un groupe automnal mixte, corrélé au mois de septembre. Il est représenté par *Saissetia olea* au stade L2 et dont les populations se trouvent associées à un cortège d'espèces auxiliaires de différents ordres et familles. On peut rencontrer dans cette communauté *Sphodromantis bioculata*, des Formicidae (*Messor barbara*, et *Cataglyphis bicolor*) des Braconidae parasitoïdes (*Braconidae sp1*), des Hétéroptères Miridae (*Miridae sp*), Pyrrhocoridae (*Pyrrhocoris apterus*) et Pentatomidae (*Palomena viridula*), des Coccinellidae présents avec trois espèces (*Platynaspis luteorubra*, *Chilocorus bipustulatus*, *Chilocorus similis*) ainsi que *Chrysoperla carnea* de la famille des Chrysopidae très actif au stade larvaire pouvant ingérer de très grandes quantités de larves de la cochenille. La floraison de certaines plantes adventices durant cette période automnale est propice pour le développement, des Vespidae (*Polistes gallicus*) et des Apidae (*Apis mellifera*), et également des Syrphidae (*Eristalis arbustorum*, *Syrphus sp*, *Volucella bombylans*), et enfin des Muscidae (*Musca domestica*) et des Tipulidae.

5.3. Analyse des groupes fonctionnels

5.3.1. Diagrammes rang-fréquence

Nous avons eu recours aux valeurs logarithmiques des abondances pour tracer les diagrammes rang-fréquence illustrés dans la figure 5.4, pour expliquer la structure et la diversité de chaque groupe trophique respectif.

Le groupe des phytophages de l'oliveraie de table montre une richesse de 14 espèces (figure 5.4_a). On y distingue deux communautés hétérogènes : l'une est représentée par *E. olivina* très différente en raison de sa densité élevée, l'autre communauté est plus équilibrée et plus homogène avec 13 espèces représentées par de faibles densités. Il s'agit des espèces *S. olea*, *B. lampros*, *P. nana*, *L. paraplecticus*, *S. maculata*, *D. olea*, *Prays sp*, *P. versicolora*, *Otiorhyncus singularis* et *A. aegyptium*.

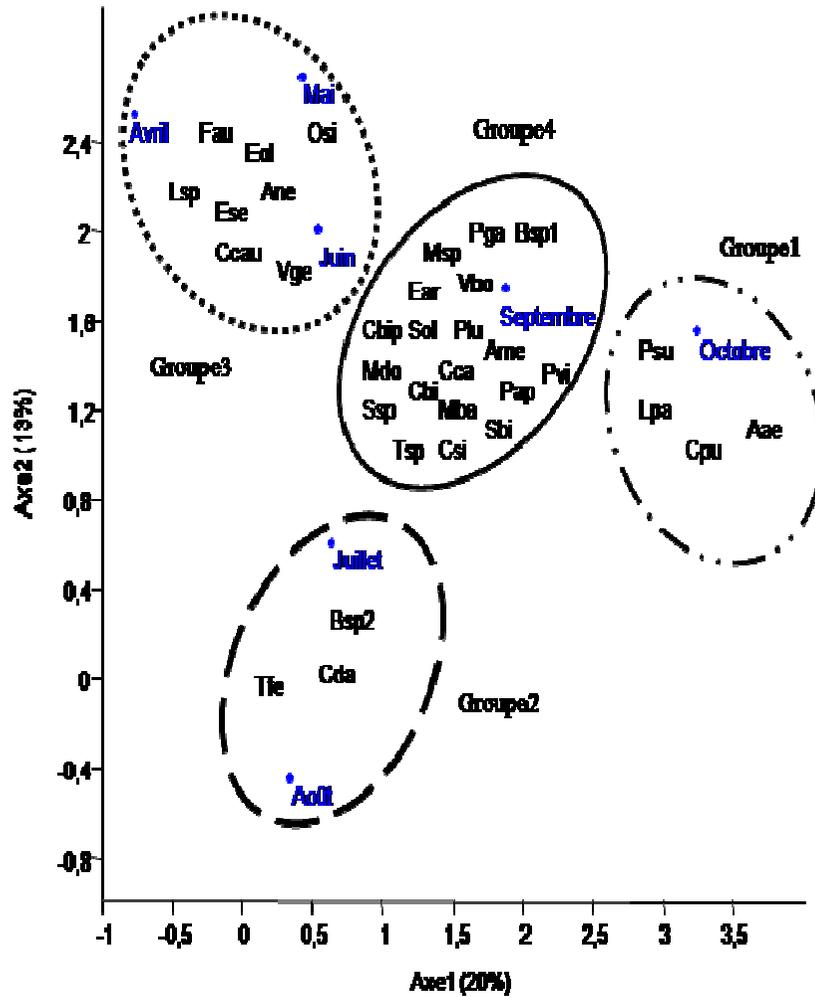


Figure 5.3_a: Projection des espèces d'insectes de l'oliveraie d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.

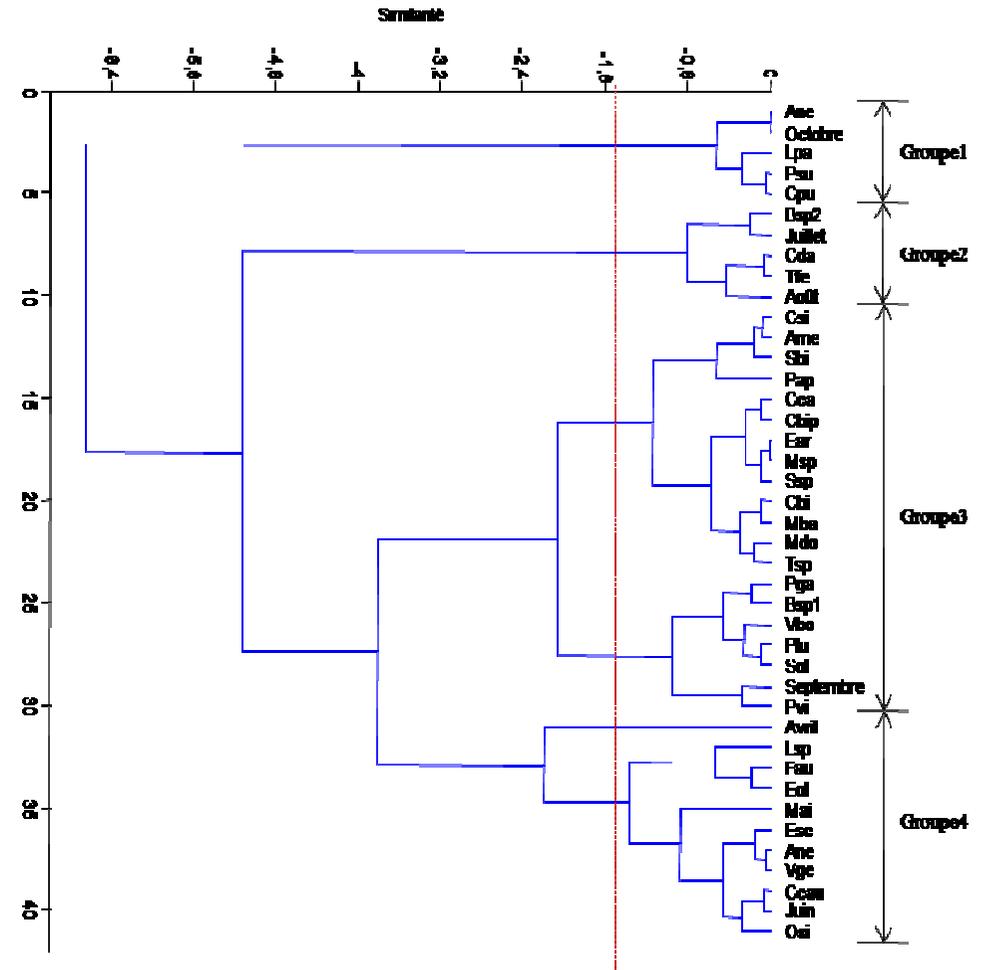


Figure 5.3_b : Classification ascendante hiérarchique des groupes d'insectes de l'oliveraie d'huile d'Avril à Octobre.

La richesse des phytophages dans la parcelle à olive d'huile est de l'ordre de 7 espèces, ce qui représente la moitié de la richesse de la parcelle d'olive de table (figure 5.4_b). On note la présence d'une seule communauté de structure hétérogène englobant les espèces : *E. olivina*, *C. pulchellus*, *S. olea*, *O. singularis*, *L. paraplecticus* et *A. aegyptium* de densités variables perturbées par rapport à la normale des espèces, représentée par la droite de régression linéaire du modèle de Motomura.

L'ordre d'arrivée des espèces de phytophages au niveau des deux parcelles peut être similaire comme il peut être différent. L'espèce *E. olivina*, *C. pulchellus* et *S. olea* s'installent dans les deux oliveraies dans le même ordre mais avec des densités différentes. *Lixus paraplecticus* s'installe d'abord dans la parcelle à olive de table puis dans la parcelle à olive d'huile contrairement à *Otiorynchus singularis*, *Anacridium aegyptium* qui arrivent les dernières pour les deux oliveraies.

On observe une homogénéité du profil des diagrammes des communautés de prédateurs des deux oliveraies, représentées par 19 espèces et 15 espèces dans la parcelle de table et la parcelle d'huile respectivement (figure 5.4_{c,d}). Il ressort néanmoins une perturbation apparente de la communauté prédatrice dans la parcelle d'olive d'huile par rapport à la normale des espèces.

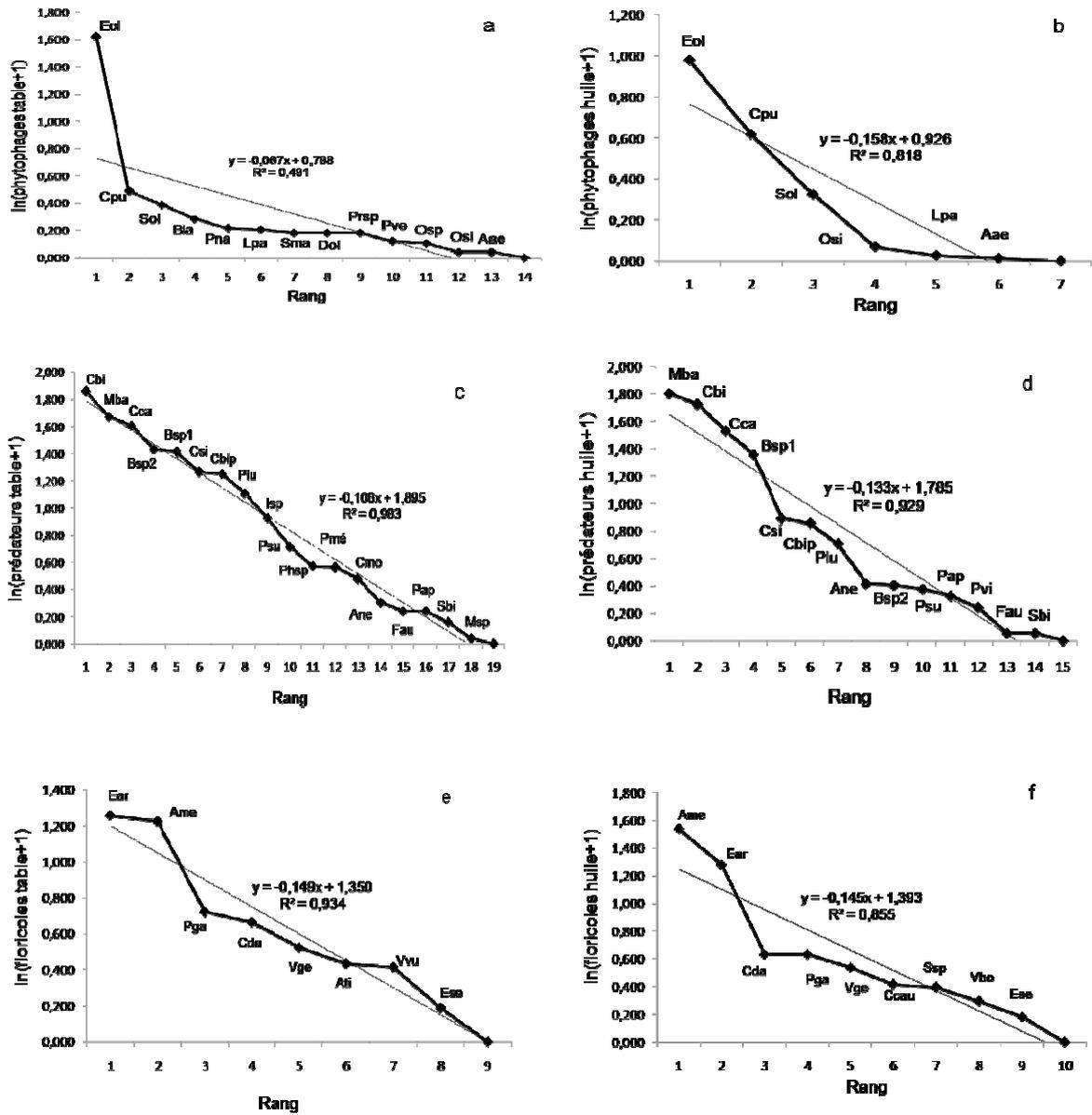


Figure 5.4 : Diagrammes rang-fréquence des groupes fonctionnels des deux oliveraies (variété de table : à gauche, variété d'huile à droite) (a et b groupe des phytophages, c et d groupe des prédateurs, e et f groupe des floricoles).

Phytophages Oliveraie de table	Phytophages Oliveraie d'huile
Eol : <i>Euphyllura olivina</i> , Cpu : <i>Cryptohypnus pulchellus</i> , Sol : <i>Saissetia olea</i> , Bla : <i>Bembidion lampros</i> , Pna : <i>Phaneroptera nana</i> , Lpa : <i>Lixus paraplecticus</i> , Sma : <i>Strangalia maculata</i> , Dol : <i>Dacus olea</i> , Psp : <i>Prays sp</i> , Pve : <i>Plagiodera versicolora</i> , Osp : <i>Otiorhyncus sp</i> , Osi : <i>Otiorhyncus singularis</i> , Aae : <i>Anacridium aegyptium</i> ,	Eol : <i>Euphyllura olivina</i> , Cpu : <i>Cryptohypnus pulchellus</i> , Sol : <i>Saissetia olea</i> , Osi : <i>Otiorhyncus singularis</i> , Lpa : <i>Lixus paraplecticus</i> , Aae : <i>Anacridium aegyptium</i>
Prédateurs Oliveraie de table	Prédateurs Oliveraie d'huile
Cbi : <i>Cataglyphis bicolor</i> , Mba : <i>Messor barbara</i> , Cca : <i>Chrysopperla carnea</i> , Bsp2 : <i>Braconidae sp2</i> , Bsp1 : <i>Braconidae sp1</i> , Csi : <i>Chilocorus similis</i> , Cbip : <i>Chilocorus bipustulatus</i> , Plu : <i>Platynaspis luteorubra</i> , Isp : <i>Ichneumonidae sp</i> , Psu : <i>Pullus suturalis</i> , Phsp : <i>Pharoscygnus sp</i> , Pme : <i>Pullus mediteraneus</i> , Cmo : <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> , Ane : <i>Anthocoris nemorum</i> , Fau : <i>Forficula auricularia</i> , Pap : <i>Pyrrocoris apterus</i> , Sbi : <i>Sphodromantis bioculata</i> , Msp : <i>Miridae sp</i>	Mba : <i>Messor barbara</i> , Cbi : <i>Cataglyphis bicolor</i> , Cca : <i>Chrysopperla carnea</i> , Bsp1 : <i>Braconidae sp1</i> , Csi : <i>Chilocorus similis</i> , Cbip : <i>Chilocorus bipustulatus</i> , Plu : <i>Platynaspis luteorubra</i> , Ane : <i>Anthocoris nemorum</i> , Bsp2 : <i>Braconidae sp2</i> , Psu : <i>Pullus suturalis</i> , Pap : <i>Pyrrocoris apterus</i> , Pvi : <i>Plomena viridula</i> , Fau : <i>Forficula auricularia</i> , Sbi : <i>Sphodromantis bioculata</i>
Floricoles Oliveraie de table	Floricoles Oliveraie d'huile
Ear : <i>Eristalis arbustorum</i> , Ame : <i>Apis mellifera</i> , Pga : <i>Polistes gallicus</i> , Cda : <i>Colletes daviesanus</i> , Vge : <i>Vespa germanica</i> , Ati : <i>Andrena tibialis</i> , Vvu : <i>Vespula vulgaris</i> , Ese : <i>Eristalinus sepulchralis</i>	Ame : <i>Apis mellifera</i> , Ear : <i>Eristalis arbustorum</i> , Cda : <i>Colletes daviesanus</i> , Pga : <i>Polistes gallicus</i> , Vge : <i>Vespa germanica</i> , Ccau : <i>Chrysotoxum cautum</i> , Ssp : <i>Syrphus sp</i> , Vbo : <i>Volucella bombylans</i> , Ese : <i>Eristalinus sepulchralis</i>

L'ordre d'arrivée des espèces est différent au niveau des deux parcelles. *Cataglyphis bicolor* est par exemple présente en première position dans la parcelle de table et en seconde position dans la parcelle d'olive d'huile (figure 5.4_d) et c'est le cas contraire pour l'espèce *Messor barbara*. La mise en place de l'espèce *Chrysopperla carnea* se fait dans le même ordre dans les deux parcelles.

Les richesses des floricoles, représentés par une seule communauté, sont presque similaires dans l'oliveraie à table et à huile: 9 et 10 espèces respectivement (figure 5.4_e et 5.4_f). La communauté des floricoles de l'oliveraie d'huile semble perturbée par *Colletes daviesanus*. L'ordre d'arrivée des insectes est différent au niveau des deux parcelles. L'espèce *Eristalis arbustorum* est présente en première position dans la parcelle de table, or elle s'installe en seconde position dans la parcelle d'olive d'huile, contrairement à l'espèce *Apis*

mellifera. La mise en place de l'espèce *Polistes gallicus* et *Colletes daviesanus* au niveau des deux parcelles est similaire (figure 5.4_e et 5.4_f).

Nous avons analysé les diversités comparées des trois groupes fonctionnels dans les deux oliveraies. Le tableau 5.1 comporte les résultats finaux des probabilités (P) du rapprochement des fluctuations des groupes entomofauniques au modèle de Motomura (1932) et les probabilités (P) associées aux pentes des ajustements des séries géométriques entre les groupes deux à deux dans les deux oliveraies. L'ajustement à la série géométrique du modèle de Motomura calculé par les coefficients de Pearson est statistiquement significatif pour les 6 assemblages ($p=0,0047^{**}$, $p=6,8733 \times 10^{-17^{***}}$, $p=2,1286 \times 10^{-5^{***}}$, $p=0,0047^{**}$, $p=1,1698 \times 10^{-8^{***}}$, $p=0,0001^{***}$). Les calculs ont mis en évidence des différences hautement significatives pour les différents assemblages de chaque oliveraie respective (tableau 5.1). La comparaison des pentes a révélé la présence d'une probabilité hautement significative ($p=1,44 \times 10^{-5}$, $p < 1\%$) entre le groupe des prédateurs de l'oliveraie de table et les prédateurs de l'oliveraie d'huile, et une probabilité marginale entre les phytophages de l'oliveraie de table et les phytophages de l'oliveraie d'huile ($p=0,084$).

5.3.2. Succession des groupes fonctionnels dans la parcelle d'olive de table

La position des courbes des diagrammes rang-fréquence, leurs formes et leurs limites nous renseignent sur la stratégie dont les espèces choisissent d'arriver dans les parcelles. La succession écologique des groupes de phytophages, des prédateurs, des floricoles et du groupe d'espèces diverses à régime trophique indéterminé a été étudiée en calculant le barycentre ou l'abondance maximale de chaque groupe fonctionnel. Le temps d'apparition (ou « Lag ») qui sépare par succession un groupe fonctionnel d'un autre a été estimé par le test de cross-corelation, (Past vers. 9.1) (tableau 5.2). Chaque assemblage trophique est constituée d'un amalgame d'espèces d'insectes ayant chacune sa propre dynamique évolutive.

Tableau 5.1 : Comparaison des pentes des groupes entomofauniques à l'ajustement du modèle Motomura (1932).

	Phyto_table	Préda_table	Flori_table	Phyto_huile	Préda_huile	Flori_huile
Pentes (Slopes)	-0,060	-0,111	-0,149	-0,128	-0,142	-0,145
Ajustement Motomura (P)	0,0047**	$6,8733 \times 10^{-17}$ **	$2,1286 \times 10^{-5}$ **	0,0047**	$1,1698 \times 10^{-8}$ **	0,0001**
Phyto_table	—————			0,084		
Préda_table		—————			$1,44 \times 10^{-5}$ **	
Flori_table			—————			0,267 ^{NS}
Phyto_huile				—————		
Préda_huile					—————	
Flori_huile						—————

* : Probabilité significative à 5%, ** : Probabilité hautement significative à 1%, NS : Non significative

Phyto_table : Groupe des phytophages de l'olivieraie de table, Préda_table : Groupe des prédateurs de l'olivieraie de table, Flori_table : Groupe des floricoles de l'olivieraie de table, Phyto_huile : Groupe des phytophages de l'olivieraie d'huile, Préda_huile : Groupe des prédateurs de l'olivieraie d'huile, Flori_huile : Groupe des floricoles de l'olivieraie d'huile

Tableau 5.2 : Ordre d'arrivée des groupes entomofauniques fonctionnels dans la parcelle d'olive de table.

Groupe fonctionnel	Barycentre	Test de cross-corrélation	
		Lag	Prob
Prédateurs	3,74		
Phytophages	3,61	0	0,13
Prédateurs	3,74		
Floricoles	3,88	0	0,05
Prédateurs	3,74		
Autres	3,53	0	0,54
Phytophages	3,61		
Floricole	3,88	0	0,91
Phytophage	3,61		
Autres	3,53	0	0,8
Floricoles	3,88		
Autres	3,53	0	0,06

Au niveau de l'olivieraie à table, les différents groupes sont présents durant le même mois de mars. En suivant l'ordre d'apparition de chaque communauté trophique distincte, on constate que c'est le groupe avec une alimentation non définie qui s'installe le premier, suivi par les phytophages au milieu du mois, puis les communautés de prédateurs et enfin les floricoles. Si on examine le décalage temporel entre les groupes deux à deux en calculant les différences de leurs barycentres respectifs, on remarque que les délais sont compris dans un intervalle hebdomadaire à chaque fois. Entre deux groupes, le Lag tend vers 0 ce qui signifie que les communautés trophiques se succèdent simultanément avec un temps très rapproché. Les phytophages apparaissent ainsi les premiers par rapport aux prédateurs qui eux-mêmes arrivent avant les floricoles, la probabilité associée étant marginalement significative ($p= 0.05$, $p<5\%$).

L'apparition des floricoles se fait avec un décalage temporel de plus d'une semaine avec celle du groupe des autres à régime trophique non défini ($p = 0,06$, $<5\%$), ce qui explique que l'installation des insectes de ce groupe s'effectue à des périodes non spécifiques au cours des saisons. L'apparition des phytophages coïncide avec l'arrivée du printemps et la reprise du cycle végétatif de l'olivier avec la présence d'un couvert végétal qui peut leur servir de source de nourriture et de refuge. L'arrivée des prédateurs constitués essentiellement de divers auxiliaires, coïncide juste après l'installation des phytophages pour la régulation de leurs populations. De leur part, les floricoles apparaissent en dernier avec la floraison des plantes adventices au printemps.

5.3.3. Succession des groupes fonctionnels dans la parcelle à olive d'huile

Une suite ordonnée est caractéristique dans l'oliveraie à variété d'olive d'huile. On y observe en premier lieu les phytophages, puis les communautés à régime non spécifique suivi par les floricoles qui abondent à la période de la pleine floraison. En dernier lieu, le groupe des auxiliaires s'installent tardivement et viennent réguler non seulement les populations des phytophages mais aussi complètent leurs ressources nutritionnelles par des floricoles ou les insectes classés dans le groupe des autres.

Les différents groupes fonctionnels sont présents en mars et en avril. Le groupe des phytophages et des prédateurs apparaissent pendant le même mois. La différence de décalage temporel entre leurs barycentres est supérieure à 7 jours et non significative avec une valeur du Lag égale à 0 (tableau 5.3).

Le groupe des prédateurs et des floricoles apparaissent au même mois avec un décalage temporel de moins d'une semaine, associé à une probabilité hautement significative ($0,004$, $p < 5\%$). La communauté à régime trophique non défini apparaît avant les prédateurs avec une différence significative ($p = 0,04$, $p < 5\%$).

Concernant le groupe des phytophages, des floricoles et du groupe indéfini, la probabilité est non significative. Le groupe des phytophages apparaît avant le groupe des floricoles et le groupe des autres. Mais l'analyse du test de cross-correlation montre un Lag nul expliquant leur installation simultanée dans le temps.

Pour le groupe des floricoles et le groupe des autres à régime trophique non défini, la probabilité est hautement significative (0,006, $p < 5\%$). La différence entre leurs barycentres respectifs, est inférieure à une semaine avec une installation précoce du groupe des autres suivi par celui des floricoles.

Tableau 5.3: Ordre d'arrivée des groupes entomofauniques fonctionnels dans la parcelle à olive d'huile.

Groupe fonctionnel	Barycentre	Test crosscorrélacion	
		Lag	Prob
Prédateurs	4,20		
Phytophages	3,75	0	0,61
Prédateurs	4,20		
Floricoles	3,96	0	0,004
Prédateurs	4,20		
Autres	3,82	0	0,04
Phytophages	3,75		
Floricoles	3,96	0	0,93
Phytophages	3,75		
Autres	3,82	0	0,4
Floricoles	3,96		
Autres	3,82	0	0,006

5.3.4. Succession comparée des groupes fonctionnels dans les deux oliveraies.

Les différences calculées entre les barycentres d'un même groupe entre l'oliveraie de table et l'oliveraie d'huile montrent des décalages temporels très courts d'une valeur plus ou moins égale à une semaine, (le lag tend vers 0). L'activité des phytophages, des prédateurs et des floricoles se focalise par ailleurs entre la fin de mars et la fin d'avril (tableau 5.4).

Les phytophages et les floricoles se rapprochent dans leur succession temporelle dans un délai inférieur à une semaine. Les phytophages sont plus précoces dans l'oliveraie de table, de même que les floricoles en rapport avec la densité du couvert végétal qui est plus élevée dans cette parcelle. Le test de cross-corrélation montre un Lag qui tend vers 0 avec des différences hautement significatives ($p < 1\%$). Le décalage temporel entre les prédateurs des deux oliveraies n'est pas significatif malgré que ce groupe est plus précoce sur la variété « Sigoise ».

Tableau 5.4: Ordre d'arrivée comparé des groupes fonctionnels dans la parcelle à olive de table et à olive d'huile.

Groupe fonctionnel	Barycentre	Test crosscorrélacion	
		Lag	Prob
Prédateur_ol	3,74		
Prédateur_hu	4,20	0	0,2
Phytophage_ol	3,61		
Phytophage_hu	3,75	0	0,009
Floricole_ol	3,88		
Floricole_hu	3,96	0	0,0001

Prédateur_ol : prédateurs dans la parcelle à olive de table, Prédateur_hu : prédateurs dans la parcelle à olive d'huile, Phytophage_ol : phytophages dans la parcelle à olive de table, Phytophage_hu : phytophages dans la parcelle à olive d'huile, Floricole_ol : floricoles dans la parcelle à olive de table, Floricole_hu : floricoles dans la parcelle à olive d'huile.

5.4. Effets de l'hétérogénéité végétale sur la disponibilité entomofaunique dans l'oliveraie d'olive de table et l'oliveraie d'olive d'huile

Le principal objectif de l'étude de la strate herbacée dans les deux oliveraies était d'envisager les interactions possibles entre plantes et insectes visitant les vergers et leurs possibles déplacements afin d'expliquer leur dispersion et leur rôle sur la modulation des interactions ravageurs-auxiliaires au sein des canopées. Il est intéressant de considérer quelles espèces de la strate herbacée attirent le plus les différents insectes qu'ils soient prédateurs ou phytophages et à quelle saison de l'année. On peut concevoir de ce fait les interactions plantes prédateurs par exemple pour envisager une meilleure conduite des opérations de désherbage dans les parcelles. Faut-il tout désherber ou laisser certaines plantes ?

Pour cela, nous avons relativisé cette forme d'interaction par un ratio calculé sur la base du rapport des effectifs totaux d'insectes sur les effectifs totaux de la plante présente dans le transect végétal échantillonné, pour trois saisons d'échantillonnage différentes : printanière, estivale puis automnale (tableaux 5.5 et 5.6). Les abondances de chaque plante représentent le nombre d'individus estimés dans 100m² et les abondances d'insectes comptabilisés sur la même surface représentent le nombre total d'individus des espèces d'insectes rencontrés sur une même plante.

5.4.1. Variation saisonnière et spatiale des ratios d'abondances

L'oliveraie de table montre une richesse de 12 espèces de plantes de la strate adventice herbacée abritant ou attirant des insectes (tableau 5.5). Cependant, seules les espèces *Inula viscosa* et *Chrysanthemum coronarium* hébergent de 4 à 3 espèces d'insectes respectivement (tableau 5.5).

Tableau 5.5: Richesse entomofaunique par plante et ratio saisonnier abondance insecte/plante dans la parcelle d'olive de table.

Espèces végétales	RS _i par plante	Printanière			estivale			automnale		
		Abd _i	Abd _p	Ratio	Abd _i	Abd _p	Ratio	Abd _i	Abd _p	Ratio
<i>Medicago hispida</i>	2	7	22	0,32	0	15	0	4	13	30,77
<i>Inula viscosa</i>	4	12	16	75	2	43	4,65	3	15	20
<i>Chrysanthemum coronarium</i>	3	14	105	13,33	6	33	18,18	11	12	91,67
<i>Chrysanthemum segetum</i>	2	0	69	0	0	21	0	3	6	50
<i>Convolvulus althioïdes</i>	2	0	108	0	0	32	0	19	39	48,72
<i>Glactites tomentosa</i>	2	7	75	9,33	1	35	2,86	10	15	66,67
<i>Crepis vesicaria</i>	1	1	58	1,72	0	9	0	0	0	0
<i>Solanum nigrum</i>	1	0	14	0	1	19	5,26	2	15	13,33
<i>Cichorium vitybus</i>	1	0	125	0	0	17	0	3	8	37,5
<i>Oryzopsis milliacea</i>	1	8	6	133,33	0	30	0	6	15	40
<i>Chenopodium album</i>	1	0	6	0	4	28	14,29	0	30	0
<i>Lupinus angustifolius</i>	1	5	43	11,63	0	12	0	0	0	0

(RS_i par plante: Richesse des insectes par plante, Abd_i: Abondance totale des insectes, Abd_p: Abondance totale de chaque plante).

Les plantes *Medicago hispida*, *Chrysanthemum segetum*, *Convolvulus althioïdes* et *Glactites tomentosa* reçoivent jusqu'à deux espèces d'insectes. Le reste des espèces végétales ne sont fréquentées que par une seule espèce, d'après nos observations. Il s'agit de *Crepis vesicaria*, *Solanum nigrum*, *Cichorium vitybus*, *Oryzopsis milliacea*, *Chenopodium album* et *Lupinus angustifolius*.

Malgré que les différentes plantes herbacées dans l'olivieraie de table (tableau 5. 5) sont présentes durant toute la durée de notre échantillonnage, on peut remarquer que les insectes sont attirés pour une saison donnée, par des

espèces végétales caractéristiques et dont les abondances moyennes sur ces plantes varient entre 40 et 80% (figure 5.5).

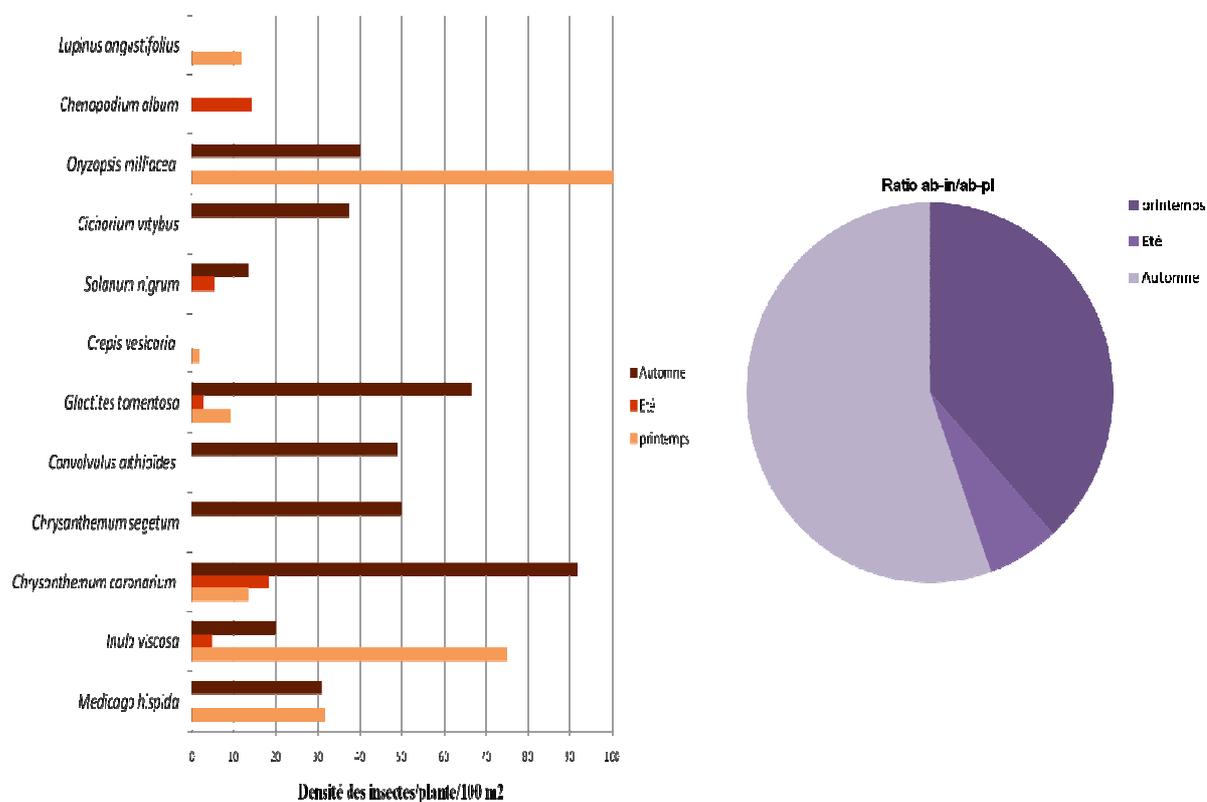


Figure 5.5 : Occurrence saisonnière des insectes sur les plantes herbacées de l'olivieraie de table.

C'est le cas d'*Oryzopsis miliacea*, *Galactites tomentosa*, *Convolvulus althioïdes*, *Chrysanthemum segetum* et *C. coronarium* ainsi que *Inula viscosa*, notamment durant la période automnale (figure 5.5). On peut en effet remarquer que le ratio total saisonnier est le plus important en automne suivi par le ratio printanier. Durant la période estivale, on note cependant de très faibles abondances de l'entomofaune sur un nombre restreints d'adventices comme *Chenopodium album* et *Crepis vesicaria* (figure 5.5).

La richesse de la strate herbacée dans l'olivieraie d'huile compte 12 espèces de plantes (tableau 5.6), dont 5 seulement hébergent 2 à 3 insectes différents. Il s'agit de *Crepis vesicaria*, *Convolvulus althioïdes*, *Inula viscosa*, *Chenopodium album* et *Bromus mollis*. Globalement, les ratios d'abondance les

plus élevés concernent *Echium plantagineum*, *Chenopodium album* et *Inula viscosa* (figure 5.6). Les interactions saisonnières dans cette variété d'olive se focalisent durant la période printanière, sur les mêmes plantes notamment. D'autres associations néanmoins très faibles sont observées durant la période automnale sur *Medicago polymorpha*, *Bromus mollis* et *Inula viscosa*, excepté sur *Convolvulus althioïdes* où on peut retrouver un ratio plus important. En été, le dessèchement de la végétation dû aux températures a conduit à une fréquentation moindre de l'entomofaune dans la strate basse des oliviers.

Tableau 5.6: Richesse entomofaunique par plante et ratio saisonnier abondance insecte/plante dans la parcelle d'olive d'huile.

Espèces végétales	RS _i par plante	Printanière			estivale			Automnale		
		Abd _i	Abd _p	Ratio	Abd _i	Abd _p	Ratio	Abd _i	Abd _p	Ratio
<i>Crepis vesicaria</i>	2	10	49	20,41	0	9	0	0	0	0
<i>Chrysanthemum myconis</i>	1	3	69	4,35	0	12	0	0	0	0
<i>Convolvulus althioïdes</i>	2	0	75		0	35	0	4	6	66,67
<i>Inula viscosa</i>	3	4	8	50	0	35	0	3	12	25
<i>Chenopodium album</i>	3	9	4	100	6	19	31,58	0	9	0
<i>Bromus mollis</i>	2	2	25	8	2	32	6,25	3	11	27,27
<i>Chrysanthemum coronarium</i>	1	1	57	1,75	1	29	3,45	0	0	0
<i>Plantago lagopus</i>	1	2	69	2,90	0	5	0	0	0	0
<i>Daucus carota</i>	1	1	147	0,68	1	24	4,17	0	0	0
<i>Medicago polymorpha</i>	1	0	66	0	0	25	0	1	6	16,67
<i>Vicia sativa</i>	1	14	90	15,56	3	113	2,65	0	0	0
<i>Echium plantagenium</i>	1	14	66	21,21	6	9	66,67	0	0	0

RS_i : Richesse des insectes, Abd_i / Abd_p : Abondance totale des insectes / Abondance totale de chaque plante).

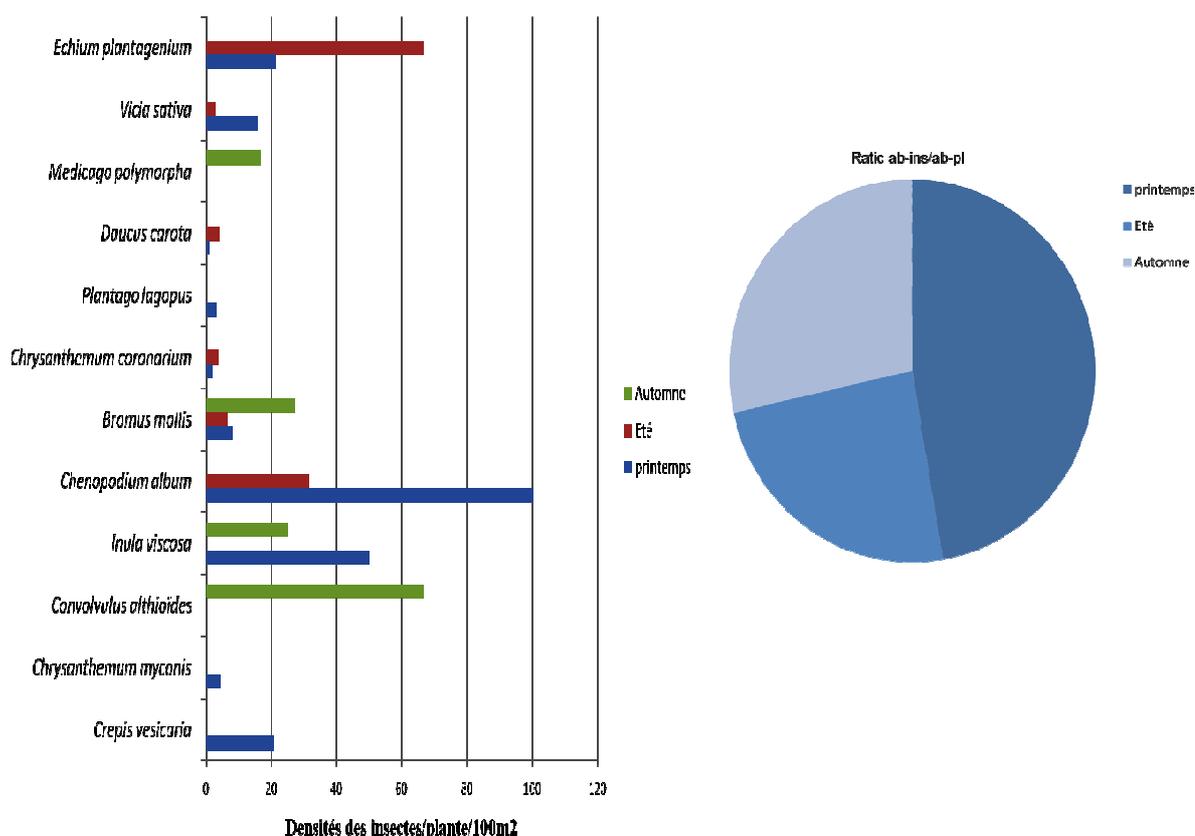


Figure 5.6 : Occurrence saisonnière des insectes sur les plantes herbacées de l'oliveraie d'huile.

Si la tendance évolutive globale du couvert végétal paraît homogène entre avril et juin, dans les deux parcelles (figure 5.7), on remarque que les abondances végétales décroissent rapidement au fil de la saison estivale au niveau de l'oliveraie d'huile, ce qui paraît proportionnel aux effectifs d'insectes récoltés qui ne dépasse pas les 3 individus. Contrairement, le recouvrement en végétation se maintient de manière plus stable et continue dans l'oliveraie de table où on remarque une abondance entomofaunique relative plus élevée par rapport à celle constatée dans la parcelle d'huile à la même période (figure 5.7).

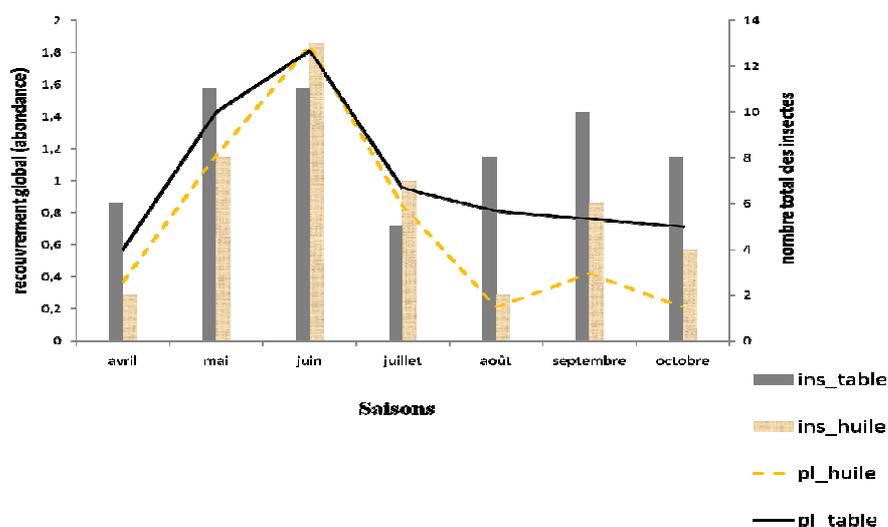


Figure 5.7 : Variation saisonnière de l'abondance relative de l'entomofaune circulante en relation avec la tendance globale de l'évolution du couvert végétal dans les deux oliveraies.

Des ratios d'abondance de l'ordre de 20% sont remarqués dans l'oliveraie de table au courant de la saison automnale et dépassent de deux fois et demi les ratios d'abondance observés dans l'oliveraie d'huile à la même saison. La saison estivale est celle où il a été recensé les plus faibles présences aussi bien en insectes qu'en plantes dans chaque oliveraie respective (figure 5.8).

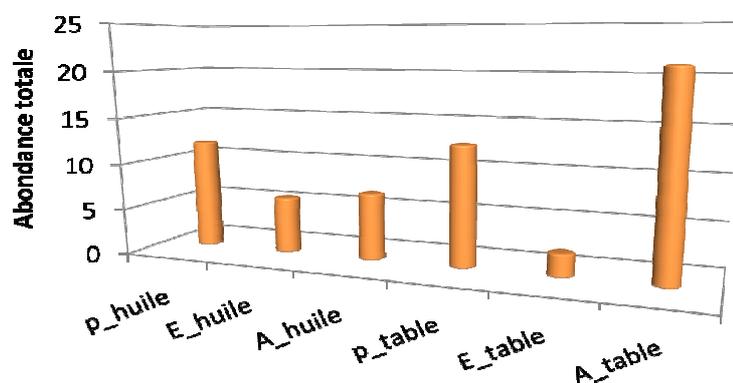


Figure 5.8 : Variabilités saisonnières des ratios d'abondance insectes/plantes dans les deux oliveraies.

En effet, quand on soumet le tableau des abondances spécifiques saisonnières insectes /plantes à un test de comparaison des diversités, on peut faire remarquer que les indices de diversité les plus élevés concernent les guildes automnaux dans la strate herbacée de la parcelle de table ou les guildes printaniers observés sur les adventices dans la parcelle d'olive d'huile (tableau 5.7). Pour une même saison, par exemple en automne, la probabilité la plus faible $p = 2,6 \cdot 10^{-38}$ nous renseigne sur une différence très hautement significative sur les associations de communautés plantes/insectes entre la variété de table et la variété d'huile (tableau 5.7). En outre, des probabilités se rapprochant de zéro : $p = 6,91 \cdot 10^{-24}$ et $p = 6,66 \cdot 10^{-10}$ démontrent d'une homogénéité de l'entomofaune circulante des adventices propre à la parcelle de table en automne par rapport au printemps et à l'été.

Les différences observées entre les deux parcelles d'oliviers étudiées mettent en évidence une activité entomofaunique qui semble être en relation avec un comportement de sélection spécifique à chaque insecte par rapport à la plante adventice. Ce comportement paraît être guidé par l'attrait de la plante elle-même, sa qualité nourricière selon la saison et son rôle d'abri ou de relais momentané.

Tableau 5.7 : Résultats du test de la comparaison des diversités des ratios d'abondance insectes/plantes dans les deux oliveraies selon la saison (Past. Vers. 1.97).

	P_huile	E_huile	A_huile	p_table	E_table	A_table
Shannon_H	1,637	1,145	1,244	1,465	1,408	2,079
Equitabilité_J	0,711	0,6391	0,8972	0,7529	0,8748	0,9461
p_huile	0	$1,13 \cdot 10^{-5}$	$1,81 \cdot 10^{-8}$	0,04	0,02	$1,60 \cdot 10^{-10}$
E_huile	-	0	0,27	0,001	0,06	$2,50 \cdot 10^{-18}$
A_huile	-	-	0	0,001	0,2	$2,6 \cdot 10^{-38}$
p_table	-	-	-	0	0,38	$6,91 \cdot 10^{-24}$
E_table	-	-	-	-	0	$6,66 \cdot 10^{-10}$
A_table	-	-	-	-	-	0

5.4.2. Effet de l'hétérogénéité de la strate herbacée sur la variation saisonnière de l'abondance des groupes trophiques dans l'oliveraie d'olive de table et l'oliveraie d'olive d'huile

En poolant les différents taxons d'insectes en assemblages trophiques fonctionnels, nous nous sommes posés la question de savoir si les communautés prédatrices et phytophages réalisent également un choix préférentiel saisonnier. Nous avons donc considéré les abondances relatives de chaque groupe fonctionnel avec la ou les plantes sur lesquelles le groupe a été observé, dans chaque parcelle respective.

La présence des phytophages dans l'oliveraie d'huile se réduit à la saison printano-estivale sur une seule plante *Convolvulus althioïdes* (figure 5.9_a). Les phytophages de la flore adventice de l'oliveraie de table, bien qu'inféodés à 5 espèces de plantes seulement (*Cychorium vitybus*, *Chrysanthemum coronarium*, *Inula viscosa*, *Convolvulus althioïdes* et *Medicago hispida*) sont présents durant les trois saisons notamment en automne (figure 5.9_b).

Les communautés d'espèces prédatrices sont abondantes aussi bien dans la végétation de la variété d'olive d'huile que dans celle de la variété de table, à toutes les saisons et fréquentant pour la majorité l'ensemble de la strate herbacée (figure 5.9). Les plantes *Echium plantagineum*, *Chenopodium album*, *Bromus mollis* et *Inula viscosa* sont particulièrement visitées en automne et durant la période printanoestivale, dans l'oliveraie d'huile (figure 5.9_a). *Chrysanthemum coronarium*, *galactites tomentosa*, *chenopodium album* et *Inula viscosa* sont les plantes les plus fréquentées par les communautés de prédateurs de l'oliveraie de table notamment en été et en automne (figure 5.9_b)

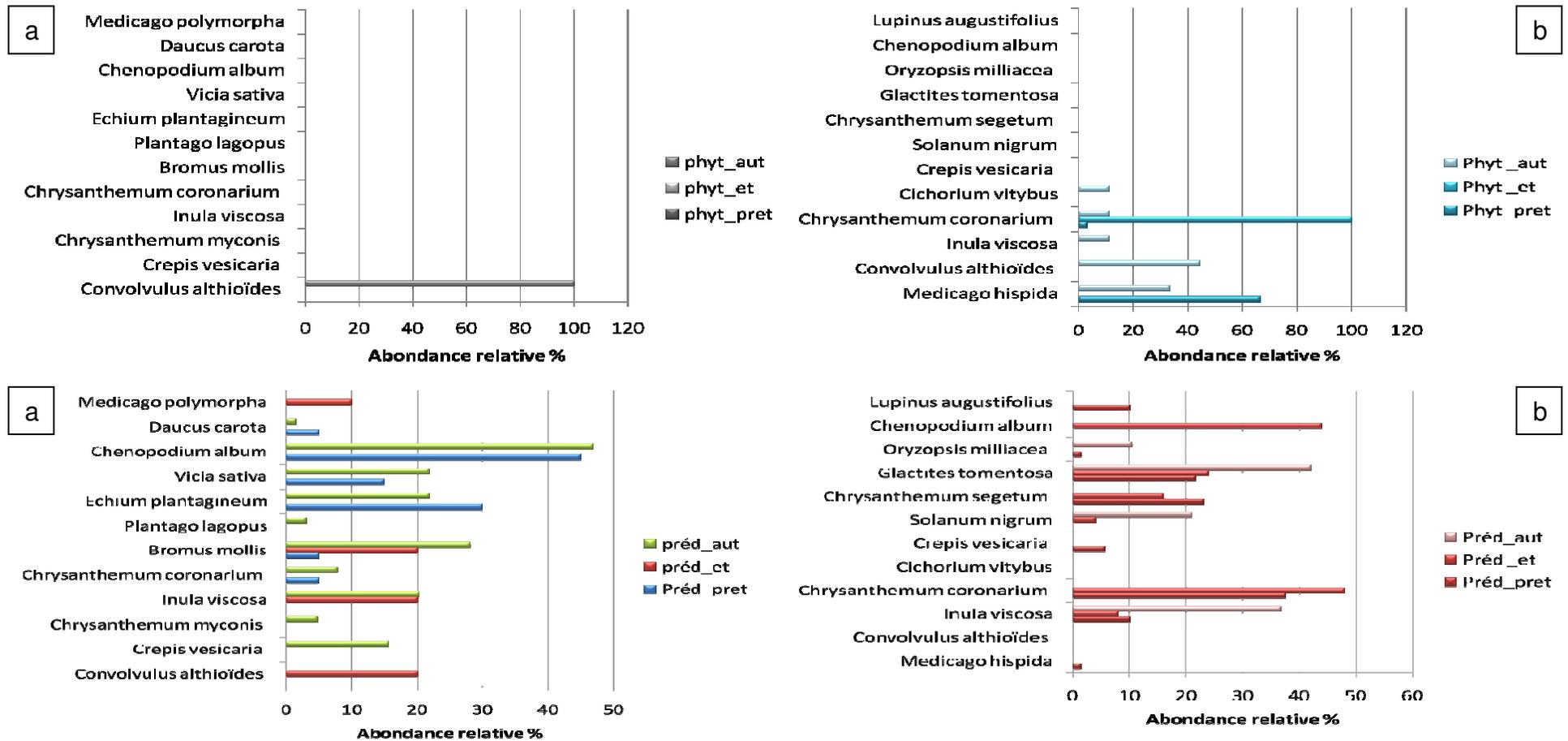


Figure 5.9 : Occurrence saisonnière des communautés trophiques sur la strate herbacée dans l'olivieraie d'huile (a) et l'olivieraie de table (b).

5.4.3. Variation saisonnière des guildes dans l'oliveraie à olive de table et l'oliveraie à olive d'huile

Nous avons qualifié les différentes associations espèces d'insectes sur chaque différente plante de la strate herbacée de guildes selon que ces ensembles constitués exploitent, d'une façon comparable, la même catégorie de ressources dans l'agroécosystème oliveraie. Les abondances des ratios insecte/plante herbacée précédemment étudiées soumises à une DCA et une CAH ont permis d'entrevoir les différentes variations saisonnières des guildes au sein de chaque variété (figure 5.10). Dans la parcelle à olive de table, le maximum d'informations est apporté sur le plan défini par les composantes 1 et 2 de la DCA avec 38,82% et 22,78 % de contribution respectivement (figure 5.10_a), les guildes s'organisent dans le temps en 5 groupes distincts (figure 5.10_b).

Le groupe 1 est corrélé au mois d'octobre correspondant à la saison automnale et englobe 4 espèces de plantes adventices toutes associées à des auxiliaires. En cette période, les chrysanthèmes *Chrysanthemum segetum* et *Chrysanthemum coronarium* abritent *Cataglyphis bicolor* et *Chilocorus bipustulatus* de l'ordre des coccinellidae. L'espèce de parasitoïde *Braconidae* est associée à une seule espèce de plante qui est *Inula viscosa*, de même pour l'espèce *Platynaspis luteorubra* qui est associée à la plante *Lupinus augustifolius*. Le groupe 2 aussi représente également la saison automnale, corrélé au mois de septembre et regroupe 3 espèces de plantes toute associées à différents types d'insectes auxiliaires à savoir *Anthocoris nemorum*, *Braconidae sp2* et *Chrysoperla carnea* qui ont été observés sur les plantes *Crepis vesiciria*, *Inula viscosa*, *Medicago hispida* respectivement.

Le groupe 3 représente la saison estivale et qui est corrélé uniquement au mois de juillet avec la présence d'une seule espèce de plante *Chenopodium album* abritant l'insecte phytophage *Cryptohypnus pulchellus* de l'ordre des coléoptères.

Le groupe 4 représente la saison printano-estivale corrélé au mois d'avril, mai et juin regroupant ainsi 4 types d'espèces végétales associées à un mélange d'insectes phytophages et prédateurs. La plante *Inula viscosa* présente un refuge pour un insecte phytophage *Strangalia maculata* de l'ordre des coléoptères, ainsi que pour une espèce prédatrice *Pullus mediteraneus*. Les insectes phytophages *Plagioderia versicolora* et *Lixus paraplecticus* sont associées aux plantes *Medicago hispida* et *Cichorium vitybus* respectivement et l'espèce prédatrice *Cataglyphis bicolor* est présente au niveau de la plante *Glactites tomentosa*.

Le groupe 5 est le plus représentatif et de statut plus important. Il est corrélé au mois d'août ce qui correspond à la saison estivale et englobe 6 espèces végétales hébergeant des insectes phytophages et prédateurs toutes différentes les unes des autres. Les insectes phytophages *Strangalia maculata* et *Otiorhyncus singularis* sont présents sur les plantes adventices *Chrysanthemum coronarium* et *Convolvulus althioïdes* respectivement. Les espèces végétales *Chenopodium album*, *Solanum nigrum*, *Oryzopsis milliacea* et *Glactites tomentosa* abritent des insectes prédateurs tels que *Messor barbara*, *Pullus mediterraneus*, *Forficula auricularia* et *Platynaspis luteorubra* respectivement.

Dans la parcelle à olive d'huile, le maximum d'informations est apporté sur le plan défini par les composantes 1 et 2 de la DCA avec 44,60% et 21,62 % de contribution respectivement (figure 5.11_a), les guildes s'organisent dans le temps en 4 groupes distincts de statut hétérogène (figure 5.11_b).

Les groupes 1 et 2 rassemblent des guildes automnales en octobre et septembre respectivement. On peut remarquer les présences de prédateurs *Palomena viridula* et une espèce *Miridae* sur *Convolvulus althioïdes* et *Chenopodium album* et des phytophages *Otiorhyncus singularis* sur *Convolvulus althioïdes* et *Medicago polymorpha*.

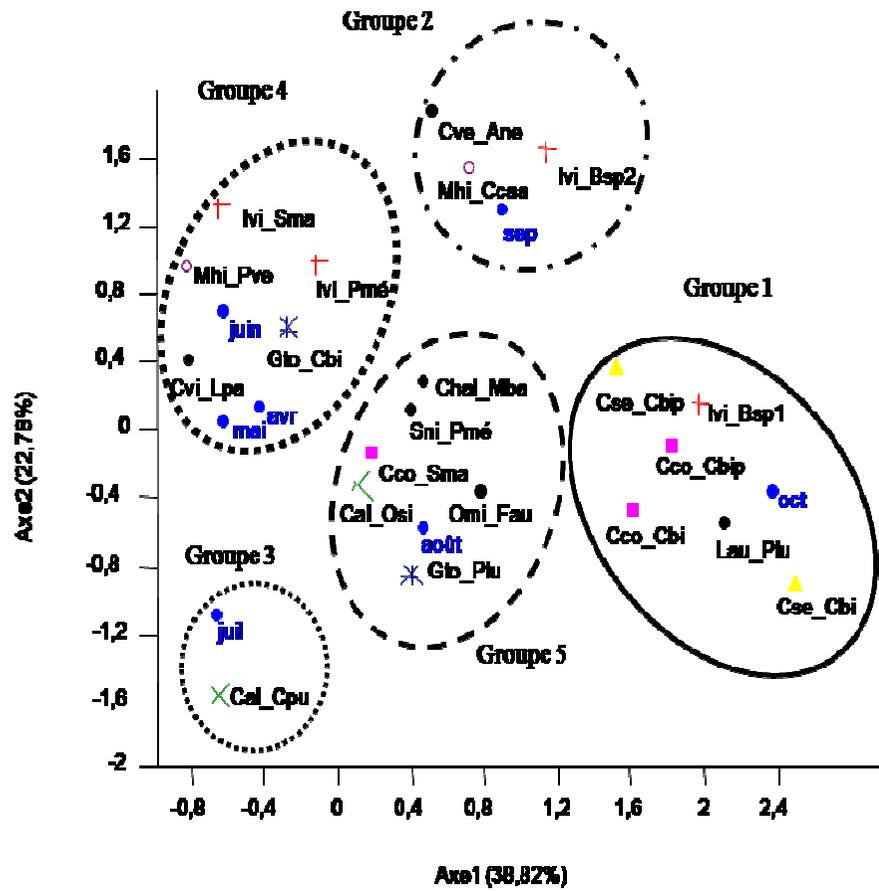


Figure 5.10_a : Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie de table sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.

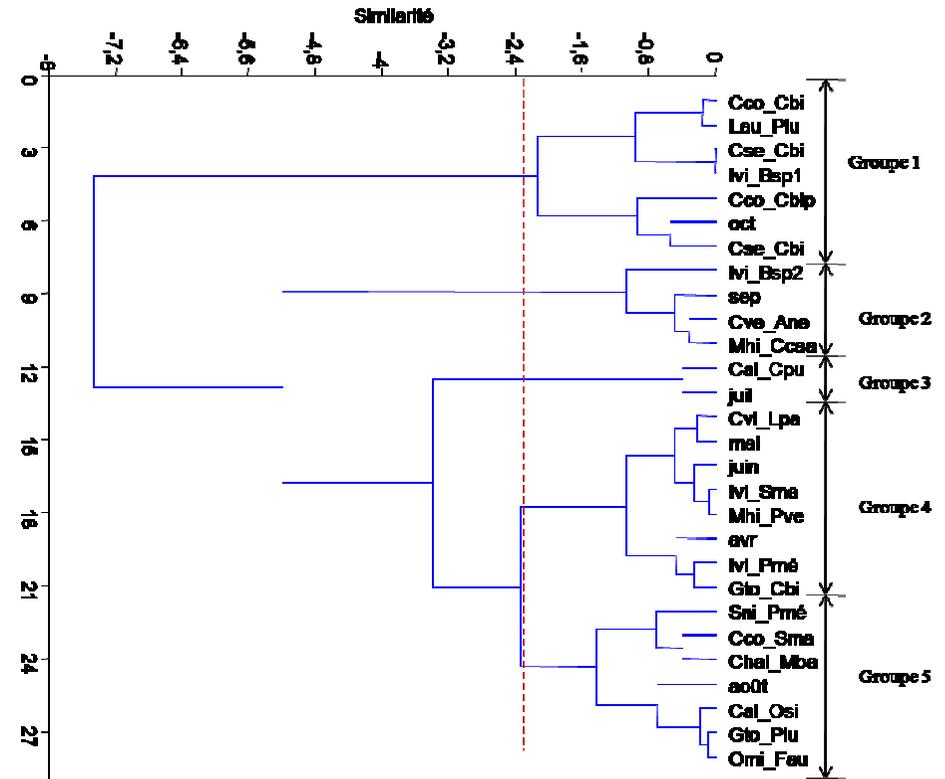


Figure 5.10_b : Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie de table sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre.

En septembre, une seule espèce végétale *Inula viscosa* présente dans l'oliveraie, abrite par contre deux prédateurs *Miridae sp* et *Braconidae sp*.

Le groupe 3 caractérise les guildes du mois d'août et regroupe deux espèces de plantes adventices *Chenopodium album* et *Bromus mollis* hébergeant des prédateurs *Messor barbara* et *Pyrrhocoris apterus* respectivement.

Le groupe 4 représente des guildes de la saison printano-estivale. Il est corrélé au mois d'avril, mai, juin et juillet et englobe 10 espèces végétales associées à différentes espèces prédatrices. On peut noter la présence de *Cataglyphis bicolor* sur *Echium plantagenium*, *Chrysanthemum coronarium* et *Vicia sativa*. *Anthocoris nemorum* est observée sur *Chrysanthemum myconis* et *Crepis vesicaria*. Les espèces d'hyménoptères parasitoïdes Braconidae, *Platynaspis luteorubra*, *Chrysoperla carnea* et *Forficula auricularia* sont associées aux plantes *Inula viscosa*, *Bromus mollis*, *Crepis vesicaria*, *Chenopodium album* et *Plantago lagopus* respectivement.

5.5. Organisation des communautés fonctionnelles inter-strates dans les deux oliveraies

Nous nous sommes posés la question de savoir si les communautés de la canopée des oliviers sont similaires ou différentes de celles de la strate herbacée pouvant être caractérisée par la présence de plantes hôtes secondaires ou bien des plantes relais notamment pour le groupe des auxiliaires prédateurs ou parasitoïdes. Il est utile d'indiquer que la strate herbacée de la parcelle d'olive de table est plus riche et plus diversifiée que la parcelle d'olive d'huile. La première compte 22 espèces végétales contre 17 espèces dans la seconde mais les densités respectives ne présentent pas de différence significative (one way Anova, $F=1.015$, $df=11.23$ et $p=0.33 > \%$, Past vers. 1.97).

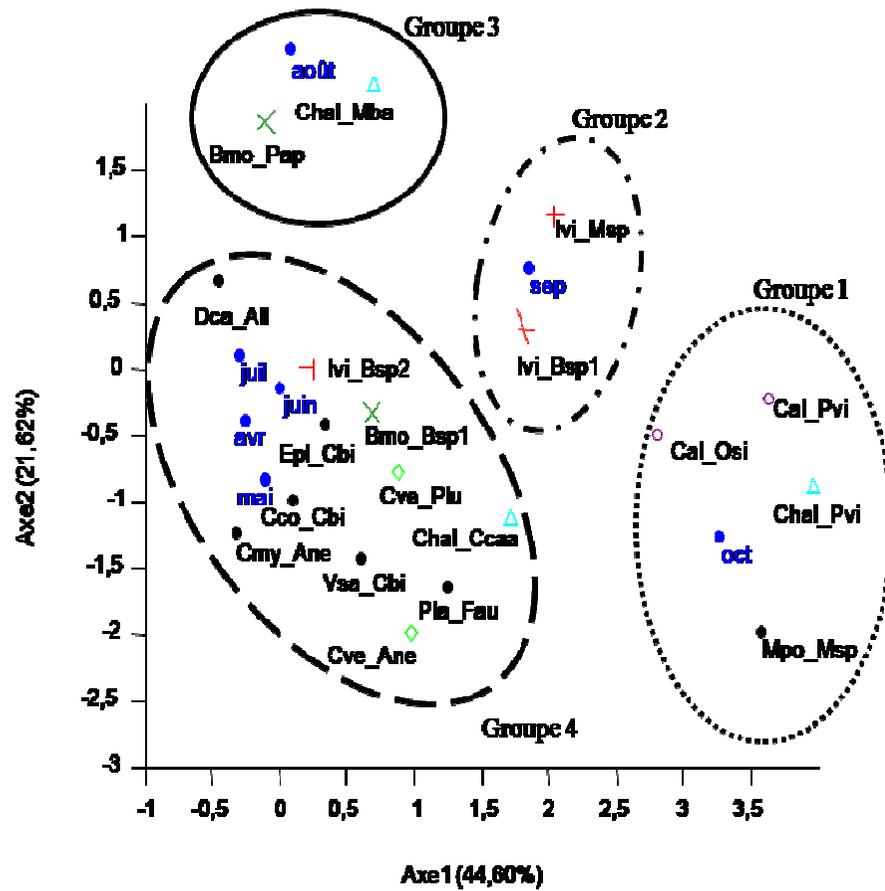


Figure 5.11_a : Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC d'Avril à Octobre

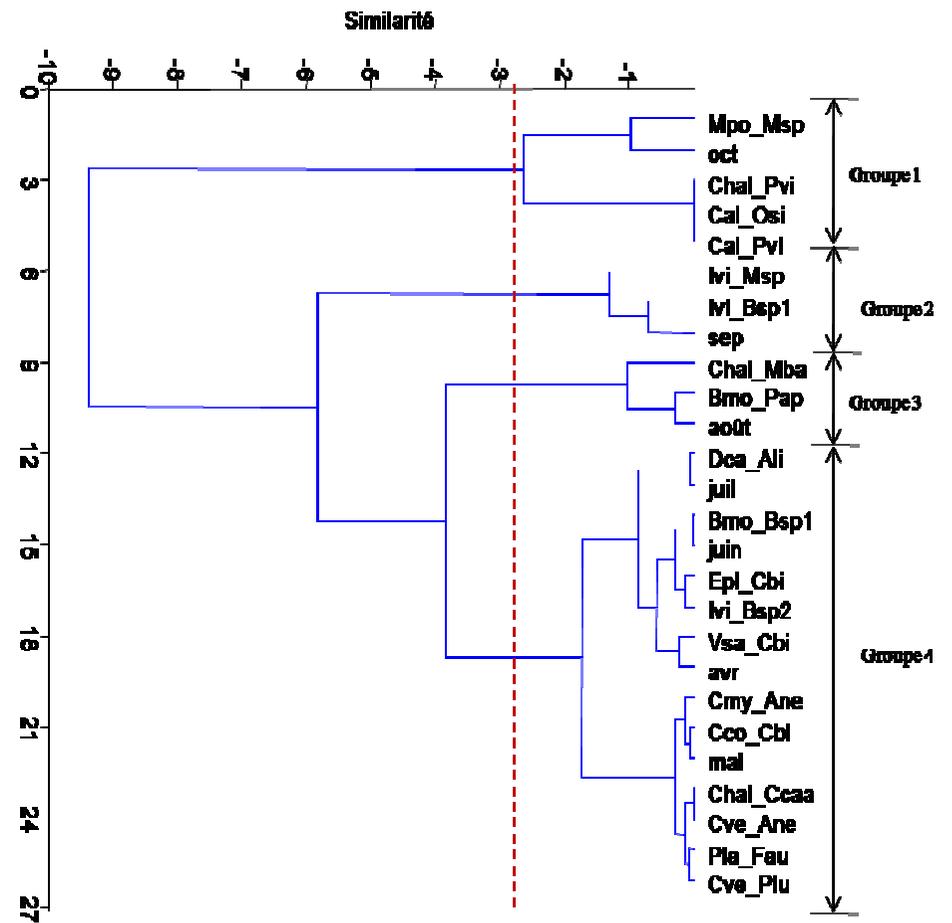


Figure 5.11_b : Projection des guildes saisonnières de l'oliveraie d'huile sur les axes 1 et 2 de l'AFC

Les densités végétales saisonnières de chaque parcelle sont significativement différentes par contre entre la période mai-juin et la période septembre-octobre (figure 5.12) ($p= 0.02$, $p= 0.01$ respectivement, Anova one way).

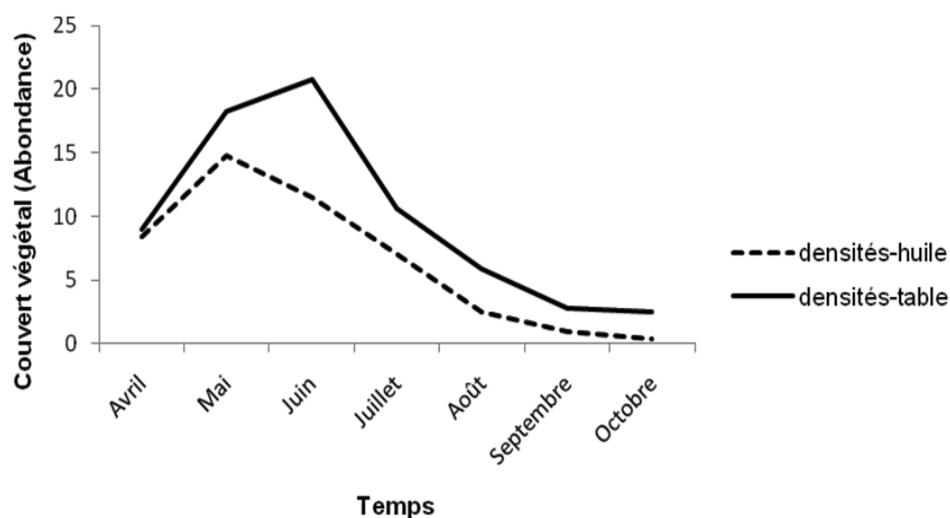


Figure 5.12 : Abondance et évolution du couvert végétal dans les deux oliveraies.

Le recouvrement en végétation augmente d'avril à juin dans l'oliveraie de table, il tend à diminuer progressivement au fil de la saison estivo-automnale. Par contre, on remarque que l'abondance végétale de l'oliveraie d'huile a tendance à diminuer brusquement à partir du mois de mai jusqu'en octobre.

Un total de 9 espèces végétales communes aux deux parcelles sont susceptibles d'héberger une entomofaune particulière constituée en majorité de prédateurs. Il s'agit de *Inula viscosa*, *Crepis vesicaria*, *Chrysanthemum coronarium*, *Medicago hispida*, *Echium plantagineum*, *Convolvulus althioïdes*, *Daucus carota*, *Trifolium pratense* et *Chenopodium album*. Par ailleurs, d'autres espèces spécifiques à chaque oliveraie peuvent abriter des insectes (se référer à l'appendice D). Si l'on ne prend que les plantes sur lesquelles nous avons rencontré le maximum de taxons d'insectes, à savoir *Inula viscosa* (4 espèces) et *Chrysanthemum coronarium* (3 espèces) dans la parcelle de table, *Inula viscosa*, *Chenopodium album* (3 espèces), *Crepis vesicaria*, *Convolvulus althioïdes* et

Bromus mollis (2 taxons d'insectes respectivement) dans l'oliveraie d'huile, on observe des abondances variables selon la saison.

Dans la parcelle de table, les deux plantes *I.viscosa* et *C.coronarium* appartiennent à une même famille botanique les asteracées, dont la première présente une densité importante de juillet à septembre et notamment en août où la plante est en pleine floraison, et la seconde est plutôt abondante de mai à août. On peut penser que les insectes du fait du relais d'une asteracée (Ivi) après l'autre(Cco) (figure 5. 13_a), peuvent se maintenir sur la basse végétation pendant toute la période de développement phénologique des oliviers.

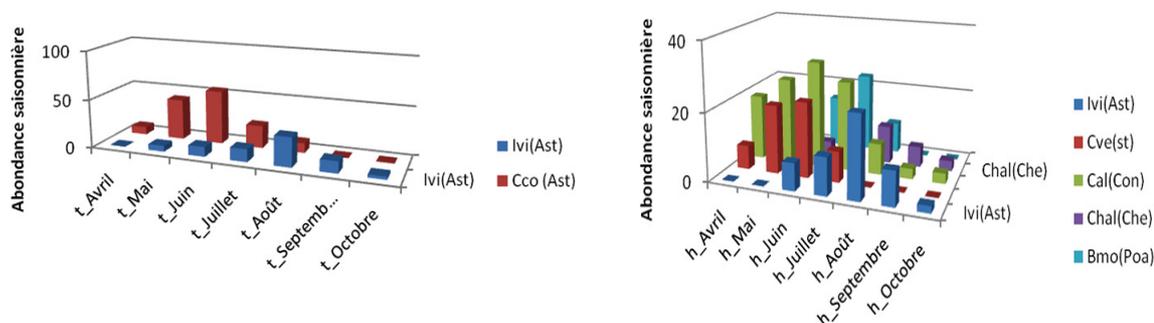


Figure 5. 13 : Abondance saisonnière des principales plantes adventices hébergeant plus de deux insectes dans l'oliveraie de table (a) et l'oliveraie d'huile (b).

Dans la parcelle d'olive d'huile, on peut remarquer la présence de *Crepis vesicaria* en début de cycle de l'olivier, *Convolvulus althioïdes* durant toute la période phénologique avec des abondances plus élevées suivi de l'inule visqueuse notamment pendant la période estivo-automnale (figure 5.13_b).

Le chénopode blanc *Chenopodium album* reste parmi les seules plantes persistantes à la fin de l'été et jusqu'au début de l'automne vers la maturation des fruits.

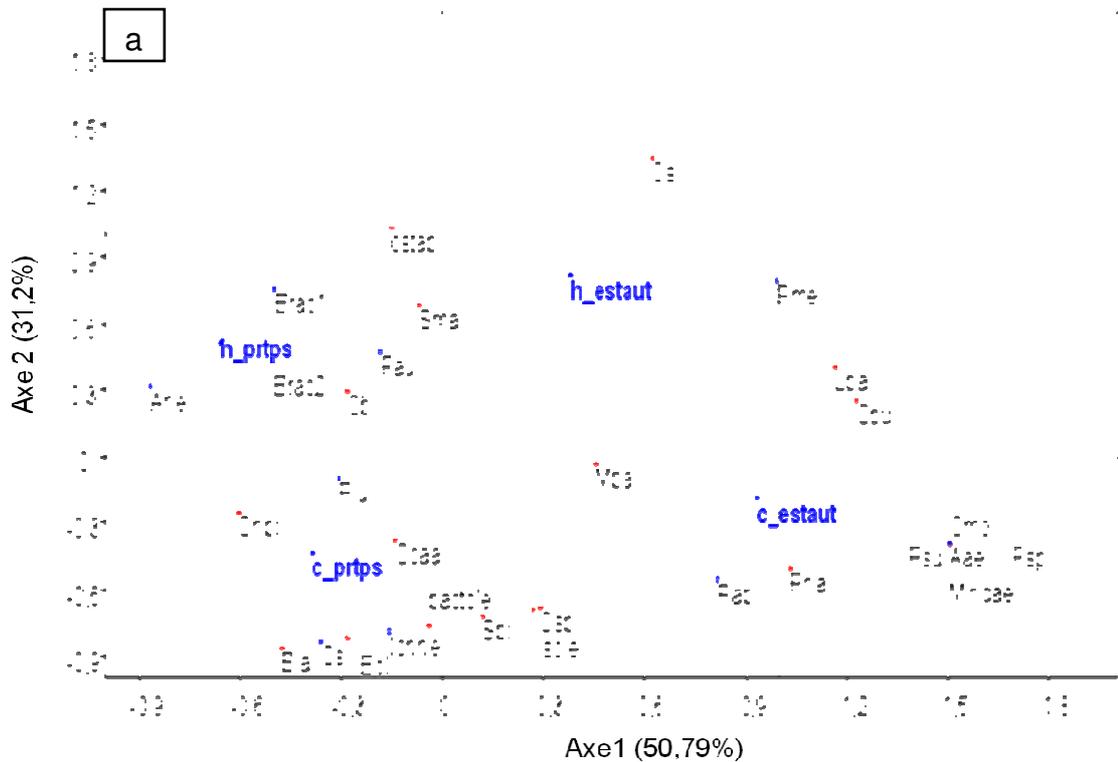
5.5.1. Variation de la structure des assemblages saisonniers de la canopée et de la végétation herbacée

La projection des coordonnées des variables d'abondances entomofauniques des taxons des deux strates, sur le plan d'ordination de l'AFC donne 50.79% et 31.2% de contribution maximale des informations sur l'axe 1 et

l'axe 2 respectivement (figure 5. 14_a). Les assemblages des espèces d'auxiliaires rencontrées et des deux espèces natives de ravageurs sont représentés par des groupes distincts. D'une part, l'assemblage de l'entomofaune de la strate herbacée de la saison printanière, situé du côté positif de l'axe 1 s'oppose à l'assemblage entomofaunistique printanier de la canopée, situé du côté négatif du même axe (figure 5.14_a).

Les dendrogrammes basées sur les distances euclidiennes entre les coordonnées des variables des taxons entomofaunistiques de chaque oliveraie respective (figure 5.14_b) montrent que le groupe printanier de la végétation herbacée est constituée d'un pool de 7 espèces représentées par deux taxons phytophages *Strangalia maculata* et *Chrysomela staphylea* et des taxons auxiliaires comme *Forficula auricularia*, *Cataglyphis bicolor* des Braconidae parasitoïdes et *Anthocoris nemoralis*. Le groupe printanier de la canopée rassemble des phytophages dominants de l'olivier ainsi que des phytophages mineurs tels que *Bembidion lampros*, avec un cortège d'auxiliaires au nombre de 6 espèces essentiellement des coccinelles aphidiphages, *Sphodromantis bioculata* et *Chrysoperla carnea* (figure 5.14_b).

Les deux assemblages respectifs de la saison estivo-automnale entre canopée et végétation adventice s'opposent d'autre part des côtés négatif et positif de l'axe 2 (figure 5.14_a). Du côté de l'axe1, les assemblages de chaque strate entre deux saisons respectives s'opposent également.



Durant la période estivo-automnale, la canopée renferme quelques phytophages mineurs notamment des orthoptères ensifères phyllophages *Phaneroptera nana* et des acridiens arboricoles au stade larvaire *Anacridium aegyptium* ainsi que *Pyrrhochoris apterus*. Cette communauté est associée à quelques auxiliaires *Pullus suturalis*, *Cryptolaemus montrouzieiri* et *Pharoscymnus* sp. La strate herbacée se compose également à cette période d'espèces mineures de phytophages (*Ilixus paraplecticus*, *Othiorhynchus singularis* et *Cryptohypnus pulchellus*) mais surtout de coccinellidae prédateurs comme *Pullus mediterraneus* avec *Messor barbara* (figure 5.14_b).

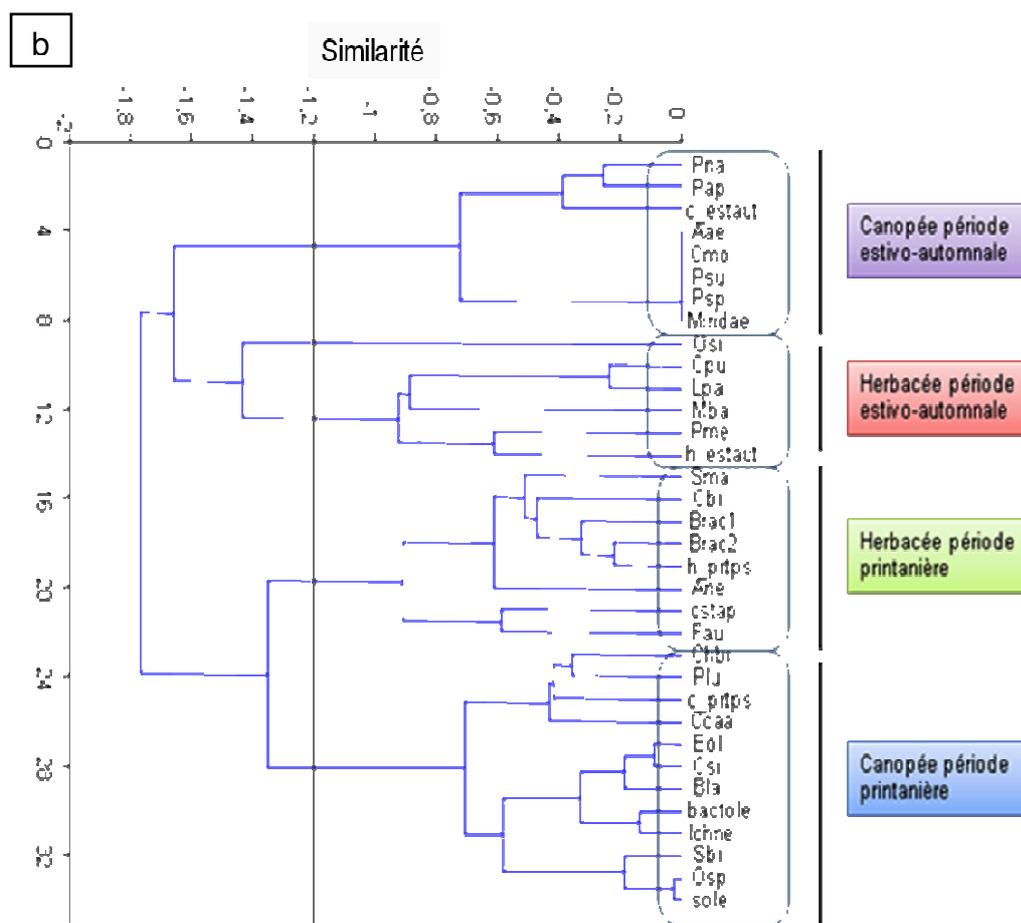
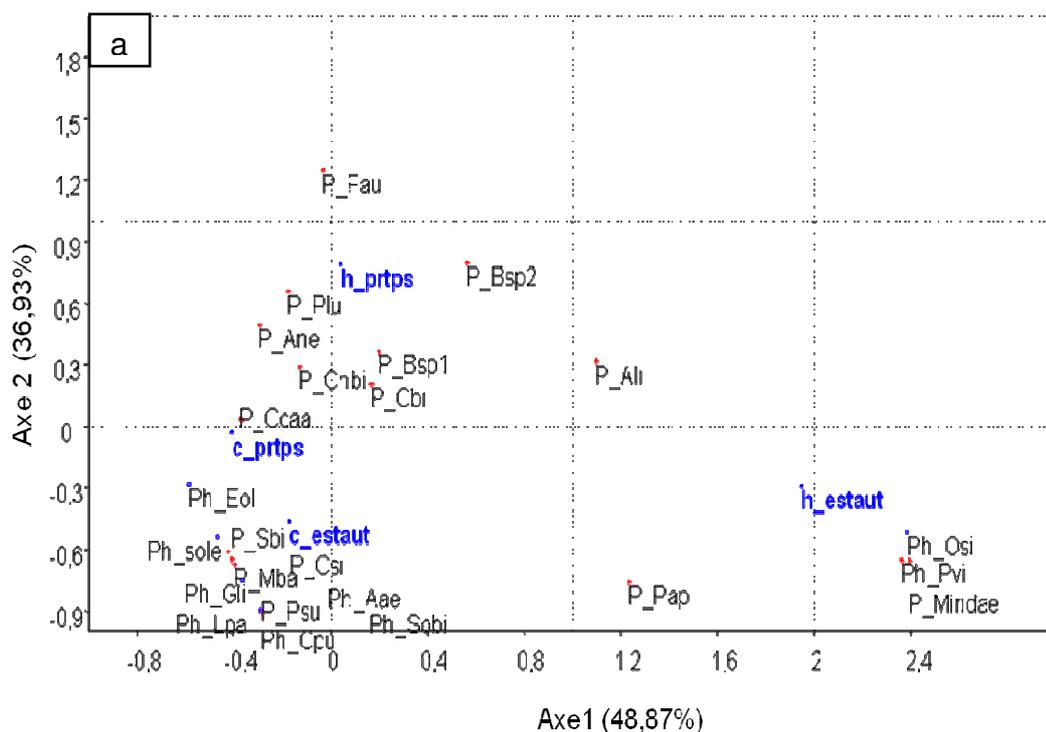


Figure 5.14: Projection des pools saisonniers sur le plan d'ordination de l'AFC (F1xF2) (a) et dendrogrammes des groupes entomofauniques de la canopée et de la strate herbacée (b) dans l'olivieraie de table.

La structure des pools entomofauniques saisonniers des deux strates de l'olivieraie d'huile est représentée dans la figure 5.15 a et b.

Le plan d'ordination F1xF2 de l'analyse factorielle des correspondances est choisi car il rend compte de 48.87% et 36.93% de contribution des informations respectivement. Le groupe printanier de la strate herbacée situé du côté positif de l'axe 2 s'oppose aux groupes printanier et estivo-automnal de la canopée et au groupe estivo-automnal de la flore spontanée herbacée (figure 5.15_a). Ces mêmes groupes présentent une disparité sur l'axe 1 : les assemblages saisonniers de la canopée situés du côté négatif de l'axe 1 paraissent différents du groupe estivo-automnal de la basse végétation (figure 5.15_a).



On peut voir sur le dendrogramme de la classification ascendante hiérarchique établie pour l'entomofaune circulante de la parcelle à olive d'huile, deux groupes très distincts : le plus riche en espèces désigne l'assemblage de la canopée de la saison estivo-automnale (figure 5.15b). Cet assemblage regroupe en majorité des phytophages mineurs au nombre de 5 espèces avec un taxon dominant *S.oleae*, et des coccinellidae coccidiphages comme *Pullus suturalis*, *Chilocorus similis* et le Formicidae *Messor barbara* ainsi qu'un Mantoptère *Sphodromantis bioculata* (figure 5.15b). Durant la période printanière, le groupe d'insectes de la canopée est caractérisée par la présence du psylle associée à des prédateurs *Chilocorus bipustulatus*, *Chrysoperla carnea* et *Anthocoris nemoralis* ; tandis que la strate herbacée est caractérisée par un groupe de prédateurs *Platynaspis luteorubra*, *Cataglyphis bicolor*, *Forficula auricularia* et des parasitoïdes Braconidae. Le groupe estivo-automnal de la strate herbacée comprend des prédateurs et des phyophages sans impact sur l'agrosystème olivier du fait de sa constitution en espèces non dominantes (figure 5.15b).

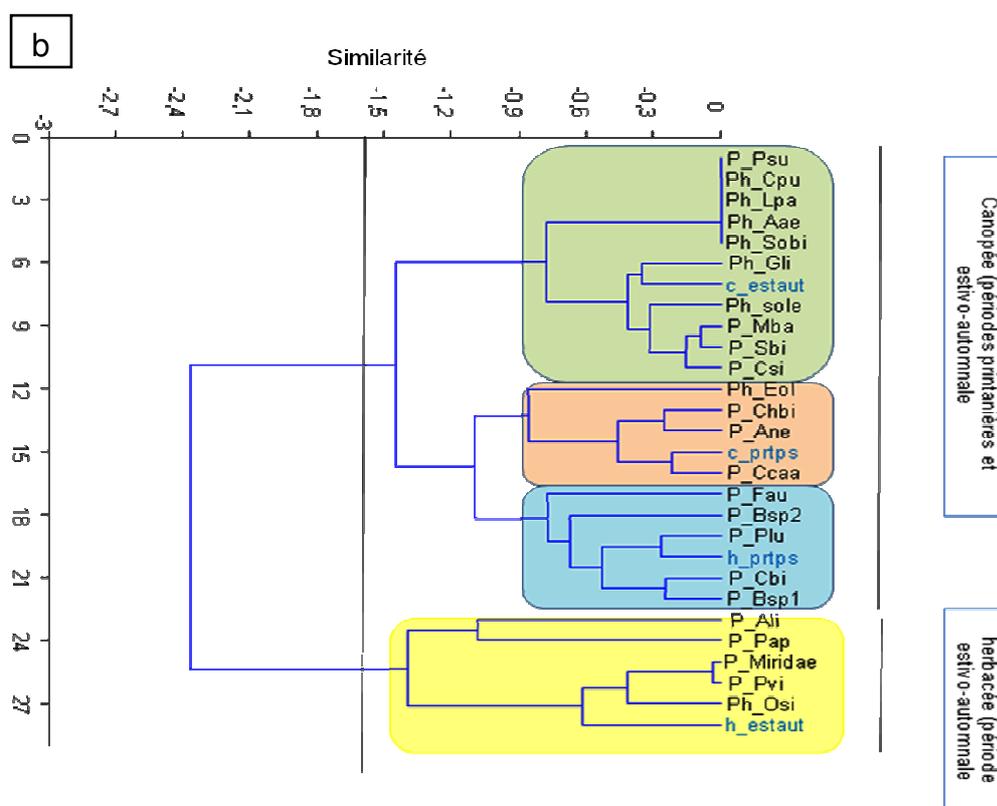


Figure 5.15 : Projection des pools saisonniers sur le plan d'ordination de l'AFC (F1xF2) (a) et dendrogrammes des groupes entomofauniques de la canopée et de la strate herbacée (b) dans l'oliveraie d'huile (P : prédateurs, Ph : phytophages).

5.5.2. Composition entomofaunique comparée des communautés fonctionnelles spécifiques

Nous avons testé la similarité globale entre deux habitats (canopée et strate herbacée) pour chaque assemblage saisonnier par une ANOSIM (Analysis Of SIMilitudes, past, vers. 1.9, [197] qui est un test non paramétrique de la significativité des différences basée sur une mesure de distance [198]. L'indice de Bray Curtis a été utilisé comme mesure de similitude et la probabilité associée calculée à partir de 10000 permutations.

La significativité des différences de diversités entomofauniques entre les deux habitats a été testée en utilisant la méthode des Bootsrap décrite dans [199]. La contribution de chaque taxon aux différences de composition des assemblages saisonniers dans chaque habitat respectif a été calculée à l'aide du

programme SIMPER (SIM PERcentage) (Past, 2001). Les saisons considérées sont la saison printanière (avr-mai-juin représentée dans les calculs par avril) et la saison estivo-automnale (juillet-août-septembre représentée dans les calculs par juillet). Nous avons considéré les groupes des entomophages (prédateurs et parasitoïdes) et leurs phytophages proies (*S. olea* Sole et *E. olivina* Eol).

Au sein de l'olivieraie de table, les principaux taxons contribuant le plus aux différences de composition interstrates durant la période printanière sont *Chilochorus similis* (Csi), *Cataglyphis bicolor* (Cbi), *Euphyllura olivina* (Eol) avec les deux espèces de Braconidae (Brac1 et Brac2) (tableau 5.8). En comparant les deux saisons printanière et estivo-automnale, ces mêmes espèces contribuent encore plus aux différences avec des pourcentages plus élevés.

Durant la période estivo-automnale, le complexe *Chilochorus-Cataglyphis-Braconidae* est dominant devant le psylle *E. olivina* qui contribue plus faiblement aux différences de composition (2.14% ; tableau 5.8). Les autres taxons représentés par des contributions nulles sont présentes dans les assemblages saisonniers sans pour autant qu'ils aient un impact régulateur des populations de phytophages à notre sens.

Dans la parcelle d'olive d'huile, le groupe entomofaunique printanier canopée-strate herbacée indique 6 taxons qui contribuent aux différences de composition des assemblages saisonniers entre les deux strates. Le taxon le plus représentatif est le Formicidae *Cataglyphis bicolor* (Cbi 21.16%), suivi de *Platynaspis luteorubra* (Plu 9.61%) et *Chrysoperla carnea* avec *Chilochorus bipustulatus* (Ccaa 8.81%, Chbi 8.64% respectivement) (tableau 5.9). Le Psylle de l'olivier et la cochenille noire ne contribuent que faiblement par rapport aux prédateurs cités, étant donné leur présence en tant que généralistes sur les canopées seulement.

Tableau 5.8 : Analyse des pourcentages de similitude (SIMPER) des trois assemblages saisons interstrates dans l'olivieraie de table (C : canopée, h : strate harbacée). (les contributions des taxons aux différences de composition sont mentionnées en gras) C : canopée, h : strate harbacée.

Taxon	c-avr_h-avr	c-avr_h-juil	c-juil_h-juil
Csi	20,27	24,77	12,07
Cbi	16,34	24,72	6,975
Eol	7,371	12,05	2,144
Brac1	6,557	4,075	6,077
Brac2	5,083	3,934	5,328
Ane	4,649	5,567	0,6056
Ccaa	3,746	5,543	5,069
Sole	2,812	3,88	4,284
Ichne	1,007	1,193	1,084
Msp	0	0	0,5594
Psp	0	0	8,176
Pmé	0	10,88	16,14
Psu	0	0	12,17
Cmo	0	0	9,624

Les différences de composition des assemblages des deux strates durant la période estivo-automnale concernent en premier lieu les deux espèces de Formicidae *Messor barbara* (Mba 22.39%) et *Cataglyphis bicolor* (Cbi 16.11%), *Chrysoperla carnea* et *Chilochorus similis* (8.06% et 7.36% respectivement) et enfin *Chilochorus bipustulatus* avec 3.58%. Quand on compare, l'entomofaune circulante entre les deux strates durant la période printanière et la période estivo-automnale, on peut constater des différences de composition chez les taxons *Cataglyphis bicolor* et *Chrysoperla carnea* (12.2-10.7% respectivement), *Messor barbara* (9.83%), *Chilochorus bipustulatus* (7.4 %) et *Euphyllura olivina* (7.8%).

Tableau 5.9: Analyse des pourcentages de similitude (SIMPER) des trois assemblages saisons interstrates dans l'olivieraie d'huile.

Taxon	c_h avril	c_h juil	c-avr_h-juil
Cbi	21,16	16,11	12,21
Plu	9,616	3,971	5,643
Ccaa	8,818	8,064	10,79
Chbi	8,645	3,587	7,476
Mba	6,448	22,39	9,83
Eol	4,453	1,254	7,878
Ane	3,719	1,077	5,087
Bra2	3,319	1,452	1,617
Csi	3,147	7,367	4,576
Fau	2,606	0,0796	1,215
Bra1	1,888	1,31	1,737
sole	1,506	2,021	2,589
Ali	1,106	1,265	1,617
Osi	0,738	2,281	5,985
Gli	0,1659	1,456	0,2106
Sbi	0,08295	0,3258	0,1053
Pap	0	2,256	6,178
Miridae	0	1,686	4,356
Sobi	0	0,4937	0
Pvi	0	2,267	5,972
Aae	0	0,1201	0
Lpa	0	0,2446	0
Cpu	0	2,041	0
Psu	0	3,878	0

D'autres taxons ont des pourcentages de contribution aux différences non négligeables, du fait qu'ils sont rencontrés surtout au niveau de la strate herbacée telles que *Pyrhocorris apterus* (Pap 6.17%) (tableau 5.9).

5.5.3. Le complexe auxiliaire des deux oliveraies: évolution et possibilités de régulation des populations des deux bioagresseurs

Les auxiliaires des oliveraies étudiées sont représentés par 6 familles dont 4 familles prédatrices les Chrysopidae, les Coccinellidae, les Anthocoridae et les Miridae et 2 familles de microhyménoptères parasitoïdes les Braconidae et les Ichneumonidae. Dans la parcelle d'olive de table (figure 5. 16_a), la famille la plus riche en espèces est celle des Coccinellidae et compte 6 représentants notamment au niveau de la canopée des arbres. Les autres familles ne comptent qu'un seul à deux représentants. La parcelle d'olive d'huile (figure 5. 16_b) se caractérise par l'absence des Ichneumonidae, par une faible représentativité des espèces de toutes les autres familles prédatrices citées, excepté pour les coccinellidae mais qui ne comptent que 4 espèces seulement.

L'abondance des coccinellidae est observée dans les canopées des deux variétés de plantes hôtes en relation avec la présence de leurs proies *Saissetia olea* et *E. olivina*, espèces de ravageurs potentiels de l'olivier. La première constatation réside dans la non coïncidence de densités d'auxiliaires les plus élevées avec les périodes d'activité optimale de leurs proies.

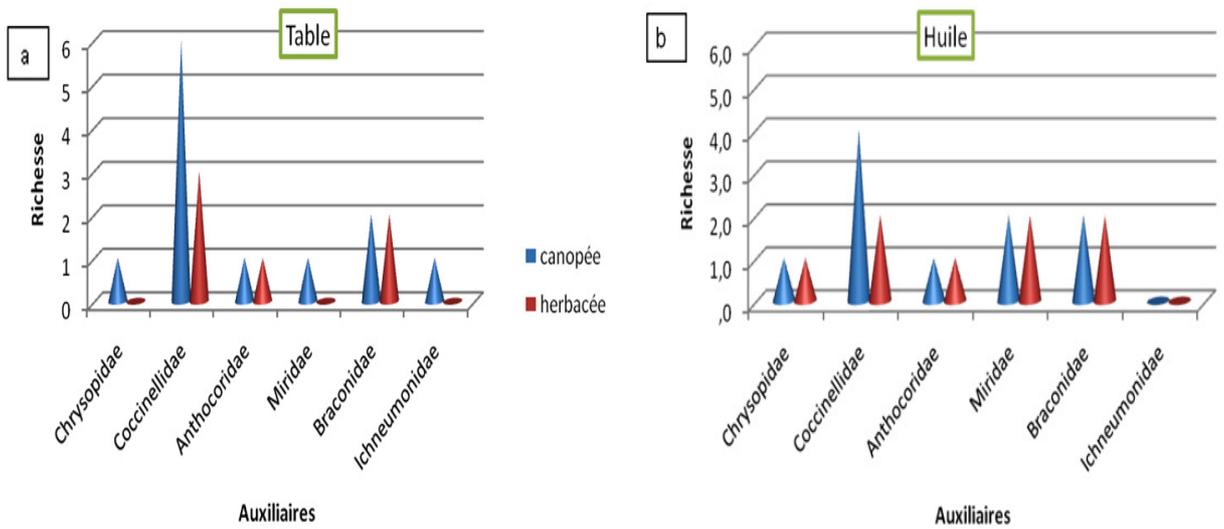


Figure 5.16 : Richesse familiale des auxiliaires dans l'oliveraie à olive de table (a) et l'oliveraie à olive d'huile (b).

Au niveau de la canopée d'olive de table, on remarque de fortes densités du psylle en avril comparées à celles de prédateurs non spécifiques tels que *Chilochorus similis* et *C. bipustulatus* qui apparaissent très faibles. En outre, 4 espèces prédatrices seulement sont présentes à cette période *Chrysoperla carnea* et *Anthocoris nemoralis* en plus des précédentes (figure 5. 17_a et figure 5.18_a).

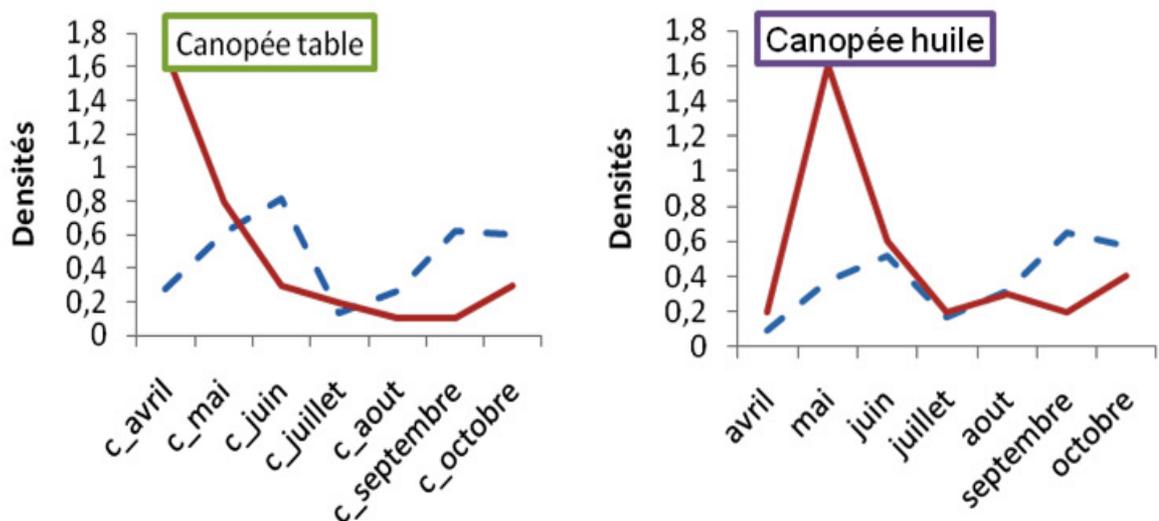


Figure 5.17: Abondance globale mensuelle de *S.olea* (traits tiretés) et d'*E.olivina* (traits pleins) sur les deux variétés d'olives à Béni Mered.

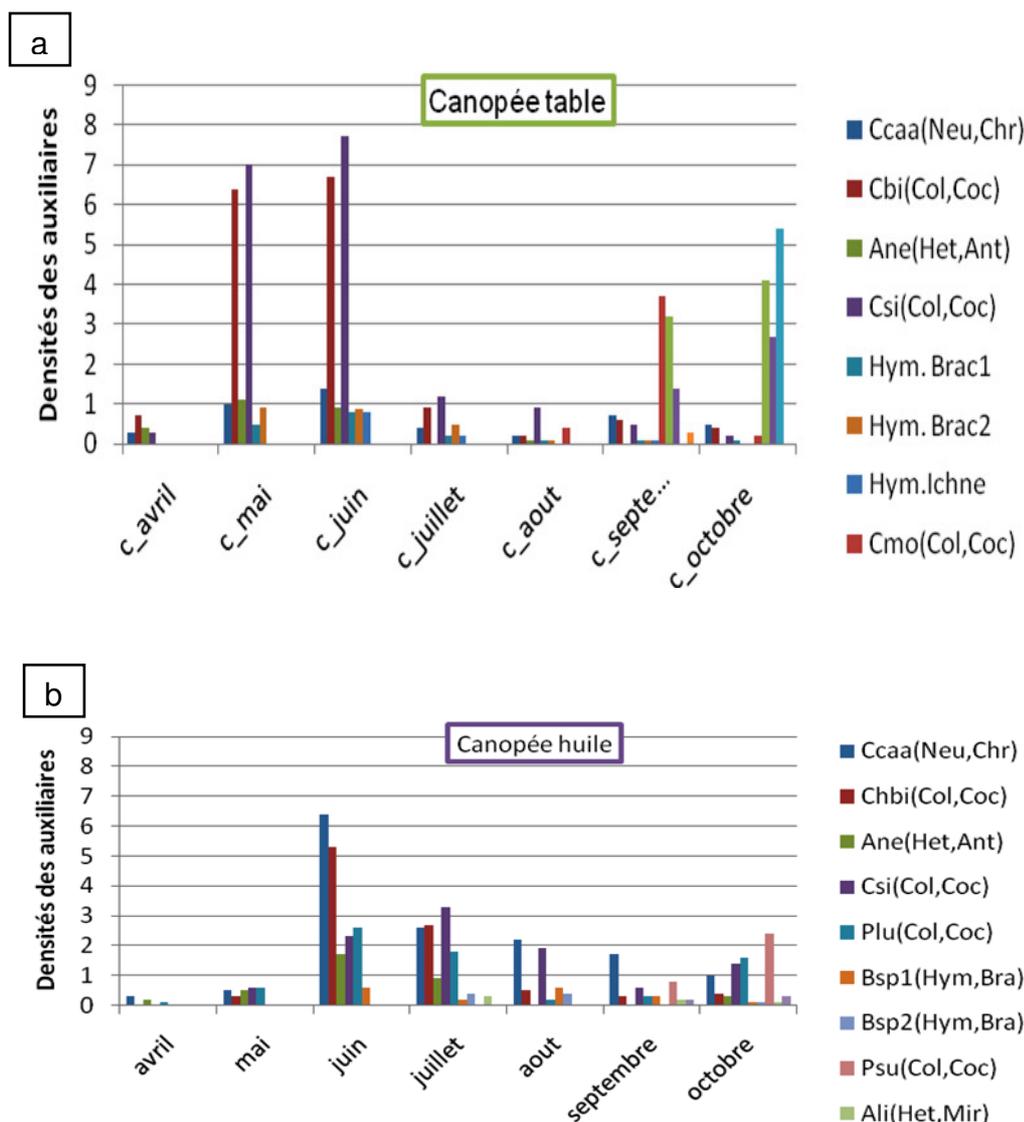


Figure 5.18 : Evolution mensuelle comparée des auxiliaires dans les oliveraies de table (a) et d'huile (b).

En mai et juin, on assiste par contre à une augmentation rapide des populations de la cochenille et parallèlement à une augmentation du nombre d'espèces d'auxiliaires principalement des espèces coccidiphages du genre *Chilocorus* (figure 5. 18_a), dont les densités semblent dépasser celles de la cochenille. En septembre et octobre, ce sont d'autres espèces de coccinelles qui s'installent au sein des colonies de *Saissetia olea*: *Pullus suturalis*, *Pharoscyrnus sp* et *Cryptolaemus montrouzieiri* (figure 5. 18_a et figure 5. 17_a).

L'occurrence des auxiliaires dans la parcelle à olive d'huile n'est perceptible qu'au mois de juin (figure 5. 18_b), au sein de la même station d'étude de Béni

Mered. On observe en effet la présence de la coccinelle coccidiphage *Chilocorus bipustulatus* et le chrysopidae *Chrysoperla carnea* à des densités plus importantes que celles des autres auxiliaires, à la même période (figure 5.18_b). On peut constater également la diminution des populations du psylle et de la cochenille simultanément (figure 5. 17_b). Durant toute la période estivo-automnale à partir de juillet, les abondances des entomophages restent faibles et fluctuent entre 0.5 et 2 individus en moyenne, avec les coccinelles *Platynaspis luteorubra* et *Chilocorus similis* (figure 5. 18_b).

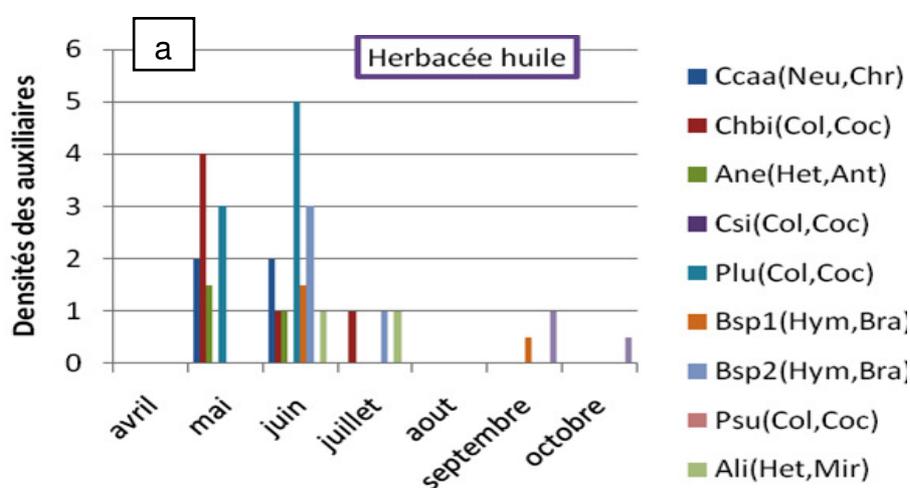
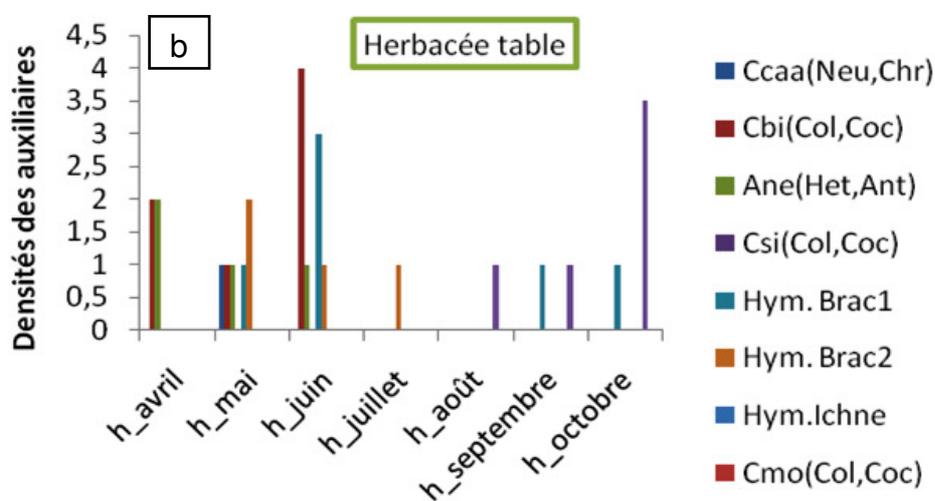


Figure 5.19 : Evolution mensuelle comparée des auxiliaires de la strate herbacée dans les oliveraies de table (a) et d'huile (b).



5.6. Influence de la qualité phytochimique de la plante sur la cochenille *Saissetia olea* dans les deux oliveraies

Nous nous sommes interrogé si la qualité phytochimique modulée par les pratiques agricoles, y compris phytosanitaires affecte l'abondance locale et globale de la cochenille de l'olivier selon la variété et l'habitat au sein de la canopée.

5.6.1. Occurrence des différents stades de développement de la cochenille noire *Saissetia olea* en fonction des constituants phytochimiques de l'olivier dans la parcelle à olive de table

Nous avons quantifié les teneurs en sucres et en proline du matériel végétal infesté par les différents stades de la cochenille dans chaque niveau de la plante hôte. Les populations des adultes et des larves de stade L3 et L2 de la canopée supérieure semblent évoluer au départ avec l'élévation des températures minimales, entre avril et juin. Les densités larvaires régressent par la suite d'août à octobre malgré des valeurs minimales des températures oscillant entre 18 et 20 °C (figure 5. 20_a).

Au niveau de la canopée inférieure, on peut constater deux étapes de l'évolution temporelle des populations du psylle (figure 5.20_b): l'une d'avril à juin, l'autre moins importante de juillet à octobre. Du fait de leur grégarisme, les différents stades évoluent simultanément en raison du caractère groupé des femelles de la cochenille avec leurs jeunes larves qui se développent à proximité de leur mère.

On remarque des situations contrastées de l'évolution des teneurs foliaires en sucres et proline. Les sucres sont toujours très faibles en quantités par rapport aux teneurs en proline. En avril, on assiste à la présence de teneurs élevées de la proline de la canopée supérieure et des teneurs en sucres totaux de la canopée inférieure. Les différents taux restent par la suite très négligeables de juin à août. En septembre, les quantités en sucres de la partie inférieures de l'arbre sont supérieures à celles de la proline (figure 5.20_c).

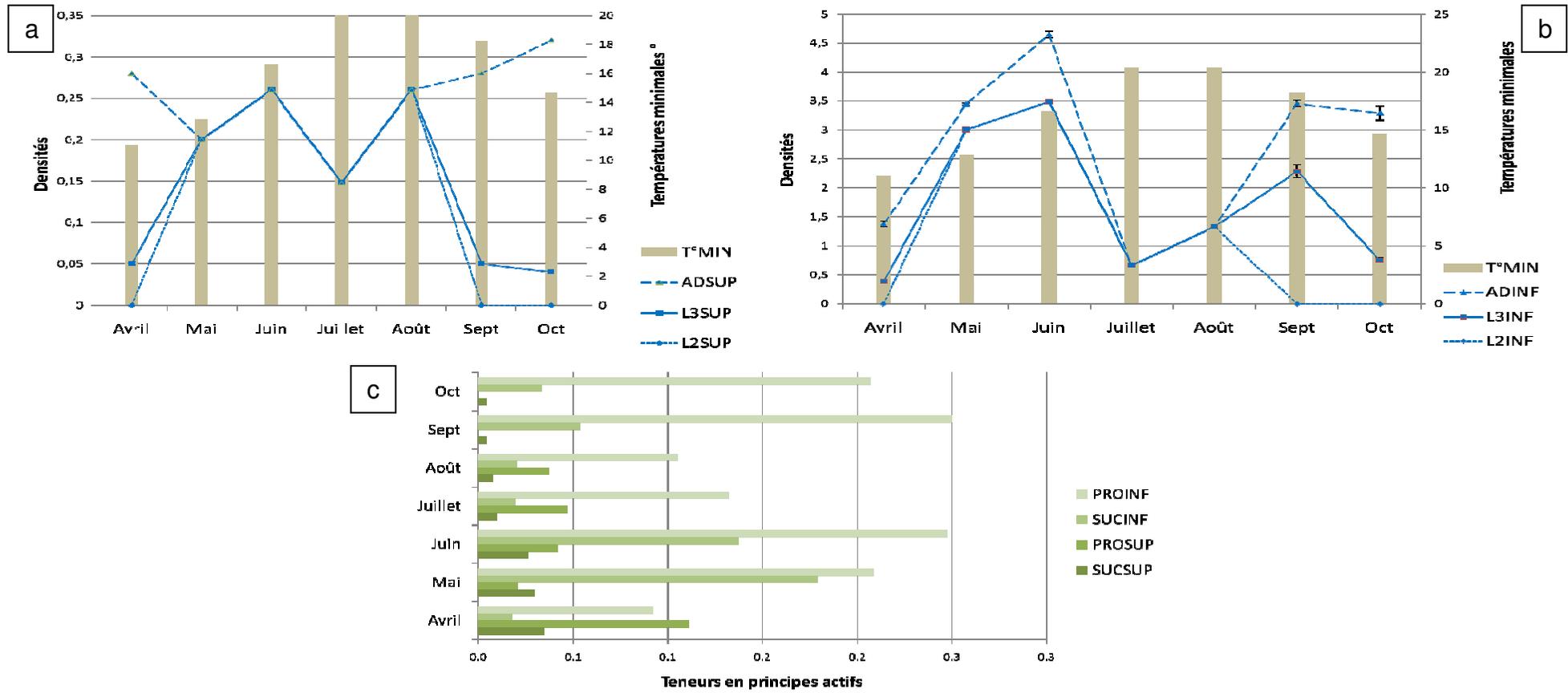
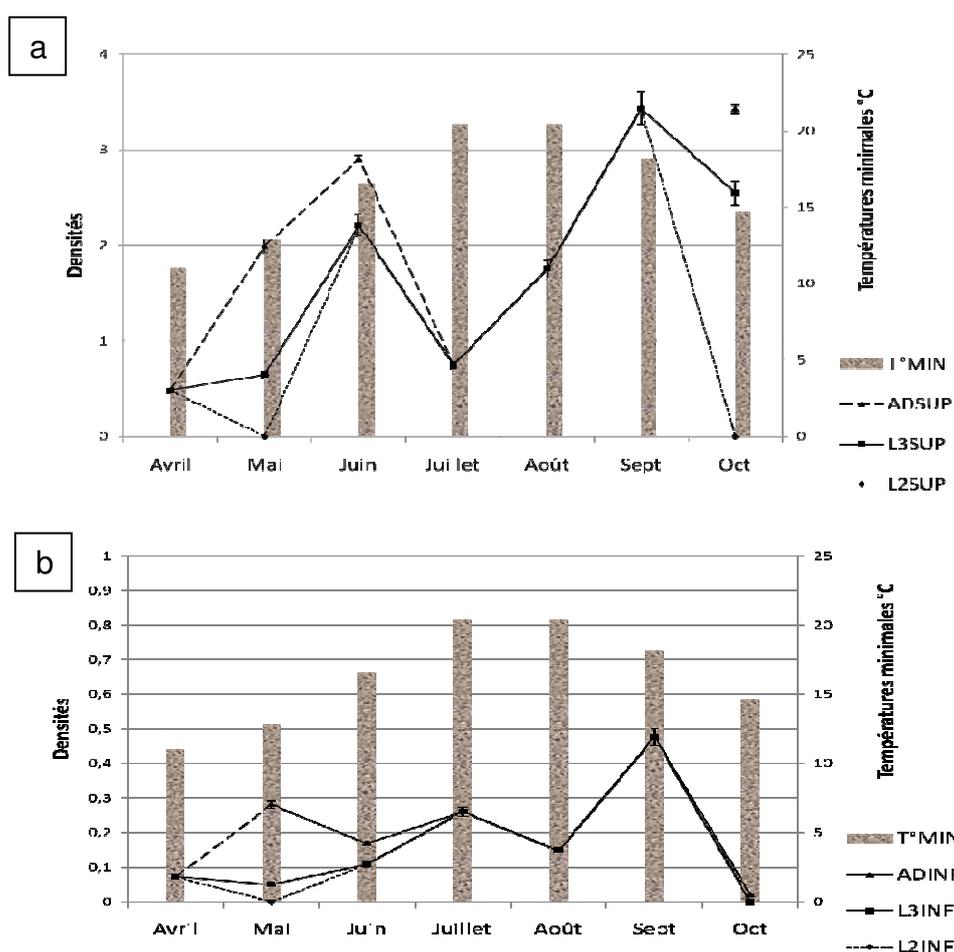


Figure 5.20: Variabilité temporelle des stades biologiques de *S. olea* (a et b) et des principes actifs (c) au niveau des parties hautes et basses de la canopée de l'olivier à olive de table dans la station de Béni Mered.

5.6.2. Occurrence des différents stades de développement de la cochenille noire *Saissetia olea* en fonction des constituants phytochimiques de l'olivier dans la parcelle à olive d'huile

Des pics d'abondance identiques à ceux de la parcelle d'oliveraie de table sont observés en juin et en septembre (figure 5.21_a) dans la canopée supérieure. Les populations de la cochenille évoluent rapidement à la faveur d'une augmentation des températures minimales de 12° à 16°C en avril et juin respectivement.



Au niveau de la canopée inférieure, les populations de la cochenille n'évoluent pas de la même façon. Les adultes présentent des fluctuations temporelles marquées par un pic maximal mais de très faible densité en septembre. Les populations larvaires et adultes sont caractérisées par de faibles effectifs au niveau de cet habitat de l'arbre (figure 5. 21_b). Les teneurs en sucres

sont autant élevées que les teneurs en proline, de mai à juin et en mai respectivement (figure 5.21_c).

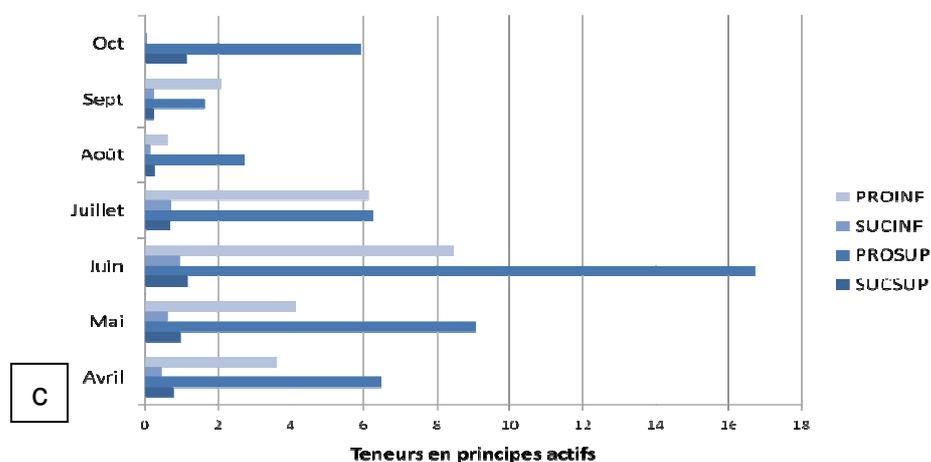


Figure 5.21 : Fluctuations temporelles des densités des populations larvaires et adultes de *S. olea* au niveau des parties supérieure (a) et inférieure de la canopée (b) et variation des teneurs en principes actifs des feuilles et des rameaux dans l'oliveraie d'huile, au niveau de la station de Béni Mered.

Concernant l'oliveraie de table, la matrice de corrélation basée sur les calculs des coefficients de Pearson met en évidence des probabilités associées aux interactions entre les stades biologiques eux-mêmes sur deux niveaux différents de la canopée, ainsi que des corrélations marginales entre les constituants phytochimiques des deux parties de l'arbre (tableau 5.10). On peut noter une corrélation positive et significative entre les L2 et les L3 des deux parties de la canopée ($p=0,02$, $r=0,83$; $p=0,05$; $r=0,74$) respectivement. Les teneurs en proline des deux parties sont marginalement et inversement corrélées : si la proline augmente dans l'une des parties, elle diminue dans l'autre partie (tableau 5.10). La seule corrélation évidente est révélée par la quantité en sucres avec la présence des larves L2 dans la canopée inférieure ($p=0,01$) avec une corrélation positive et significative. Les différents cas de l'évolution des paramètres de corrélation significatifs sont illustrés sur la figure 5.22 de (a) à (i). On retrouve à chaque fois une évolution différente des abondances de la cochenille ainsi que des teneurs en constituants foliaires sur l'une ou l'autre des canopées des oliviers de table.

Tableau 5.10 : Corrélations de Pearson entre les principes actifs des feuilles et des rameaux de l'olivier de table, les températures et les abondances des stades biologiques de *S. olea*.

	L2SUP	L3SUP	ADSUP	L2INF	L3INF	ADINF	SUCSUP	PROSUP	SUCINF	PROINF	T°MAX	T°MIN
L2SUP	-	0,0015411	0,0014852	0,020667	0,088705	0,14935	0,70359	0,97297	0,28621	0,96449	0,21975	0,38117
L3SUP	-0,94149	-	0,00038024	0,047116	0,053923	0,13134	0,82107	0,87514	0,3262	0,91317	0,19123	0,3415
ADSUP	-0,94236	0,96675	-	0,04679	0,087603	0,042653	0,65717	0,91155	0,32181	0,83452	0,18618	0,34219
L2INF	0,831	-0,7606	-0,76	-	0,19658	0,52712	0,27518	0,87379	0,01322	0,43062	0,83697	0,93618
L3INF	-0,686	0,74	0,68	-0,55434	-	0,34533	0,294	0,33215	0,64648	0,29818	0,8446	0,89855
ADINF	-0,606	0,63	0,77047	-0,29067	0,42225	-	0,72569	0,4873	0,94205	0,27383	0,22209	0,33326
SUCSUP	0,177	-0,11	-0,21	0,48042	-0,46423	-0,16377	-	0,094801	0,25138	0,74812	0,14699	0,066464
PROSUP	-0,016	0,07	-0,05	-0,074551	-0,43275	-0,31781	0,67701	-	0,56675	0,07385	0,53819	0,42394
SUCINF	0,47088	-0,43756	-0,44112	0,85922	-0,21304	-0,034157	0,50163	-0,26435	-	0,13741	0,6056	0,48054
PROINF	-0,020921	0,05	0,10	0,35786	0,46069	0,4816	-0,15005	-0,71002	0,62009	-	0,89798	0,97193
T°MAX	0,53131	-0,55984	-0,56511	0,096483	-0,091927	-0,52904	-0,60861	-0,28326	-0,23909	-0,060202	-	4,92E-05
T°MIN	0,39449	-0,42528	-0,42473	-0,03762	0,059866	-0,43186	-0,72283	-0,36271	-0,32249	-0,016535	0,98539	-

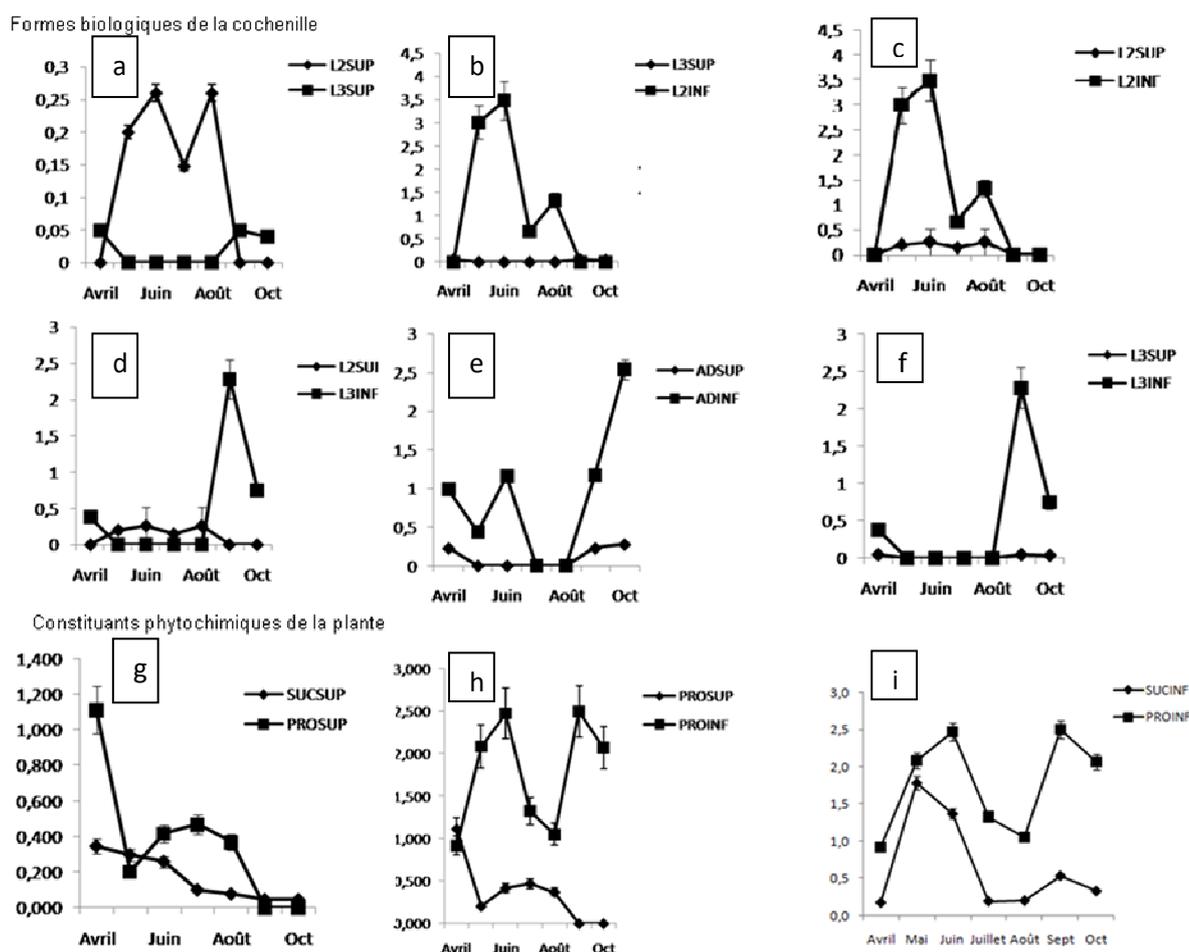


Figure 5.22 : Variation temporelle des paramètres de corrélation entre les abondances de la cochenille de l'olivier et les constituants phytochimiques de la plante hôte dans l'oliveraie de table.

Concernant maintenant l'oliveraie d'huile, la matrice de corrélation basée sur les calculs des coefficients de Pearson met en évidence des probabilités associées aux interactions entre les stades biologiques eux-mêmes sur deux niveaux différents de la canopée, ainsi que des corrélations entre les constituants phytochimiques des deux parties de l'arbre (tableau 5.11). On peut noter une corrélation significative entre les L2 des deux parties de la canopée ($p=0,02$, $r=0,80$). Les teneurs en proline des deux parties sont corrélées : si la proline augmente dans l'une des parties, elle diminue dans l'autre partie (tableau 5.9).

Tableau 5.11 : Corrélations de Pearson entre les principes actifs des feuilles et des rameaux de l'olivier d'huile, les températures et les abondances des stades biologiques de *S. olea*.

	L2SUP	L3SUP	ADSUP	L2INF	L3INF	ADINF	SUCSUP	PROSUP	SUCINF	PROINF	T°MAX	T°MIN
L2SUP	-	0,21561	0,27609	0,028407	0,34525	0,39924	0,16815	0,7807	0,98593	0,82938	0,2772	0,22114
L3SUP	-0,53533	-	0,1899	0,24988	0,84929	0,79599	0,22702	0,91982	0,28053	0,24568	0,40292	0,49974
ADSUP	-0,47962	0,56122	-	0,10976	0,06012	0,016495	0,059215	0,22367	0,65574	0,82679	0,32384	0,26867
L2INF	0,80653	-0,50299	-0,65575	-	0,37813	0,28406	0,060787	0,29356	0,84884	0,97954	0,23421	0,15173
L3INF	-0,42231	0,089131	0,73446	-0,39679	-	0,00041892	0,57297	0,68891	0,62553	0,86222	0,43345	0,34679
ADINF	-0,3809	0,12106	0,84572	-0,47272	0,96543	-	0,33074	0,35542	0,42394	0,62252	0,42968	0,32428
SUCSUP	-0,58449	0,52431	0,73617	-0,73321	0,26027	0,43389	-	0,038557	0,3127	0,37051	0,24783	0,18534
PROSUP	-0,13028	-0,047285	0,52752	-0,46461	0,18647	0,41432	0,78004	-	0,026829	0,032526	0,72265	0,54122
SUCINF	-0,0082908	-0,47577	0,2072	-0,089396	0,22633	0,3627	0,44859	0,8111	-	3,42E-05	0,9034	0,88406
PROINF	0,10102	-0,50684	0,10257	0,012051	0,08143	0,22825	0,40262	0,79523	0,98737	-	0,79442	0,98479
T°MAX	0,47866	-0,37816	-0,43947	0,5175	-0,35581	-0,35854	-0,50487	-0,16563	0,056995	0,122	-	4,92E-05
T°MIN	0,52996	-0,30925	-0,48613	0,60306	-0,42109	-0,43912	-0,56599	-0,28124	-0,068453	0,008959	0,98539	-

L2: Larves du deuxième stade de *Saissetia olea* ; L3: Larves du troisième stade de *Saissetia olea* ; AD: Adultes de *Saissetia olea*; SUC : Sucre totaux; PRO : Proline ; INF : partie basse de la canopée ; SUP : partie haute de la canopée ;T°MAX :Température maximale ; T°MIN : Température minimale

Deux corrélations sont évidentes révélée par la quantité en sucres avec la présence des adultes de la partie supérieure et les larves L2 dans la canopée inférieure ($p=0,05$, $r=0,736$; $p=0,06$, $r=-0,733$). Les différents cas de l'évolution des paramètres de corrélation significatifs sont illustrés sur la figure 5.23 de (a) à (g). On retrouve à chaque fois une évolution différente des abondances de la cochenille ainsi que des teneurs en constituants foliaires sur l'une ou l'autre des canopées des oliviers d'huile.

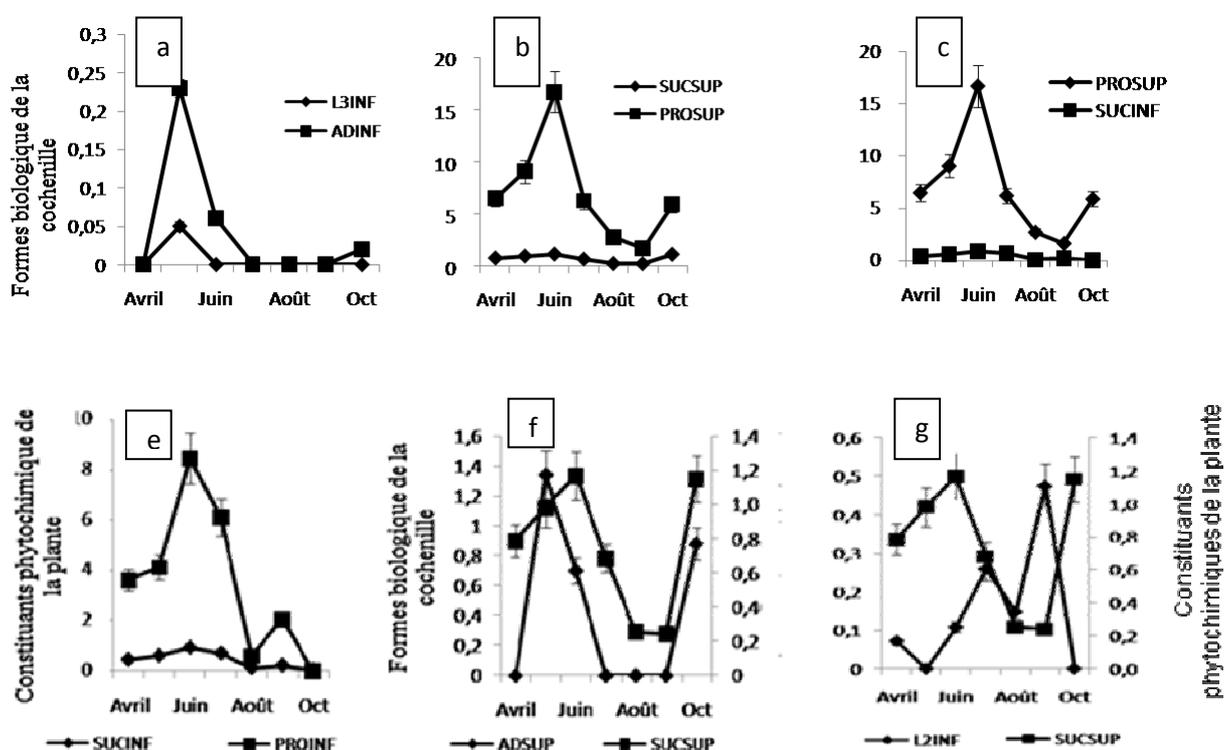


Figure 5.23 : Evolution temporelle des paramètres de corrélation entre les abondances de la cochenille de l'olivier et les constituants phytochimiques de la plante hôte dans l'olivieraie d'huile.

5.6.3. Mise en évidence de la relation temporelle entre la qualité phytochimique de la plante hôte et des stades biologiques de *Saissetia olea*

Nous avons essayé de vérifier la relation temporelle des facteurs de structuration et de la qualité phytochimique de la plante par une interprétation de l'A.C.P des constituants phytochimiques et des abondances des stades de

développement de la cochenille *Saissetia olea*. Le plan 1,2 retenu ($ACP_1=50,38\%$, $ACP_2=26,10\%$) dans l'ACP établie pour l'oliveraie de table révèle une certaine disparité des 4 groupes structurés (figure 5.24_a).

Le groupe 1 concerne la présence simultanée des adultes de la cochenille et des larves de troisième stade au niveau de la partie supérieure des arbres, durant la saison automnale en septembre et octobre. Le vecteur caractérisant la teneur en proline au niveau de la basse frondaison présente une faible projection sur les deux axes et une corrélation négative non significative.

Le groupe 2 comprend le mois d'avril où aucune interaction n'est à signalée. Dans le groupe 3, on remarque en mai et juin, une corrélation entre les L2 de *S. olea* situés sur la partie supérieure et inférieure de l'arbre avec les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre. Le groupe 4 est caractérisé par l'absence de corrélation entre la cochenille et les constituants phytochimiques de la plante, durant la période estivale en juillet et août.

L'ACP établie pour les variables étudiées dans l'oliveraie d'huile d'avril à octobre rend compte d'une contribution maximale des informations sur le plan d'ordination axe1x axe2 ($ACP_1=47,72\%$, $ACP_2=28,78\%$) (figure 5.24_b). Trois groupes se structurent dans cette oliveraie.

Le groupe 1 révèle une corrélation apparente entre les formes biologiques de *Saissetia olea* à savoir les adultes de la partie supérieure et inférieure de l'arbre et les larves du troisième stade de la partie supérieure et inférieure de l'arbre avec les sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre, en mai et octobre. Le groupe 2 ne signale aucune interaction aux mois d'avril, juillet, août et septembre. Le groupe 3 ne présente aucune interaction entre les formes biologiques de la cochenille et les constituants phytochimiques de la plante au mois de juin.

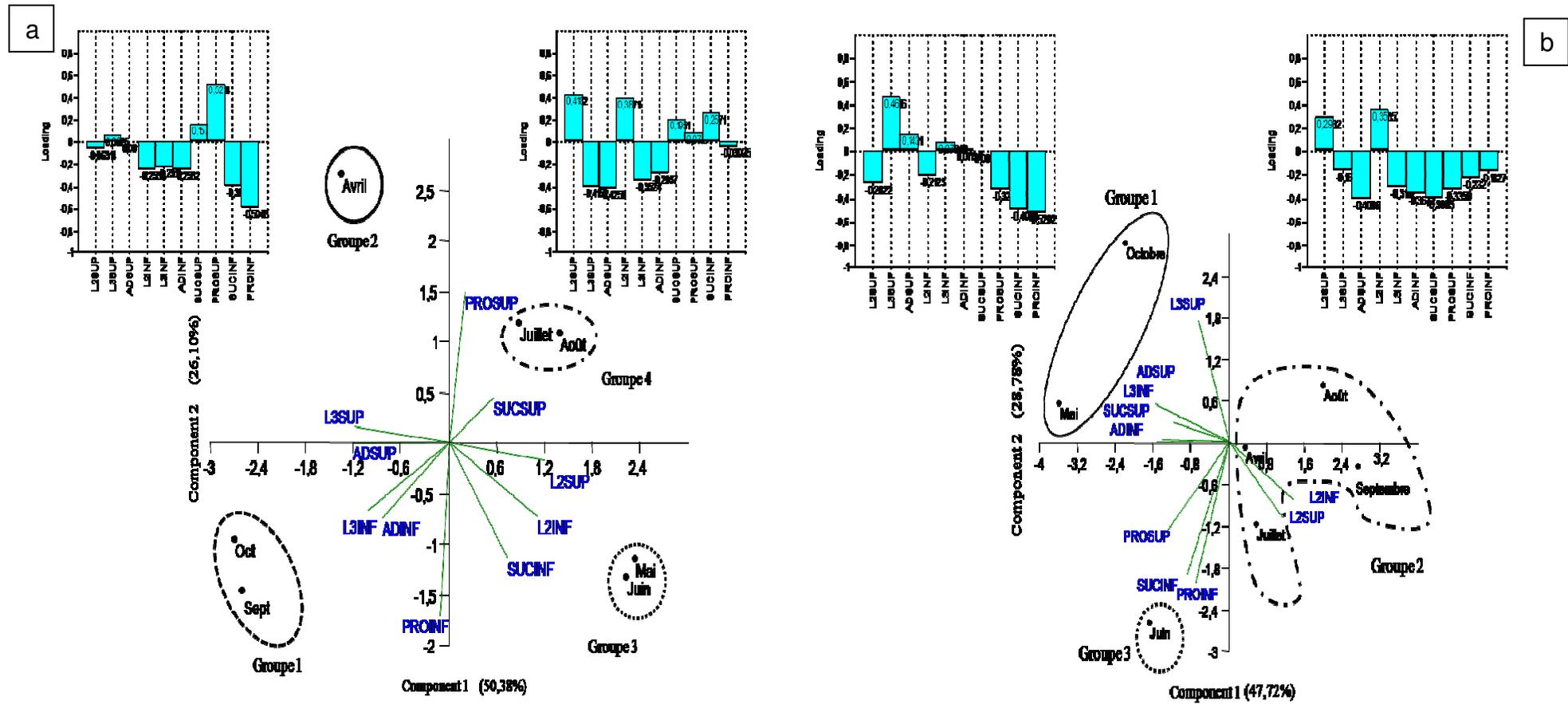


Figure 5.24 (a, b) : Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologiques de la cochenille de l'olivier *Saissetia olea* dans les deux oliveraies.

5.7. Influence de la qualité phytochimique de la plante sur le psylle *Euphyllura olivina* dans les deux oliveraies

5.7.1. Distribution spatiotemporelle des larves d'*E. olivina* en fonction des constituants phytochimiques des boutons floraux et des jeunes pousses de l'olivier dans la parcelle à olive de table

Dans l'oliveraie de table, les abondances des larves du psylle sont très faibles (figure 5.25_a). On constate cependant de plus fortes densités dans la canopée inférieure surtout en septembre. Les courbes de l'évolution des constituants foliaires affichent une même tendance d'évolution. Les teneurs en sucres, bien que faibles, sont différentes d'avril à octobre, avec une quantité élevée en avril associée à une teneur élevée en proline au cours du même mois (figure 5.25_b et _c). De mai à août, les différentes teneurs régressent.

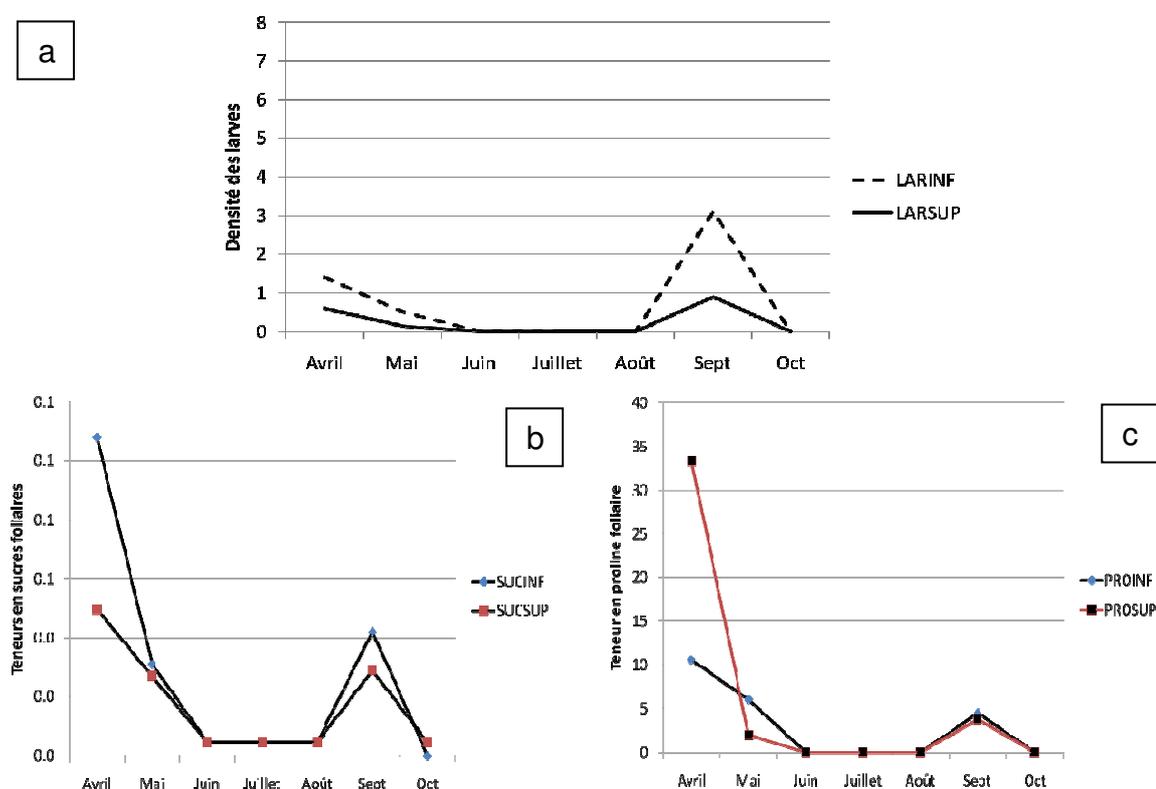


Figure 5.25 : Evolution temporelle des abondances larvaires du psylle et des teneurs en proline et sucres foliaires, dans l'oliveraie de table.

Les coefficients de Pearson calculés entre les paramètres populationnels du psylle et les différentes teneurs quantifiées de la proline et des sucres foliaires ont mis en évidence les interactions suivantes (tableau 5.12 _(a,b)).

Dans la parcelle à olive de table, l'interaction entre les larves du psylle de la partie supérieure et les larves de la partie inférieure est hautement significative et positive (figure 5.26_a) ($r=0,980$, $p=1\times 10^{-4}$). Les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre sont corrélés marginalement et positivement avec les abondances des larves de la partie supérieure de l'arbre (figure 5.26_h) ($r=0,725$, $p=0,064$). Les sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre sont corrélés marginalement et positivement avec les abondances larvaires de la partie inférieure de l'arbre ($r=0,675$, $p=0,095$).

Les interactions entre les constituants des boutons floraux et des jeunes pousses est importante. On remarque une corrélation hautement significative et positive entre les sucres totaux de la partie supérieure et les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre (figure 5.26_b) ($r=0,967$, $p=3\times 10^{-4}$), entre la proline de la partie inférieure et supérieure de l'arbre et entre les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre respectivement (figure 5.26_{c, e}) ($r=0,957$, $p=7\times 10^{-4}$), ($r=0,95168$, $p=9\times 10^{-4}$).

De plus la corrélation est hautement significative et positive entre la proline de la partie inférieure de l'arbre et les sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre (figure 5.26_d) ($r=0,99$, $p=1\times 10^{-5}$), entre la proline de la partie supérieure de l'arbre et les sucres totaux de la partie supérieure et la proline de la partie inférieure de l'arbre, la corrélation est significative et positive respectivement (figure 5.26_{f, g}) ($r=0,850$, $p=0,015$), ($r=0,852$, $p=0,014$). On doit indiquer que les températures maximale et minimale n'ont pas d'interaction avec les larves du psylle. Par contre, on dénote trois interactions entre les températures maximales et les constituants des boutons floraux et des jeunes pousses à savoir les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre (figure 5.26_i) ($r=-0,671$, $p=0,098$). Toute fois toutes ces interactions sont marginales et négatives respectivement avec les sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre et la proline de la partie inférieure

de l'arbre (figure 5.26_{m,n}) ($r=-0,708$, $p=0,074$), ($r=-0,749$, $p=0,052$). De même pour ce qui concerne les températures minimales, on signale la présence de deux corrélations marginales et négatives respectivement avec les sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre et la proline de la partie inférieure de l'arbre (figure 5.26_{o,p}) ($r=-0,686$, $p=0,088$), ($r=-0,745$, $p=0,054$).

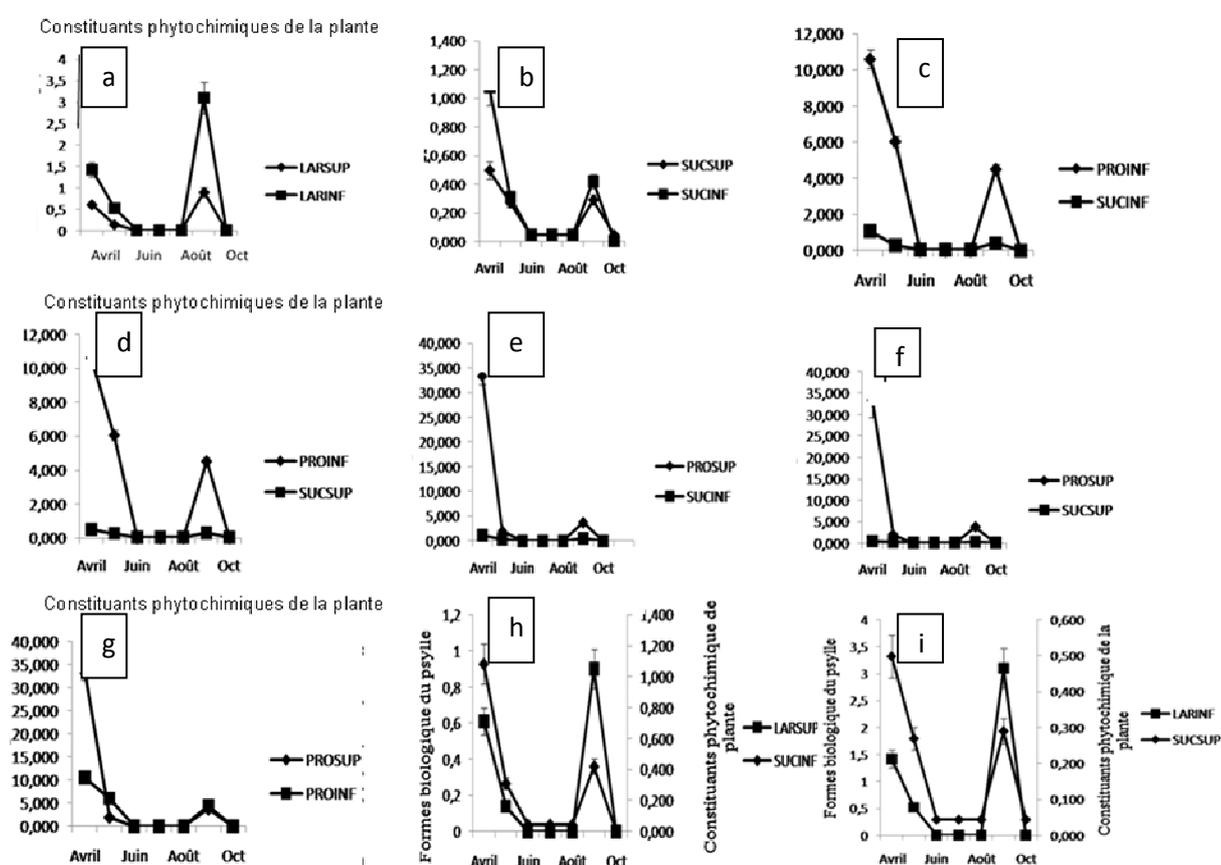


Figure 5.26 : Evolution temporelle des paramètres de corrélations entre les abondances du psylle *E. olivina* et les constituants phytochimiques de la plante hôte, dans l'oliveraie de table.

Tableau 5.12 : Corrélations de Pearson entre les principes actifs des boutons floraux et des jeunes pousses, les températures et les abondances des stades biologiques d'*E. Olivina*.

a-Oliveraie de table

	LARINF	LARSUP	SUCINF	SUCSUP	PROINF	PROSUP	T°MAX	T°MIN
LARINF	-	0,00010467	0,16813	0,096	0,17731	0,41807	0,60693	0,7774
LARSUP	0,98021	-	0,06487	0,037	0,086042	0,20788	0,45016	0,5931
SUCINF	0,58451	0,72569	-	0,000347	0,00071915	0,00096039	0,098232	0,10766
SUCSUP	0,6759	0,78316	0,96794	-	1,91E-05	0,01529	0,074735	0,08844
PROINF	0,57453	0,69029	0,95701	0,990	-	0,014859	0,052529	0,054437
PROSUP	0,36699	0,54296	0,95168	0,850	0,85225	-	0,11425	0,1136
T°MAX	-0,23824	-0,34385	-0,67199	-0,709	-0,74929	-0,64968	-	4,92E-05
T°MIN	-0,13228	-0,24716	-0,65865	-0,68659	-0,74546	-0,65055	0,98539	-

b-Oliveraie d'huile

	LARINF	LARSUP	SUCINF	SUCSUP	PROINF	PROSUP	T°MAX	T°MIN
LARINF	-	1,74E-05	0,0075946	0,024091	0,20488	0,25759	0,31707	0,33106
LARSUP	0,99037	-	0,0016055	0,010984	0,1768	0,3217	0,35458	0,35878
SUCINF	0,88794	0,94051	-	0,00048921	0,081299	3,96E-01	0,47131	0,42937
SUCSUP	0,81941	0,86958	0,9632	-	0,012121	0,18773	0,46311	0,38271
PROINF	0,54595	0,57508	0,69777	0,86418	-	0,026219	0,52053	0,38333
PROSUP	0,49601	0,44122	0,38297	0,56349	0,81291	-	0,39383	0,31475
T°MAX	-0,445	-0,41497	-0,32893	-0,33468	-0,29512	-0,38494	-	4,92E-05
T°MIN	-0,43363	-0,41169	-0,35876	-0,39332	-0,39285	-0,4469	0,98539	-

5.7.2. Distribution spatiotemporelle des larves d'*E. olivina* en fonction des constituants phytochimiques des boutons floraux et des jeunes pousses de l'olivier dans la parcelle à olive d'huile

On observe un même profil d'évolution des populations larvaires du psylle et des teneurs en sucres et en proline foliaires. Les quantités constatées sont notamment élevées dans la partie haute de la canopée correspondant à des pics d'abondance en mai et octobre notamment (figure 5.27 a, b et c).

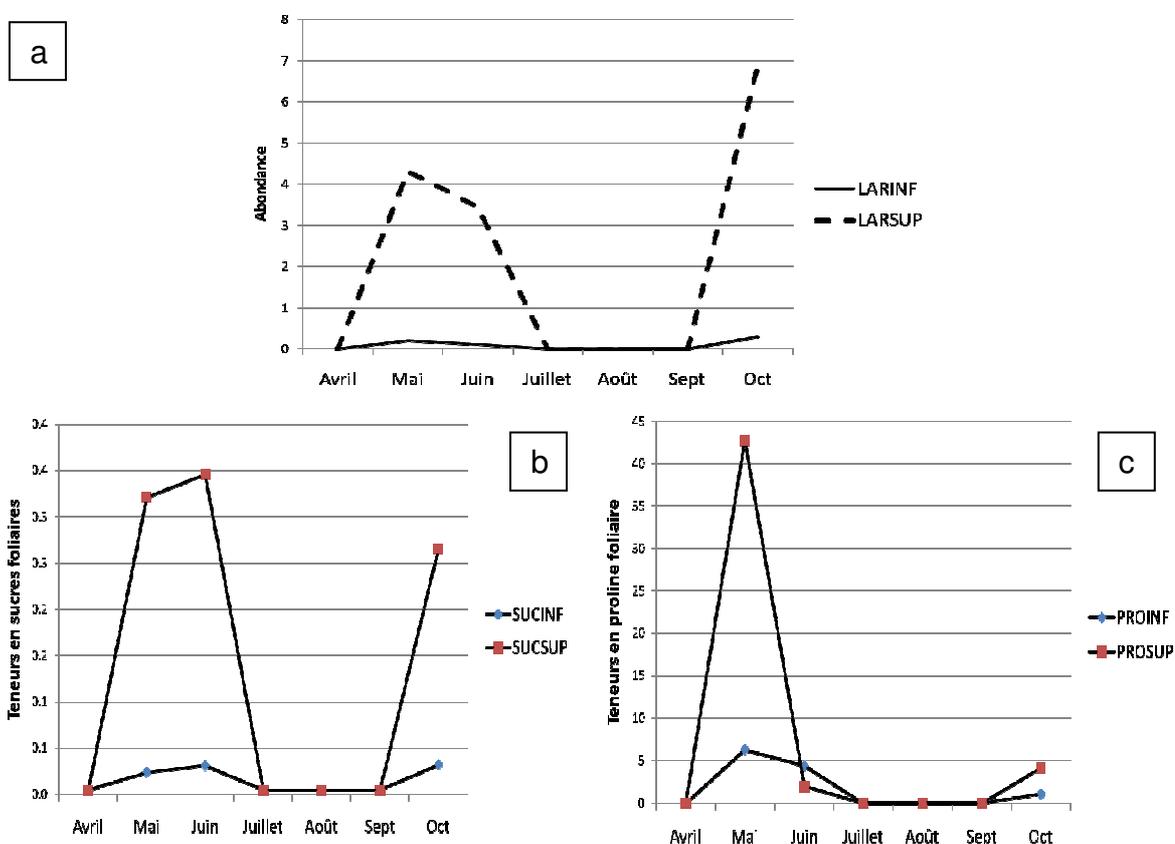


Figure 5.27 : Evolution temporelle des abondances larvaires du psylle et des teneurs en proline et sucres foliaires, dans l'oliveraie d'huile.

La matrice de corrélation basée sur les calculs des coefficients de Pearson et de leurs probabilités associées entre les variables des abondances et les variables des constituants phytochimiques au sein de la plante hôte de l'olivier d'huile (tableau 5.12_b) a permis de mettre en évidence des interactions entre populations larvaires des deux différentes parties de la canopée d'une part et des

interactions entre abondances et teneurs foliaires. L'évolution des différents paramètres de corrélation dans l'oliveraie d'huile est illustrée dans la figure 5.20 (de a à i).

On remarque une corrélation positive et hautement significative entre les larves de la partie supérieure et inférieure de l'arbre (figure 5.28_a) ($r=0,990$, $p=1\times 10^{-5}$). Il existe quatre interactions entre les constituants des boutons floraux et des jeunes pousses avec les larves du psylle. On remarque, d'une part deux interactions qui sont hautement significatives et positives entre les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre et les larves de la partie inférieure et supérieure de l'arbre respectivement (figure 5. 28_{f, g}) ($r=0,887$, $p=7,5\times 10^{-3}$), ($r=0,940$, $p=0,001$), d'autre part les deux autres interactions concernent les sucres totaux foliaires de la partie supérieure de l'arbre qui sont significatives et positives avec les larves de la partie inférieure et supérieure de l'arbre respectivement (figure 5 .28_{h, i}) ($r=0,819$, $p=0,024$), ($r=0,869$, $p=0,010$). On signale qu'entre la proline de la partie inférieure et supérieure de l'arbre l'interaction n'est pas apparente mais elle est présente.

Les interactions entre les constituants des boutons floraux et des jeunes pousses entre eux sont à signaler, tout d'abord entre les sucres totaux de la partie supérieure et inférieure de l'arbre (figure 5. 28_b) où la corrélation est hautement significative et positive ($r=0,963$, $p=4\times 10^{-4}$), puis la corrélation marginale et positive entre la proline de la partie inférieure de l'arbre et les sucres totaux de la partie inférieure de l'arbre (figure 5 .28_c) ($r=0,697$, $p=0,081$), par contre une autre interaction mais significative et positive entre la proline de la partie inférieure de l'arbre et sucres totaux de la partie supérieure de l'arbre (figure 5.28_d) ($r=0,86418$, $p=0,012$), enfin l'interaction est significative et positive entre la proline de la partie supérieure et inférieure de l'arbre (figure 5 .28_e) ($r=0,812$, $p=0,026$). Aucune interaction n'est à signalé entre les températures, les larves du psylle et les constituants phytochimiques des boutons floraux et des jeunes pousses.

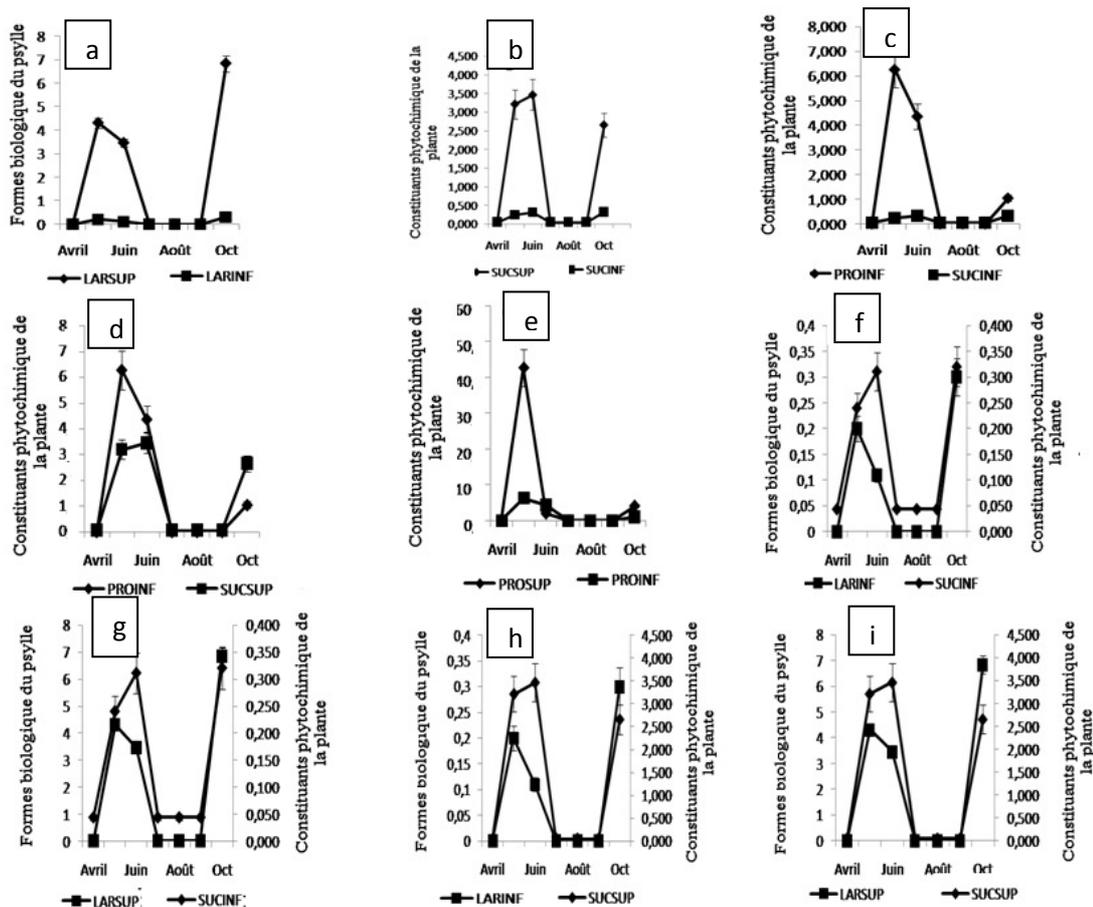


Figure 5.28 : Evolution temporelle des paramètres de corrélations entre les abondances du psylle *E. olivina* et les constituants phytochimiques de la plante hôte, dans l'oliveraie d'huile.

5.7.3. Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologiques du psylle *Euphyllura olivina* dans l'oliveraie de table et d'huile

Nous avons essayé de vérifier la relation temporelle des facteurs de structuration des populations larvaires du psylle avec la qualité phytochimique des deux variétés d'olive par une interprétation d'une A.C.P. Le principe de cette analyse est de résumer la plus grande interaction entre la qualité phytochimique des boutons floraux et des jeunes pousses et *Euphyllura olivina* (figure 5.29).

Pour l'oliveraie de table, le plan 1,2 est retenu (ACP1=81,07%, ACP2 =16,35%) car il rend compte d'une contribution maximale sur les corrélations existantes

entre la distribution des larves et le statut des constituants phytochimiques des feuilles et des rameaux de la variété « Sigoise » durant la période s'étalant d'avril à octobre (figure 5.29_a). On distingue trois groupes individualisés s'opposant entre eux.

Le groupe 1 ne concerne aucune corrélation mise en évidence pendant la saison automnale. Il est caractérisé par des abondances contrastées des larves du psylle au sein de la basse et de la haute canopée. Le groupe 2 représente les teneurs en sucres totaux et proline des deux parties de l'arbre pendant le mois d'avril. Le groupe 3 est opposé aux autres et ne présente aucune interaction entre les formes biologiques de la cochenille et les constituants phytochimiques de la plante dans la période qui s'étale de mai, juin, juillet, août à octobre.

Pour les données d'observations réalisées dans l'oliveraie d'huile, les calculs ont montré 77,81% et 16,26% de contribution maximale de la variance aux axes 1 et 2 de l'ACP respectivement (figure 5.29_b). L'analyse des variables explicatives a mis en évidence la présence de 3 groupes disparates. Le groupe 1 concerne les mois d'avril, juillet, août et septembre où aucune interaction n'est signalée entre les populations larvaires du psylle et les teneurs en sucres et en proline de la plante. Le groupe 2 montre de bonnes corrélations entre les sucres et les abondances larvaires du psylle au niveau des deux parties de la canopée en juin et octobre. Le groupe 3 concerne des teneurs très élevées de la proline au mois de mai au niveau des parties haute et basse des oliviers respectivement.

5.7.4. Analyse de l'effet temporel des paramètres environnementaux des oliveraies sur les variations des teneurs en constituants phytochimiques de la plante hôte

Les teneurs en sucres et en proline sont-elles tributaires des traits des variétés d'olive et des traits biologiques des deux bioagresseurs spécifiques *S. olea* et *E. olivina* ? Nous avons analysé séparément chaque trait sur les teneurs des constituants foliaires par le modèle linéaire global (ANOVA, Past vers .9) (figure 5.30 à figure 5.33) et (tableau 5. 13 à tableau 5.16).

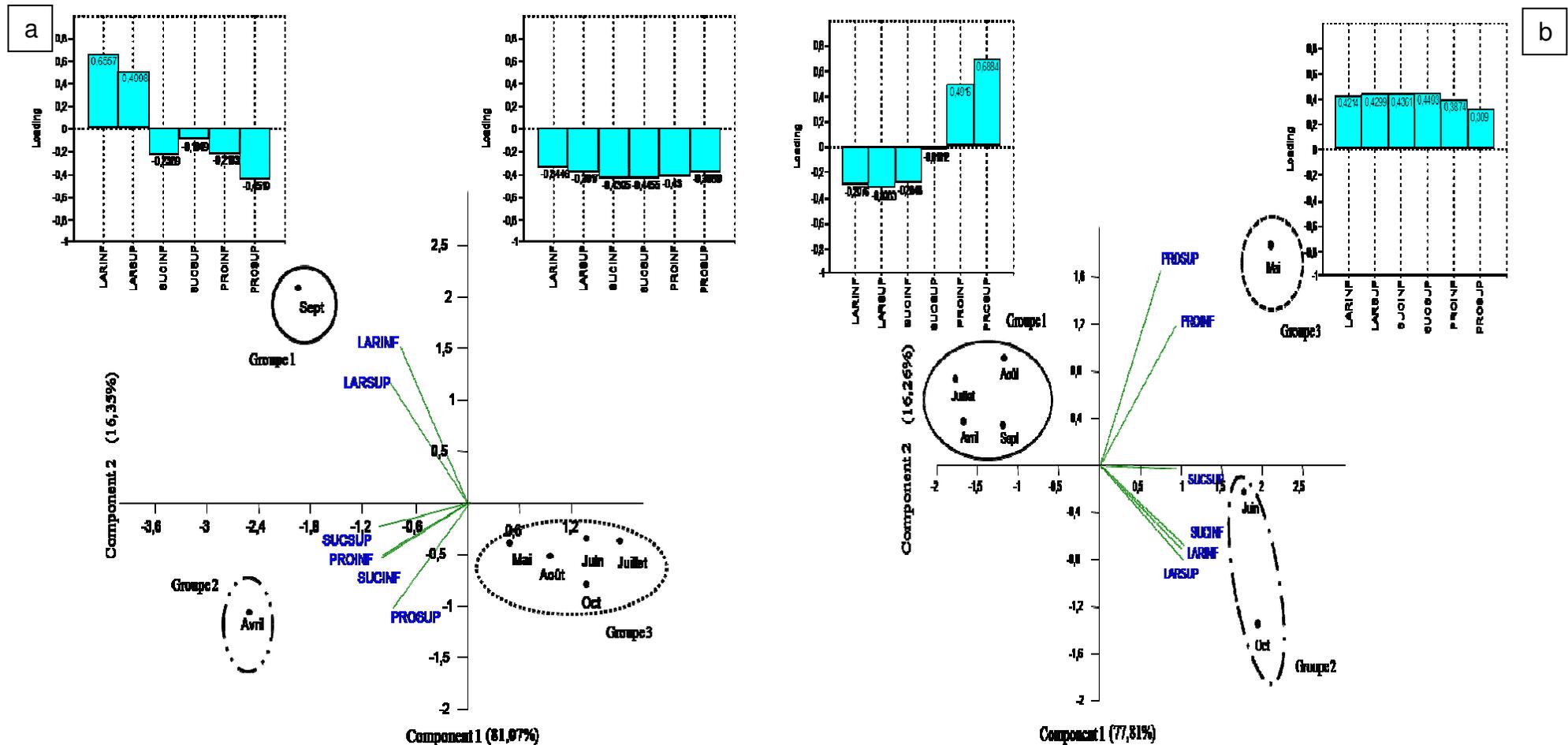


Figure 5.29 (a, b) : Relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologique du psylle *Euphyllura olivina* dans les deux oliveraies : de table (a) et d’huile (b).

Concernant les réponses de la plante induites par l'infestation de la cochenille noire de l'olivier, les teneurs en sucres totaux sont plus élevées dans la canopée supérieure de l'olivier à olive d'huile sous l'influence des jeunes larves de deuxième stade, (figure 5. 30_{a, d et c}). Après une diminution d'avril à mai, on constate une évolution rapide des teneurs en sucres foliaires qui atteignent un optimum en juillet, puis elles diminuent considérablement au-delà (figure 5. 30_b). L'effet temporel, du stade larvaire L2 et de l'abondance des stades les uns par rapport aux autres sur la variabilité des sucres totaux est significatif : une différence très hautement significative est notée en particulier pour l'effet stade (tableau 5.13).

Les teneurs en proline sont plus élevées également dans l'olivieraie d'huile par rapport aux teneurs enregistrées dans l'olivieraie de table avec une différence ($P < 5\%$, figure 5.31_a et tableau 5.14). L'habitat au sein de la canopée la période ainsi que l'abondance du stade biologique n'ont pas d'effet significatif sur les fluctuations des teneurs en proline (figure 5.31_{d,c et b} respectivement, tableau 5.14).

On peut noter par contre un effet significatif des teneurs en sucres ($p = 0.01$) sur les teneurs en proline.

Le taux de cette molécule de stress a tendance à augmenter en rapport avec le stade larvaire lui-même : plus la taille des individus augmente plus leurs prélèvements s'accroissent du fait de besoins nutritifs plus importants et plus la plante est stressée sous l'effet de cette bioagression, notamment au courant du mois de juillet où elle atteint une valeur maximale. La quantité de proline est par contre très faible au niveau des feuilles infestées par la cochenille au niveau de l'olivieraie de table.

Si on considère l'effet des traits biologiques du psylle de l'olivier et des traits de la plante sur les teneurs en sucres, on peut noter que l'augmentation de la teneur en proline agit sur une augmentation simultanée de la teneur en sucres totaux foliaires (figure 5.32_c, tableau 5.15, $p < 1\%$).

Les quantités de sucres sont élevées sur les jeunes pousses et botons floraux de l'olivier à huile, notamment au mois de juin et légèrement plus élevées au niveau du niveau supérieur de la canopée par rapport au niveau inférieur mais, les différences ne sont pas significatives (figure 5. 32 a, b d, tableau 5.15, $p>5\%$). L'abondance des différents stades biologiques a un effet très hautement significatif sur l'augmentation des teneurs glucidiques foliaires (tableau 5.15).

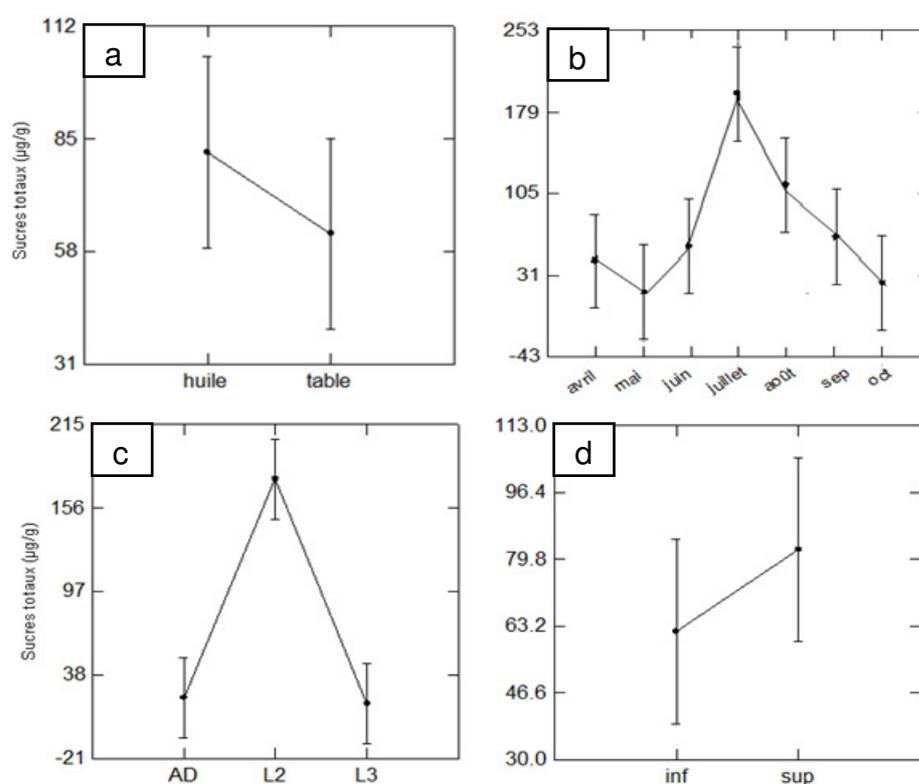


Figure 5.30 : Fluctuations temporelles des teneurs en sucres totaux foliaires en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur *Saissetia olea*.

Tableau 5.13: Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en sucres des oliviers infestés par *S.olea*.

Source	Somme des carrés	ddl	carrés moyens	F-ratio	P
Abondance	154245.911	1	154245.911	7.054	0.010
Stade	436930.289	2	218465.145	9.991	0.000
Habitat	8692.056	1	8692.056	0.398	0.530
Temps	295573.352	6	49262.225	2.253	0.048
Plante hôte	7899.311	1	7899.311	0.361	0.550
Erreur	1574334.208	72	21865.753		

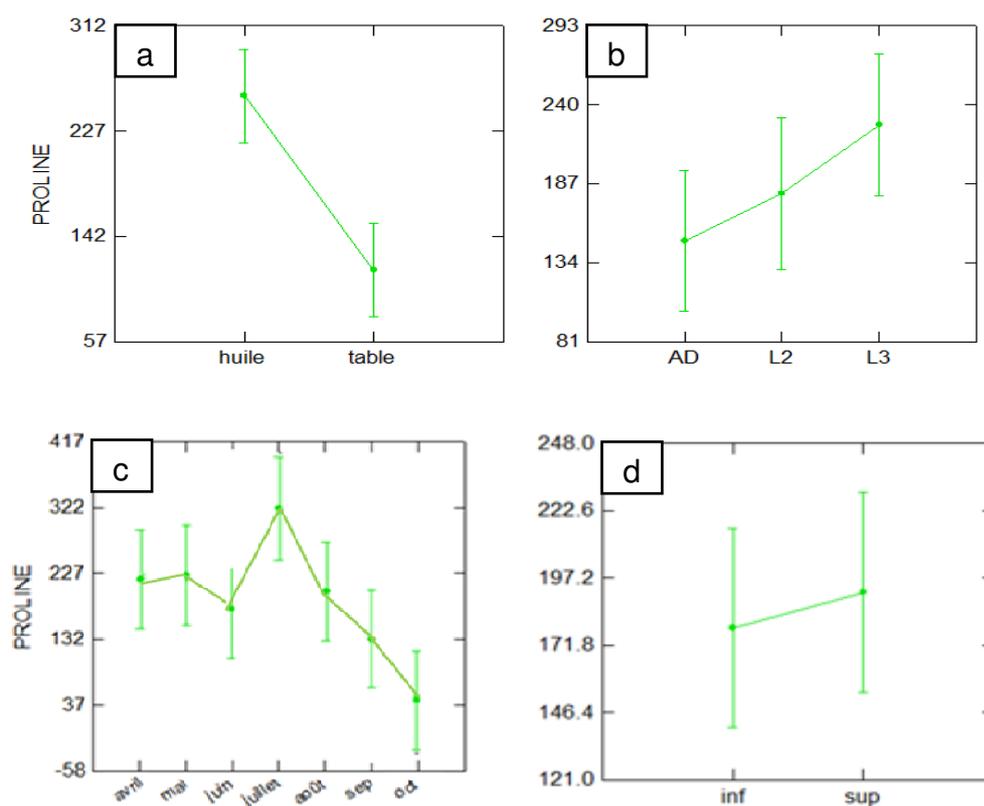


Figure 5.31 : Fluctuations temporelles des teneurs en proline foliaire en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur *S. olea*.

Tableau 5.14: Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en proline des oliviers infestés par *S.olea*.

Source	Somme des carrés	ddl	carrés moyens	F-ratio	P
Abond.	35656.102	1	35656.102	0.604	0.440
Stade	85280.465	2	42640.232	0.722	0.489
Plante hôte	409648.159	1	409648.159	6.936	0.010
Sucres	374713.294	1	374713.294	6.345	0.014
Habitat	3765.616	1	3765.616	0.064	0.801
Période	518495.411	6	86415.902	1.463	0.203
Erreur	4193092.284	71	59057.638		

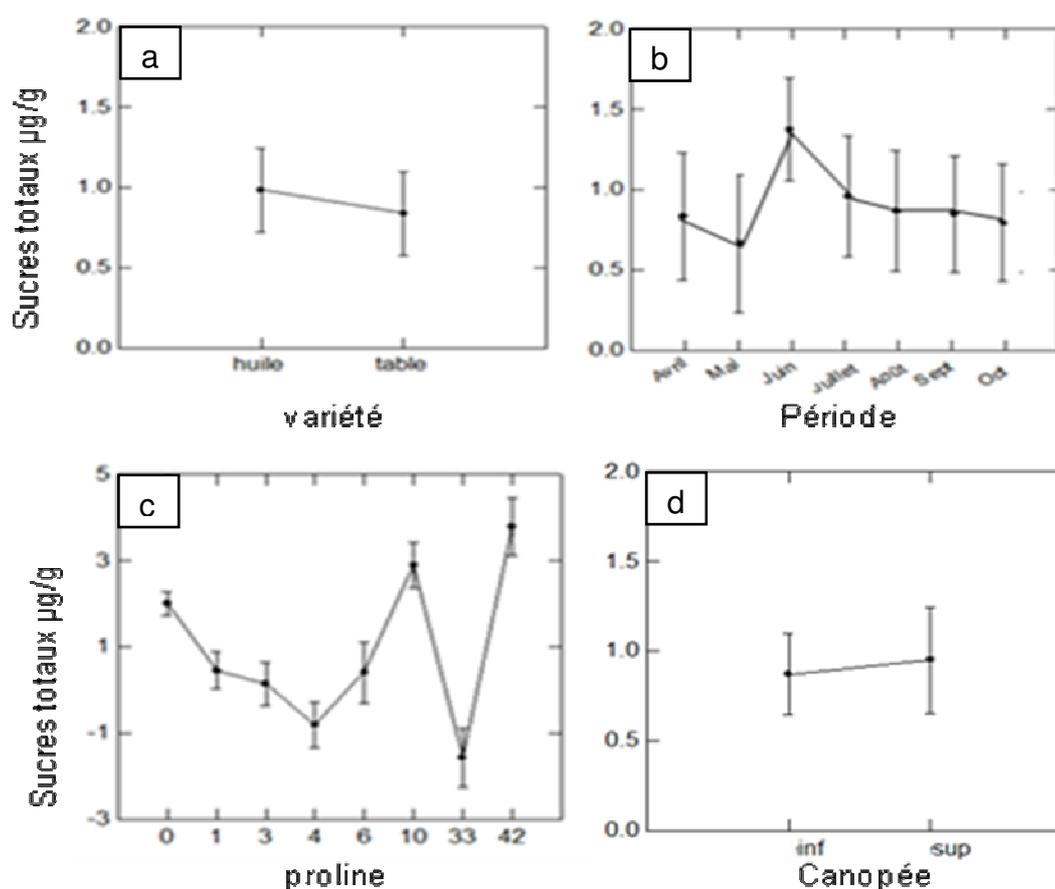


Figure 5.32 : Fluctuations temporelles des teneurs en sucres totaux foliaires en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur *E. olivina*.

Tableau 5.15: Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en sucres des oliviers infestés par *E. olivina*.

Source	somme des carrés	ddl	carrés moyens	F-ratio	P
Habitat	0.024	1	0.024	0.169	0.689
Abondance	10.492	7	1.499	10.357	0.000
Période	0.943	6	0.157	1.086	0.427
Variétés	0.091	1	0.091	0.629	0.445
Proline	3.677	1	3.677	25.409	0.000

La figure 5.33 nous renseigne sur les effets des traits de la plante hôte l'olivier et les traits biologiques du ravageur *E. olivina* sur la variation des teneurs en proline.

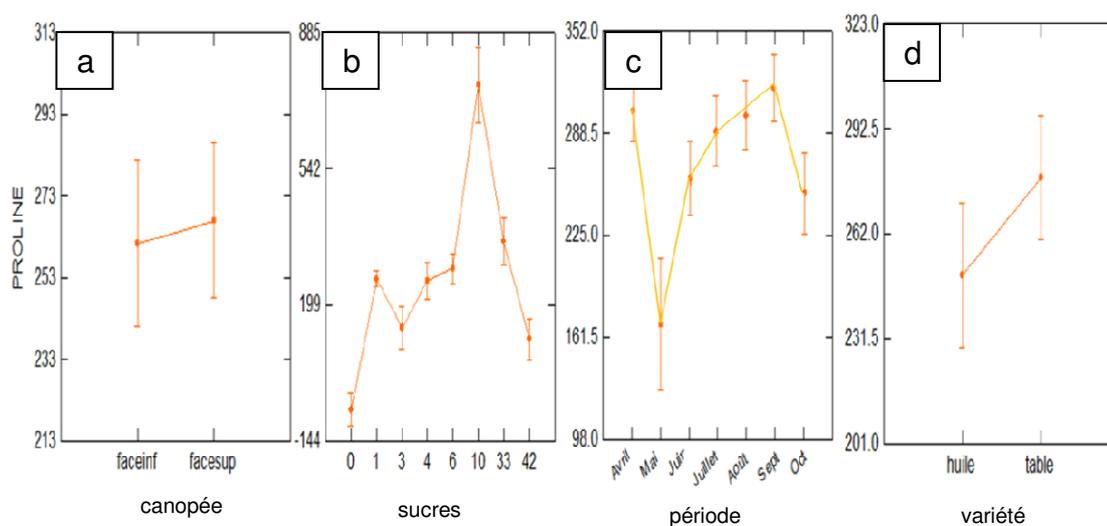


Figure 5.33 : Fluctuations temporelles des teneurs en proline en relation avec les traits de la plante hôte et du ravageur *E. olivina*.

Les teneurs en proline dosées dans les jeunes pousses et les boutons floraux infestés par le psylle de l'olivier sont plus élevées sur l'olivier à olive de table et significativement différentes par rapport à celles notées sur la variété d'huile (figure 5.33_d, tableau 5.16, $p=0.02$).

Particulièrement élevées en avril ; elles diminuent notablement au mois de mai puis réaugmentent pour atteindre des valeurs maximales en septembre, ce qui se traduit par une différence significative marginale entre les teneurs en proline des périodes printanière et estivo-automnale (figure 5.33_c, tableau 5.16, $p=0.07$). Comme pour les teneurs en sucres foliaires, l'abondance de la population du psylle a un effet sur la variation de la proline dans la plante ($p<1\%$, tableau 5.16).

Par rapport au niveau de la canopée supérieur ou inférieur, les teneurs en proline sont presque similaires (figure 5.33_a) et il n'y a pas de différence significative (tableau 5.16) ($p= 0.60 >5\%$).

Tableau 5.16 : Résultats de l'analyse du modèle général linéaire des effets des paramètres de l'environnement sur les variations des teneurs en proline des oliviers infestés par *E. olivina*.

Source	Somme des carrés	ddl	carrés moyens	F-ratio	P
Habitat	121.000	1	121.000	0.281	0.608
Abond.larv	389025.723	6	64837.620	150.403	0.000
Période	7026.582	6	1171.097	2.717	0.078
Variété	3089.920	1	3089.920	7.168	0.023
Sucres	62726.106	3	20908.702	48.502	0.000
Erreur	4310.913	10	431.091		

Discussion

6.1. Variation spatiotemporelle des communautés trophiques de l'entomocénose des oliveraies dans la Mitidja centrale

A l'échelle du paysage ou d'un biome, les habitats favorables et défavorables pour une espèce s'alternent et peuvent grandir, diminuer ou disparaître avec le temps. Au sein de ces écosystèmes, les êtres vivants ont une valeur intrinsèque liée à leur existence et assurent un certain nombre de processus écologiques. Comme la structure fonctionnelle des communautés influence les processus écosystémiques, il est donc primordial de comprendre la structuration des communautés dans l'espace et dans le temps.

Dans un écosystème donné, les chaînes alimentaires ou réseaux trophiques sont les plus importantes relations entre les êtres vivants car elles représentent la seule façon de transférer de la matière et de l'énergie [200 ; 201]. Les insectes participent à toute la gamme des processus naturels essentiels au maintien des systèmes biologiques [202]. Aussi, l'étude de l'évolution des populations entomofauniques dans divers biotopes présente t-elle un intérêt en terme d'effet sur la biodiversité [203 ; 204 ; 205].

L'entomofaune dans un verger cultivé se limite le plus souvent à une association agrobiocoenotique groupant les phytophages, strictement inféodés à la plante cultivée, souvent nombreux par la force d'attraction que représente une monoculture, et les entomophages qui parviennent à s'installer. L'autre partie de l'entomofaune est constituée par d'autres insectes erratiques qualifiés de «foule» [198], guidés par des taxies variées et très souvent cycliques comme pour la recherche des fleurs par les insectes butineurs au printemps, ou le cas des Calliphoridae dont les possibilités d'installation dans des biotopes variés sont très grandes.

Nous avons montré à travers nos résultats d'échantillonnage durant 7 mois d'observation à Béni Mered, l'occurrence spatiotemporelle de quatre groupes fonctionnels dont les traits écologiques relatifs à leur structure et leur installation sont caractéristiques de chaque verger étudié. Les phytophages, le complexe des auxiliaires, les pollinisateurs ainsi que le groupe des insectes de régime trophique non défini constituent des communautés homogènes mais différenciées. Le caractère successional des groupes fonctionnels dans la parcelle à olive de table démontre la présence simultanée des 4 communautés mettant en évidence une certaine homogénéité. Les assemblages trophiques de l'oliveraie d'huile s'installent par contre les uns après les autres : d'abord les florivores et les Diptères à régime non défini puis les prédateurs et les phytophages. Chaque communauté respective n'est pas structurée de la même façon selon la saison et l'environnement lui-même des oliveraies. Concernant la parcelle de table, au mois d'avril, on peut remarquer la présence de pollinisateurs Andrenidae avec des phytophages mineurs coïncidant avec l'apparition des bourgeons axillaires sur la plante hôte. En juin, à la pleine floraison, on retrouve tous les phytophages potentiels de l'olivier associé à un complexe d'auxiliaires et d'espèces pollinisatrices. En juillet-août, durant la période de formation du fruit-grossissement, on assiste à l'apparition de la mouche de l'olive et à une colonisation des oliviers par la génération estivale de la cochenille noire dont les populations sont associées à cette période à différentes espèces de prédateurs et de pollinisateurs. Pendant la période automnale, entre septembre et octobre, on peut remarquer surtout l'abondance des coccinellidae coccidiphages représentées par 5 espèces.

Au sein de l'oliveraie d'huile, en Avril-mai-juin, entre l'apparition de nouvelles pousses terminales et la pleine floraison, on a pu observer des populations du psylle de l'olivier en présence de pollinisateurs Syrphidae et de la punaise prédatrice *Anthocoris nemoralis*. En Juillet-août prédominant durant la période de floraison-début de formation du fruit des espèces de pollinisateurs et des microhyménoptères parasitoïdes Braconidae. En septembre et octobre, entre la phase de grossissement du fruit et l'étape de début maturation, on peut noter

des colonies de *saissetia olea* associée à un cortège d'auxiliaires dont des coccidiphages *Platynaspis luteorubra* *Chilocorus bipustulatus*, *Chilocorus similis* puis une dominance de la coccinelle coccidiphage *Pullus suturalis* qui persiste au sein de la communauté.

La synchronisation des insectes avec le développement de l'hôte joue un rôle clé dans la survie et la dynamique de certaines populations [206 ; 207]. Dans notre cas, cette variabilité de la répartition des groupes d'insectes peut être expliquée par le fait que les deux variétés d'olive sont différentes du point de vue de leur génotype, et que la reprise de leur cycle végétatif ne s'effectue pas à la même période. Au printemps, la fin de la dormance des bourgeons et de certaines espèces d'insectes dépend des conditions abiotiques comme une accumulation de chaleur et une photopériode suffisante [206 ; 207].

Les insectes ressentent directement l'effet de la photopériode et de la température. La photopériode est stable d'une année à l'autre par rapport aux variations annuelles de température. Ces variations annuelles de température peuvent jouer un rôle important dans la date d'éclosion des insectes ou de débourrement de leur hôte, ce qui explique le grand nombre d'espèces recensées à travers les différents types de piégeages au printemps où les conditions climatiques semblent avoir favorisé l'apparition et la multiplication des phytophages potentiels et occasionnels. Dans le cas de la parcelle à olive de table, la reprise du cycle a débuté en Avril à une température moyenne avoisinant 18.6°C. Des abondances maximales d'insectes ont été observées en Juin pendant la floraison pour la plante hôte à une température moyenne de l'ordre de 23°C (Appendice C4). La température accélère en effet la rapidité du métabolisme et la vitesse de développement des insectes et des plantes [208]. Les insectes récoltés ne sont pas d'un nombre très important au sein de la parcelle à olive d'huile de variété « Chemlal » en comparaison avec la parcelle précédente. Cela peut être expliqué du fait que la reprise du cycle s'est effectuée avec un retard d'un mois pour cette variété et que les besoins alimentaires et les périodes de reproduction de ces insectes ne coïncident pas avec cette période.

Les traits écologiques décrits pour les communautés fonctionnelles respectives témoignent donc de la sensibilité ou de la tolérance d'un taxon pour certaines caractéristiques de l'habitat, qui vont en conséquence conditionner l'organisation de leur distribution spatiale et leurs préférences en matière d'habitat.

Dans l'agrosystème olivier, la distribution de ces groupes fonctionnels pourrait être liée à la fréquence des perturbations qui modifie les ressources, la disponibilité des habitats en rapport avec le développement phénologique de la plante hôte ainsi que l'environnement physique. ARCHAIMBAULT et *al* [209] indiquent que les caractéristiques de l'habitat sont considérées comme des filtres pour les traits biologiques et écologiques des espèces ce qui permet de relier entre eux traits et gradients environnementaux.

Toutes les études sur l'organisation des communautés s'accordent sur le fait que la structure des communautés et leur diversité dépendent fortement de l'histoire évolutive des espèces impliquées [210 ; 211] ainsi que des processus écologiques régissant les relations entre les espèces tels que la compétition, la prédation, le parasitisme ou le mutualisme [212]. Or, la dynamique des populations et les interactions entre les espèces se déroulent forcément dans un contexte spatial [213 ; 214]. Les individus formant ces populations ne sont pas tous situés au même endroit et n'ont pas une probabilité égale d'interaction avec tous les autres membres de leur population. On reconnaît maintenant que la structure spatiale des interactions écologiques influence la dynamique des populations et des communautés au même titre que les taux moyens de naissance et de mortalité, et que la compétition et la prédation [215].

Les études mettant en relation la biodiversité et le fonctionnement des écosystèmes se sont intéressées en majorité à l'étude de relation entre les prédateurs et leur proie [202 ; 216 ; 217 ; 218 ; 219 ; 220]. L'effet de la diversité des niveaux trophiques supérieurs sur la stabilité des écosystèmes est traité dans différents travaux [202 ; 221 ; 222 ; 223 ; 224 ; 225 ; 226], mettant l'accent sur le fait que les prédateurs généralistes peuvent être présents en permanence. L'importance des interactions entre divers niveaux trophiques ou au sein d'un même niveau trophique a été rapportée par GREENLEAF et *al.*, THEBAULT et *al*

et VAN VEEN et *al.*, [227 ; 226 ; 228]. Or, l'autorégulation qui se manifeste au sein d'une biocénose naturelle nécessite la présence des éléments de tous les niveaux trophiques et en particulier d'une population avec un minimum d'hôtes phytophages pour assurer la survie des entomophages qui leur sont inféodés [229]. Ces conditions ne peuvent se réaliser pleinement qu'à partir d'une production végétale suffisamment abondante et surtout variée.

Nos résultats ont montré un ordre d'arrivée différent dans chaque assemblage trophique de chaque parcelle respective. Les phytophages de l'oliveraie de table se composent de deux communautés hétérogènes regroupant 14 espèces où *S. olea* domine notamment par rapport à *B. lampros*, *P. nana*, *L. paraplecticus*, *S. maculata*, *D. olea*, *Prays sp*, *P. versicolora*, *Otiorhyncus singularis* et *A. aegyptium* et *E. olivina*. Les prédateurs et les floricoles forment des communautés homogènes équilibrées et très diversifiées se composant de 19 et 9 taxons respectivement. Les Phytophages de l'oliveraie d'huile constituent une seule communauté de structure hétérogène englobant les espèces *E. olivina*, *C. pulchellus*, *S. olea*, *O. singularis*, *L. paraplecticus* et *A. aegyptium*. Le groupe fonctionnel des prédateurs compte 15 représentants cependant, où les deux espèces de coccinelles *Pullus mediterraneus* et *Cryptolaemus montrouzieiri* sont absentes de la communauté, alors que la richesse des floricoles est de composition quasi similaire que celle des floricoles de la parcelle précédente avec 10 espèces mais qui semble perturbée par des pollinisateurs.

Nous avons montré une homogénéité des profils des diagrammes rang-fréquence, les communautés des prédateurs sont mises en évidence par des pentes significativement différentes. Il n'ya pas de différence significative entre les communautés des floricoles des deux parcelles.

La canopée de la plante hôte l'olivier, reçoit selon les mois et les saisons un nombre important d'espèces. Cependant, nous avons mis en évidence d'après nos résultats, que les différents insectes parviennent tous sur la ressource au sein des deux oliveraies de table et d'huile avec un décalage temporel plus ou moins égal à une semaine, se traduisant par une différence dans l'ordre d'arrivée des groupes fonctionnels.

Dans l'olivieraie de table, au courant du même mois de mars, les communautés trophiques se succèdent simultanément avec un temps très rapproché. Les phytophages apparaissent ainsi les premiers par rapport aux prédateurs qui eux-mêmes arrivent avant les floricoles. Dans l'olivieraie d'huile, les communautés fonctionnelles sont présentes en mars et en avril. On remarque un ordre successional des phytophages, du groupe à régime trophique non défini et des floricoles en premier suivi par les prédateurs mais le décalage temporel n'est pas significatif.

Dans la parcelle de table, on peut préciser par ailleurs, que les phytophages et les floricoles sont précoces par rapport aux mêmes groupes fonctionnels de la parcelle d'huile, nous avons vu que leur structures diffèrent significativement. Les prédateurs s'installent aussi plus tardivement dans l'olivieraie à olive d'huile mais le décalage début avril fin mars correspondant à la différence successional de cet assemblage trophique n'est pas significatif.

Nous avons montré que le décalage d'arrivée entre les groupes des phytophages sur les deux variétés différentes d'olive est apparent. Cela peut être expliqué par le fait que l'apparition de ces derniers soit en relation avec des conditions microclimatiques différentes lesquelles induisent une précocité ou un retard dans la reprise du développement phénologique de la plante hôte. Ainsi, les phytophages de l'olivieraie de table apparaissent et s'installent avant ceux de l'olivieraie d'huile. Il en est de même pour le groupe des floricoles qui seront attirées par les substances volatiles des fleurs des plantes de la strate herbacée notamment. La densité du couvert végétal dans les vergers dépend des opérations d'entretien réalisées. On peut émettre l'hypothèse que le désherbage qui a été effectué dans la parcelle d'olive d'huile a influencé l'arrivée et l'installation de ces floricoles, comme il a été signalé d'après la bibliographie [230 ; 231 ; 232].

Outre le fonctionnement, les communautés rencontrées, du fait que les espèces diffèrent plus ou moins entre elles, sont susceptibles d'influencer aussi la stabilité de l'agrosystème olivier vis-à-vis des perturbations. La stabilité peut être

décomposée en deux facettes : la résistance et la résilience. La résistance correspond à la capacité d'un écosystème à limiter l'impact d'une perturbation. Il a été démontré que la diversité des herbivores influence significativement leur action et leur synergie entre espèces permet la résilience optimale [233]. Des études ont suggéré que les caractéristiques des espèces dominantes influençaient plus les propriétés écosystémiques que la richesse ou la composition en groupes fonctionnels [234]. D'après GRIME [235] ce sont les quelques espèces dominantes et leurs caractéristiques qui déterminent les processus écosystémiques. C'est le cas dans notre étude des deux ravageurs potentiels de l'olivier : *Saissetia olea* et *Euphyllura olivina*. Les espèces mineures influencent le fonctionnement à long terme en étant potentiellement de futures espèces dominantes si les conditions environnementales changent. Enfin, certaines autres espèces mineures ne sont en fait que transitoires, c'est-à-dire qu'elles ne persistent pas dans l'écosystème.

En fonction de leur niche alimentaire, on peut décomposer les groupes fonctionnels étudiés en consommateurs primaires ou phytophages correspondant à des espèces généralistes et en consommateurs secondaires ou prédateurs correspondant à des espèces spécialistes [236], et dont la diversité est influencée par le paysage des oliveraies elles mêmes, caractérisant les habitats de ces espèces par leur structure leur composition ou leur dynamique [237, 238]. La diversité des espèces généralistes et spécialistes est nécessairement influencée par la supplémentation du paysage. Les généralistes ont besoin d'une certaine quantité de ressources par unité de temps. Si les taches paysagères sont trop petites, ils doivent atteindre cette quantité en visitant plusieurs et ils amélioreront la connectivité entre ces taches [240]. A l'inverse, les espèces spécialistes sont dépendantes d'un nombre bien plus limité de ressources. La diversité du paysage ne devrait donc pas avoir d'impact sur leur richesse spécifique, au sein d'un habitat donné [239].

Les facteurs impliqués dans l'influence des échelles spatiotemporelles n'agissent pas aussi de la même façon sur ces communautés [239 ; 241 ; 242 ; 243 ; 244]. Un facteur très déterminant pour la richesse spécifique d'un groupe pourrait en effet être peu ou pas déterminant pour celle de l'autre. On peut penser

aux processus de compétition au niveau local, à la dynamique des métapopulations et à celle des métacommunautés à une échelle supérieure, aux processus de spéciation à un niveau encore plus large. En fait, la métacommunauté englobe plusieurs communautés reliées entre elles par des processus de migration. Cette extension dans l'espace et dans le temps permet de mieux appréhender les effets structurant la composition des communautés, [245].

On ne saurait séparer le concept de groupe fonctionnel de celui de la relation tritrophique entre la plante hôte, ses bioagresseurs et leur complexe d'entomophages.

Les relations tritrophiques entre les plantes et les insectes phytophages reposent sur trois niveaux trophiques et sont régies par un grand nombre de stimuli chimiques impliquant au premier niveau trophique les plantes-hôtes avec leurs métabolites secondaires, terpènes [246], les ravageurs au second niveau trophique réagissant avec leurs phéromones d'agrégation, sexuelles et d'alarme, [247 ; 248] et les insectes auxiliaires (parasitoïdes et prédateurs) au troisième niveau trophique.

Libérés dans l'environnement, ces molécules (ou sémiochimiques) naturellement impliquées dans la communication entre individus relatifs à ces trois niveaux trophiques, sont exploités par les ravageurs et les insectes auxiliaires.

Nous avons illustré en nous référant à la bibliographie, un schéma montrant les interactions pouvant être réalisés entre la plante hôte l'olivier, ses deux phytophages potentiels la cochenille et le psylle de l'olivier et leurs prédateurs respectifs que nous avons observé au sein de leurs colonies à savoir des coccinelles coccidiphages, *Anthocoris nemoralis* et *Chrysoperla carnea* (figure 6. 1).

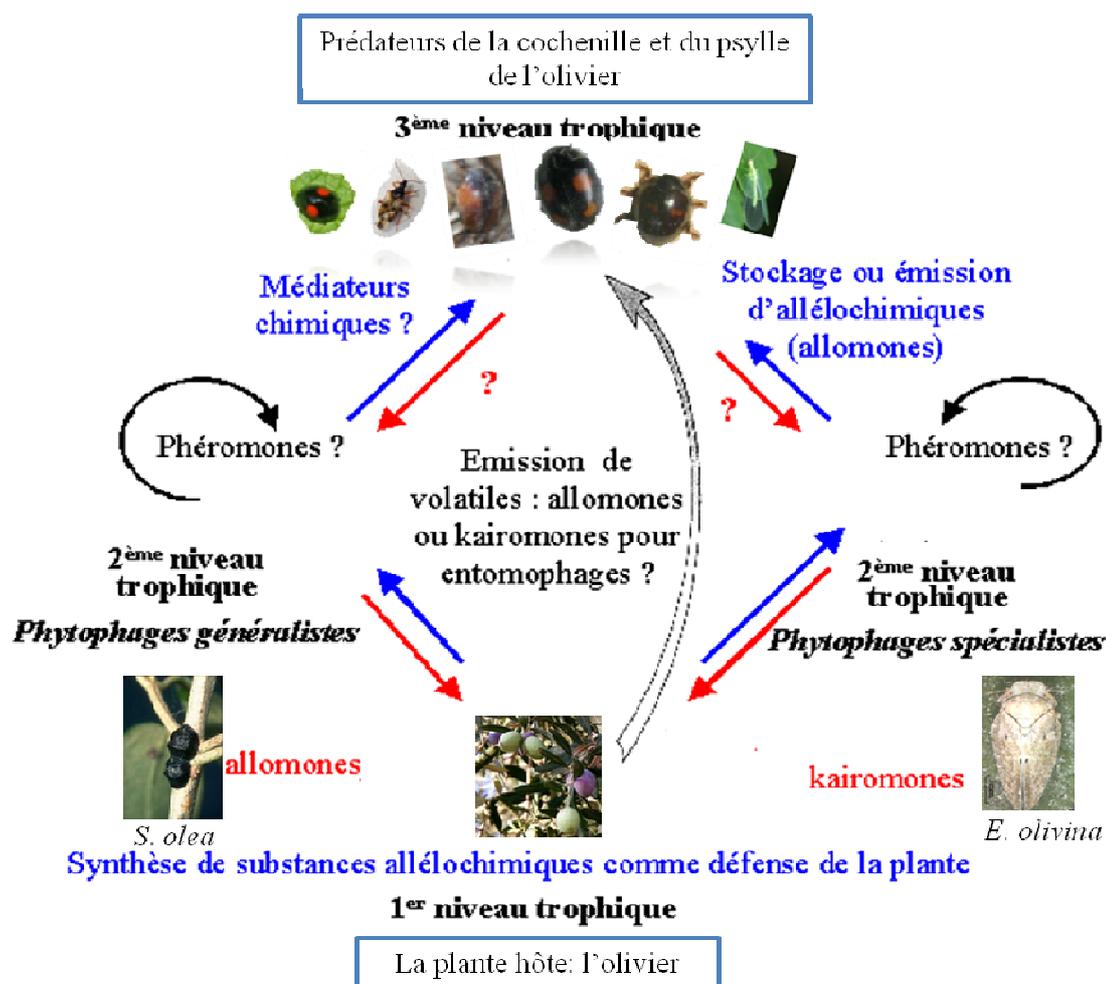


Figure 6.1 : Hypothèses explicatives des relations tritrophiques pouvant exister entre la plante hôte et les groupes fonctionnelles de l'oliveraie.

L'olivier caractérisé par son génotype (variété) va émettre des substances allélochimiques définies comme étant des métabolites secondaires capables d'affecter la santé, la croissance, le comportement et/ou la biologie des individus au sein des populations installées. Parmi ces composés allélochimiques figurent les kairomones, les allomones et les synomones [249].

Les kairomones sont bénéfiques pour l'espèce qui reçoit le signal ; les allomones, émises lors des relations de compétition entre espèces, sont bénéfiques pour l'individu émetteur et les synomones sont à la fois bénéfiques aux espèces émettrices et réceptrices. Par la suite, il va résulter des réactions intraspécifiques entre individus de la même espèce probablement en raison de la

sécrétion de phéromones. Enfin, ces sémiochimiques permettent aux auxiliaires de localiser leurs proies [250 ; 251].

De ce fait, comme la survie des auxiliaires dépend directement de la présence de leur hôte ou de leur proie, le comportement de recherche de sélection et d'utilisation des ressources vitales va concerner tout une série d'étapes qui vont de la localisation de l'habitat de la proie; à la localisation et à l'acceptation de la proie elle-même ; puis à la détermination de son adéquation nutritionnelle et enfin à la régulation des populations de la proie psylle ou cochenille.

Au niveau des relations tritrophiques, les odeurs volatiles 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 mais aussi à ceux libérés par les ravageurs [252]. Dans ce contexte, le miellat, riche en sucres et en acides aminés, constitue une source de nourriture pour de nombreux auxiliaires mais agit également comme une kairomone volatile et de contact. D'une part, les composés volatils issus du miellat guident les auxiliaires vers une source de nourriture, de proies ou d'hôtes mais stimulent aussi certains comportements de recherche, de localisation et d'attaque de la proie. D'autre part, un contact avec cette substance induit l'oviposition, [253].

Dans les conditions de notre étude, dans les deux oliveraies, on peut se demander si les prédateurs saisonniers observés régulent les populations de leurs proies ? Les prédateurs entretiennent les populations de proies (en prédatant les plus faibles ou les jeunes), mais ils entretiennent par la même occasion leurs propres populations.

Cette régulation peut être portée par le niveau trophique inférieur (régulation 'bottom-up'), c'est-à-dire essentiellement la plante cultivée via son génotype, sa disposition dans le paysage ou sa réponse à certaines pratiques comme la taille ou l'irrigation et/ou par les niveaux trophiques supérieurs (régulation 'top-down') prédateurs, parasitoïdes.

6.2. Effets de l'hétérogénéité spatio-temporelle sur l'organisation et la structure des métacommunautés dans les oliveraies en Mitidja Centrale

La composition et l'évolution saisonnière de la flore adventice au sein de l'oliveraie influencent-elle la structure et la dispersion des communautés ? Nous avons mis en évidence que la strate herbacée de la parcelle d'olive de table est plus riche et plus diversifiée que la parcelle d'olive d'huile dont le couvert végétal se dégrade rapidement dès le mois de mai, en rapport avec un désherbage effectué à la fin du mois de Mars. Au sein de la flore spontanée, 9 espèces de plantes communes aux deux parcelles hébergent une entomofaune typique d'auxiliaires pollinisateurs et entomophages. Les plus représentatives à savoir *Inula viscosa* et *Chrysanthemum coronarium* dans la parcelle de table, *Inula viscosa*, *Chenopodium album*, *Crepis vesicaria*, *Convolvulus althioïdes* et *Bromus mollis* dans l'oliveraie d'huile, présentent des abondances variables selon la saison et hébergent un plus grand nombre d'insectes (entre 2 et 4 taxons) par rapport au reste de la flore adventice. On peut remarquer que les insectes sont attirés pour une saison donnée, par des espèces végétales caractéristiques et dont les abondances moyennes sur ces plantes varient entre 40 et 80%, le ratio total saisonnier étant le plus important en automne suivi par le ratio printanier, notamment sur les espèces végétales d'*Oryzopsis miliaceae*, *Galactites tomentosa*, *Convolvulus althioïdes*, *Chrysanthemum segetum* et *C. coronarium* ainsi que *Inula viscosa* dans l'oliveraie à olive de table. Dans la parcelle à olive d'huile, les ratios d'abondance les plus élevés sont inféodés à la saison printanière principalement sur *Echium plantagineum*, *Chenopodium album* et *Inula viscosa*. Par ailleurs, nous avons observé que le recouvrement en végétation se maintient de manière plus stable et continue dans l'oliveraie de table où on remarque une abondance entomofaunique relative plus élevée par rapport à celle constatée dans la parcelle d'huile à la même période.

De nombreuses études montrent que l'augmentation de la diversité de la végétation a effectivement pour conséquence une augmentation de la diversité du peuplement animal qu'elle héberge [254 ; 254]. Le nombre d'espèces végétales influence directement en premier sur le nombre d'espèces phytophages dont les

différentes guildes peuvent se nourrir sur les feuilles, les rameaux, les bourgeons, les fleurs et les fruits [255]. Le concept de guildes peut être utile pour découvrir des différences fonctionnelles dans les communautés d'insectes pendant que les ressources changent avec le temps [256]. Nous avons de ce fait mis en évidence que les indices de diversité les plus élevés concernent les guildes automnales dans la strate herbacée de la parcelle de table ou les guildes printanières observées sur les adventices dans la parcelle d'olive d'huile. L'activité entomofaunique semble être en relation avec un comportement de sélection spécifique à chaque insecte par rapport à la plante adventice qu'il choisit comme habitat ou comme niche alimentaire, comportement paraissant être guidé par l'attrait de la plante elle-même, sa qualité nourricière selon la saison et son rôle d'abri ou de relais momentané. Les guildes constituées durant la période printanière, en août et en septembre sont les plus riches et les plus diversifiées dans l'oliveraie de table, alors qu'au sein de l'oliveraie d'huile ce sont les guildes de la saison printano-estivale d'avril à juillet qui sont les plus représentées.

La distribution des groupes fonctionnels sur la flore adventice spontanée est différente : la présence des phytophages dans l'oliveraie d'huile se réduit à la saison printano-estivale sur une seule plante *Convolvulus althioïdes* tandis que les phytophages de la flore adventice de l'oliveraie de table sont présents sur un plus grand nombre de plantes, *Cychorium vitybus*, *Chrysanthemum coronarium*, *Inula viscosa*, *Convolvulus althioïdes* et *Medicago hispida* durant les trois saisons, en particulier à la période automnale. Les communautés de prédateurs sont présentes quelque soit la saison, avec des populations abondantes durant la période printano-estivale dans la parcelle à olive d'huile et durant la période estivo-automnale dans la parcelle à olive de table. Ces variations d'abondance pourraient être dues à des aspects mécanistiques et chimiques de l'espèce végétale elle-même ainsi qu'aux exigences des espèces d'insectes existantes [257, 258, 259]. Dans tous les cas, d'après nos observations, la richesse des phytophages induit une richesse similaire des auxiliaires. On s'attend donc à ce qu'au sein d'un habitat donné la richesse spécifique des généralistes augmente avec l'hétérogénéité du paysage. Cela se retrouve dans la parcelle à olive de table surtout en période printano-estivale et automnale.

Par contre, la présence des auxiliaires en période estivale n'a pas de relation avec l'abondance des phytophages, signifiant que leur présence ne dépend pas de celle des phytophages au sein de la végétation mais leur existence en cette période pourrait coïncider avec la disponibilité des ressources alimentaires au sein de la frondaison de la plante hôte [260]. De même, les prédateurs dans la parcelle à olive d'huile sont omniprésents en abondance alors que les phytophages sont quasiment inexistantes au fil des saisons sur les plantes adventices.

Il existe ainsi une relation entre la complexité structurale d'un végétal et la richesse de son entomofaune [261]. Une plante réduite à un axe simple portant des feuilles entières sera plus pauvre qu'un arbre ramifié de façon complexe portant des catégories de rameaux et de bourgeons diversifiées ainsi que des feuilles, des fleurs et des fruits. Les diverses parties du végétal peuvent être exploitées par des phytophages spécialisés, ayant eux-mêmes leurs prédateurs et parasitoïdes supportant à leur tour leurs propres antagonistes. Comme le cycle de nombreux phytophages et d'autres espèces est adapté à la phénologie des plantes [262], l'abondante faune de phytophages au printemps est liée à la croissance des jeunes feuilles [263], et l'occurrence et la régularité des pollinisateurs est liée à la succession de la floraison des arbres ou arbustes des haies [264] pouvant être exploitée par des espèces au régime mixte, tels les syrphes. La pollinisation des cultures par les insectes est un des phénomènes les plus parlants de la biodiversité fonctionnelle. Les principaux pollinisateurs sont les insectes, parmi lesquels les Hyménoptères et notamment les apoïdes (abeilles domestique et sauvages, et bourdons) sont de loin les plus importants, suivis par les Diptères Syrphidés puis par les Lépidoptères et Coléoptères. Malheureusement, le nombre et la diversité espèces sauvages ont régressé essentiellement à cause de la destruction et de la fragmentation des habitats naturels et semi-naturels, de l'intensification des pratiques agricoles, de la pollution environnementale en général et de la compétition directe avec l'abeille domestique qu'elles sont devenues incapables de supporter ou simplement d'éviter.

Les conséquences écologiques de cet appauvrissement sont potentiellement très préoccupantes puisqu'il a été montré très récemment pour la première fois que l'appauvrissement de la diversité des pollinisateurs, du fait de la destruction de leurs sites de nidification par exemple, entraîne à court terme celui de la communauté de fleurs à pollinisation entomophile. Cela revient à dire que les différentes espèces de pollinisateurs ne peuvent pas totalement se remplacer les unes les autres pour assurer la fonction de pollinisation des fleurs [265].

La strate herbacée caractérisée héberge des insectes sans danger pour la culture de l'olivier, comme *Chrysomela staphylea*, *Cryptohypnus pulchellus* et *Strangalia maculata* au sein de la parcelle à olive de table, En revanche, elles sont aussi attractives pour un large éventail de prédateurs qui exercent un contrôle efficace sur les populations de phytophages en général et sur la cochenille et le psylle en particulier, ainsi que nous l'avons montré à travers leur occurrence dans les assemblages entomofauniques saisonniers dans les deux types d'olivieraie.

La présence des chrysomèles peut s'expliquer par le fait que ces insectes appréhendent leur environnement grâce aux odeurs émises par les plantes et se protègent de la prédation en libérant dans l'atmosphère un bouquet de composés volatils répulsifs ou toxiques. Selon la bibliographie, les larves de la sous-tribu des Chrysomelina sont un excellent modèle pour évaluer la faculté qu'ont les insectes phytophages spécialisés de migrer sur des plantes hôtes différentes et d'étudier les paramètres qui facilitent ou contraignent ces changements de spécificité alimentaire.

Nous avons expliqué les différences de structure et de composition des assemblages saisonniers à l'échelle spatiale par le fait que différentes espèces contribuent plus fortement que d'autres aux communautés de la canopée et celles de la flore adventice. Les plantes spontanées dans l'olivieraie d'huile sont fréquentées surtout par des phytophages occasionnels et des prédateurs rencontrés dans la canopée durant la période printanière tels que *Chilocorus bipustulatus* et *Platynaspis luteorubra*, *Chrysoperla carnea* et *Anthocoris nemoralis* ainsi que des parasitoïdes Braconidae et qui continuent à se maintenir dans les deux habitats pendant la période estivo-automnale, mais avec des

abondances plus faibles. Nous avons montré avec le test ANOSIM à deux facteurs que les distributions d'abondance des métacommunautés entomofauniques dans cette oliveraie présentent une différence significative entre les deux habitats ($p=0.02$) et entre les saisons ($p=0.03$). La richesse des insectes circulants entre les oliviers et la strate adventice basse au sein de l'oliveraie de table est plus grande avec 13 espèces au total dont 8 prédateurs incluant des Formicidae et un Dermaptère *Forficula auricularia*, le reste étant constitué de phytophages occasionnels mineurs. Les groupes fonctionnels des prédateurs communs aux deux strates durant les deux saisons printanière et estivo-automnale, sont représentés par la coccinelle coccidiphage *Platynaspis luteorubra* et les deux espèces de Braconidae. Ces mêmes espèces d'entomophages se retrouvent avec d'autres plus spécifiques à la période printanière notamment *Anthocoris nemoralis* et *Chilochorus bipustulatus*. L'analyse de similitude de la composition des métacommunautés dans la perçelle à olive de table ne montre pas de différence significative entre les deux saisons et les deux habitats ($p=0.132$ et $p=0.144$ respectivement).

Tous les êtres vivants ont besoin d'énergie et de matière pour assurer leur croissance, leur survie et leur reproduction. Ils sont par conséquent les acteurs d'une grande variété de flux [266].

Les flux de matière s'effectuent donc à l'intérieur des organismes mais aussi entre eux le long de la chaîne trophique, et même à travers l'espace et le temps via les migrations et le stockage de matière. Tous ces flux de matière et d'énergie sont regroupés sous le terme de processus écosystémiques. La prise en compte de la structure d'une communauté en terme de distribution des abondances met ainsi en évidence selon [267], les relations interspécifiques et les liens entre l'environnement dictés par les traits fonctionnels des espèces. Les assemblages saisonniers trophiques définis caractérisent plusieurs communautés qui semblent être reliées entre elles par des processus de mobilité et de dispersion de la basse végétation à la canopée des oliviers et vice versa, en relation avec les disponibilités saisonnières de ressources pour leur reproduction et leur maintien dans les vergers. Cette extension dans l'espace et dans le temps de ces métacommunautés constitués permet de mieux appréhender les effets structurant la composition des communautés [245].

Pour les différents taxons de chaque assemblage d'une métacommunauté respective, la distribution des abondances d'une espèce donnée permet de discriminer son habitat « source », très favorable, donc densément peuplés de son habitat « puits », moins favorable mais recevant des émigrants de l'habitat source, selon [268]. On peut donc assimiler selon cette théorie l'olivier canopée d'habitat « source favorable » et la végétation de la flore spontanée d'habitat moins favorable mais indispensable aux connectivités entre les deux habitats. En l'absence de ressources nutritives abondantes et de qualité, les populations d'auxiliaires notamment vont s'adapter pour survivre au niveau de l'habitat « puits » jusqu'à ce que leurs proies soient disponibles et suffisantes à leur performance et leur fitness. Si les différences entre espèces sont neutres, ni dominantes ni mineures, alors les communautés doivent avoir des compositions aléatoires et leur niveau de dissimilarité le sera aussi [268].

Peut-on conclure d'une modulation plutôt que d'une régulation des populations des deux ravageurs potentiels dans les oliveraies étudiées ? Nous avons inventorié parmi les entomophages 6 familles représentées par des Chrysopidae (*Chrysoperla carnea*), les Coccinellidae (coccidiphages notamment, au nombre de 6 espèces), les Anthocoridae (*Anthocoris nemoralis*) et les Miridae et 2 familles de microhyménoptères parasitoïdes les Braconidae et les Ichneumonidae. Nous avons vu que les métacommunautés entomofauniques entre les habitats sont organisées différemment selon l'habitat et selon la saison. Néanmoins, certaines espèces coccidiphages pouvant avoir un impact non négligeable sur la cochenille au printemps, peuvent se distinguer sur les deux strates et se déplacer d'une strate à l'autre à la faveur de conditions défavorables d'un forçage anthropique (désherbage, taille) ou d'indisponibilité de leurs proies. L'abondance de l'hétéroptère prédateur *Anthocoris nemoralis* dans les vergers ne permet pas à notre sens de moduler ni de réguler les populations du psylle.

La synthèse de ces résultats d'observation nous permet de mieux appréhender le concept de la diversité fonctionnelle et des relations trophiques au sein de l'agrosystème olivier soumis à la double influence biotique de ces

ravageurs natifs et spécifiques et à l'impact anthropique. On peut se poser la question si les traits de gestion de cette ressource ont un impact sur les propriétés et le fonctionnement de l'oliveraie (figure 6.2). Des pools d'espèces s'organisent au sein du paysage environnemental de l'oliveraie et constituent des métacommunautés qui vont se déplacer et se disperser. Leur maintien, leur évolution en abondance dépendra de leur plasticité phénotypique et leur capacité de dispersion ou leur degré de mobilité, en fonction des gradients des facteurs du milieu.

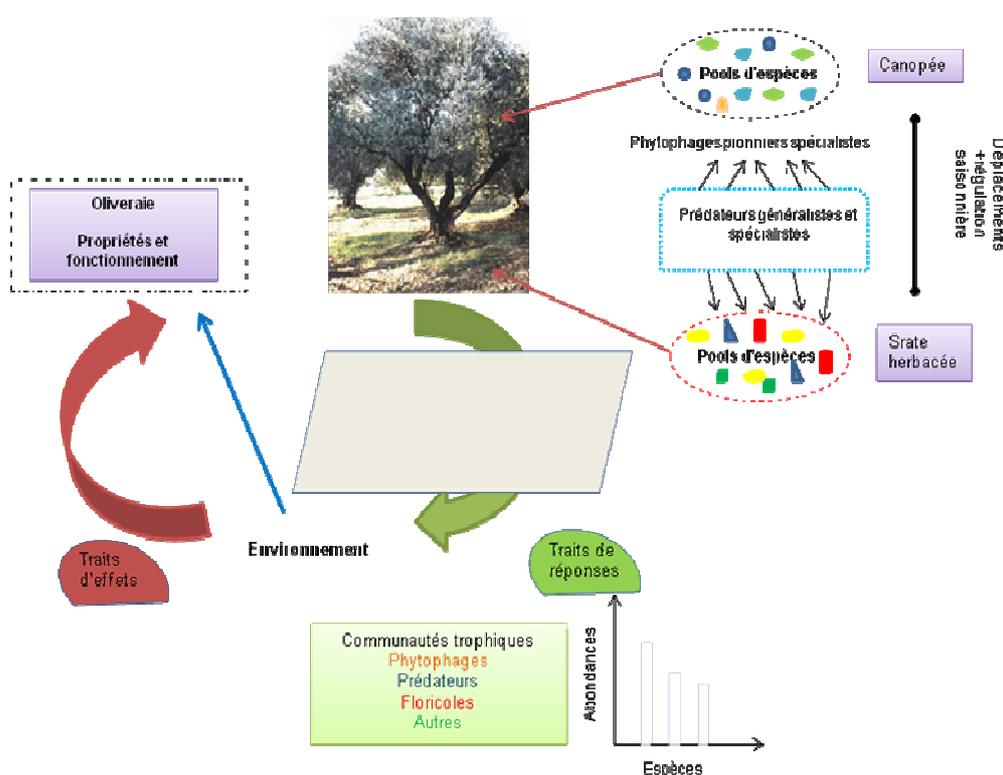


Figure 6.2 : Hypothèses explicatives de l'organisation de la diversité fonctionnelle dans les oliveraies étudiées.

Il va apparaître des groupes de réponse aux filtres biotiques et abiotiques de l'environnement caractérisés par des traits fonctionnels et biologiques des communautés dont la stabilité, la diversité et la richesse définiront des groupes d'effet. Les traits d'effet via les traits de réponse des communautés de l'entomofaune circulante auront un impact sur les propriétés fonctionnelles de l'oliveraie.

6.3. Les traits de la plante hôte ont-ils un impact sur la distribution des populations du psylle et de la cochenille sur l'olivier ?

La connaissance de conditions environnementales favorables, les ressources nécessaires ainsi que les effets d'interactions intra et interspécifiques sont autant de facteurs indispensables à la compréhension de la distribution spatiotemporelle des espèces. Nous nous sommes intéressés dans la présente étude aux fluctuations saisonnières des stades biologiques de la cochenille *Saissetia olea* et du psylle *Euphyllura olivina* dans les deux oliveraies, ainsi qu'à leur répartition au sein de l'arbre en fonction de leurs traits biologiques, de la qualité phytochimique de la plante hôte et des actions anthropiques entreprises dans les vergers.

L'apparition de la cochenille et du psylle dans l'oliveraie de table s'effectue avec la reprise du cycle de l'olivier pour la variété « Sigoise » en avril et plus tard en mai dans l'oliveraie à olive pour la variété « Chemlal ». Le stade phénologique de la plante-hôte agit donc sur la sélection des insectes phytophages.

Tout au long de la saison de croissance, les changements physico-chimiques s'opérant dans la plante hôte impliquent une variation dans la qualité de sa nourriture [269]. En général, plus la saison de croissance avance, plus la qualité des ressources alimentaires diminue [270]. C'est ce qui explique l'abondance du psylle et de la cochenille durant la saison printanière où la ressource est riche en qualités nutritives. FERON et HUNTER [201 ; 207] ont montré que le potentiel biotique des agresseurs phytophages peut être modifié en fonction de la modulation de la qualité phytochimique des plantes sous l'effet des facteurs abiotiques d'une part, et la synchronisation de ces phytophages avec le développement de la plante hôte d'autre part [206].

Notre étude a mis en évidence la relation entre les sucres totaux foliaires et l'évolution de la dynamique des populations des deux ravageurs étudiés. Les études de LAWRENCE et al, FEENY et al, CHABOUSSOU [270 ; 271 ; 269] ont mis en évidence la variation saisonnière de la chimie foliaire qui est en effet

hautement corrélée avec la performance des insectes qui se nourrissent de la feuille. Il y'a lieu de signaler que les besoins énergétiques et nutritionnels d'une espèce phytophage sont tels qu'un apport minimal dans la diète est requis pour la survie et la croissance [271]. Ces besoins varient selon l'espèce et le stade de l'insecte.

L'attraction printanière et l'installation des insectes ravageurs sur les plantes hôtes dans les études de bioéco-éthologie sont associées aux constituants chimiques et biochimiques des plantes [272] lesquels permettent à l'insecte de reconnaître les structures lui servant de nourriture. Les suceurs de sève, dont les Homoptères, se localisent ainsi sur des parties tendres des jeunes pousses et jeunes feuilles de l'arbre qui sont riches notamment en sucres solubles de l'arbre [273] Chaque insecte recherche la plante hôte susceptible de lui procurer les substances nutritives indispensables à son évolution. Les opophages recherchent de ce fait une alimentation présentant des acides aminés. La teneur de ces derniers est élevée pendant la croissance de l'arbre, ce qui coïncide avec des densités élevées des ravageurs, et elle est faible en été à la sénescence du feuillage [274].

Le développement larvaire est en outre une étape coûteuse en termes d'énergie et d'éléments nutritifs comme les glucides et les acides aminés notamment, [275]. Cet apport devient par la suite particulièrement crucial pour les femelles puisqu'elles doivent produire des œufs viables et performer leur fitness. L'intégration des conditions climatiques est susceptible de provoquer aussi des modifications physiologiques en termes de qualité phytochimique de la plante. Le rythme de développement des populations de la cochenille et du psylle sur l'olivier doit s'ajuster ainsi à la phénologie de l'hôte pour profiter des meilleures conditions et maximiser leur fitness.

BENASSY [276], a signalé par ailleurs que les différentes phases caractérisant le développement des jeunes larves depuis l'éclosion jusqu'à leur fixation sont sous l'étroite dépendance des conditions climatiques. L'étude de la synthèse climatique, montre que la région d'étude Béni Mered se trouve dans l'étage bioclimatique subhumide à hiver frais. Nous avons noté une température élevée pendant la saison estivale (T_{\max} 29,53 à 33,83 °C; T_{\min} 16,61 à 20,49°C)

qui pourrait influencer les activités biologiques des oliviers et celles des populations des deux ravageurs potentiels. La pluviométrie enregistrée pendant cette période est de l'ordre de 6,7 mm.

Dans les conditions environnementales, les plantes sont souvent sujettes à différents types de stress tels qu'un déficit hydrique, une tolérance thermique ou une variabilité pédologique qui peuvent engendrer une expression métabolique différente [277 ; 278; 279]. Ces réactions métaboliques se trouvent sous la dépendance, de facteurs écologiques et culturaux qui sont susceptibles d'influencer la composition du feuillage des plantes hôtes selon les actions anthropiques et la nature du stress [269]. Depuis longtemps, il est connu que le taux de ces sucres augmente considérablement chez des plantes soumises aux différents types de stress [280].

La synthèse des sucres est dépendante de l'état sanitaire de la plante et des conditions climatiques [281]. L'heure de la journée, l'âge de la feuille, la physiologie de la plante et l'espèce végétale sont des facteurs de variations quantitatives des sucres. Le déficit hydrique, affecte aussi le métabolisme des hydrates de carbone, [282] avec une accumulation des sucres et d'autres composés organiques. Les changements dans le contenu des carbohydrates sont particulièrement importants vu leur relation direct avec les processus physiologiques tels que la photosynthèse, la translocation et la respiration [283 ; 284]. Les principaux sucres solubles accumulés sous stress sont le glucose, le fructose et le saccharose [285].

On assiste à un déficit hydrique qui n'est pas comblé même par les irrigations effectuées au sein des deux parcelles d'étude (appendice (C₍₄₎)) et qui peut être aussi aggravé par la concurrence des mauvaises herbes et ce, suite à l'absence des entretiens comme c'est le cas pour ce qui est de la parcelle à olive de table. Ceci pourrait se répercuter sur la biochimie et la physiologie des feuilles ainsi que sur la biologie des insectes. LARSSON [286] explique que la discontinuité et la variabilité du milieu naturel constituent un facteur limitatif essentiel de pullulation des organismes.

En outre, l'accumulation de la proline est l'une des stratégies adaptatives souvent observée chez les végétaux pour limiter les effets du stress hydrique en cas de sécheresse, particulièrement chez les variétés tolérantes à la sécheresse. En conséquence, ce déficit hydrique engendre une accumulation et une utilisation progressive en sucres solubles [287,288].

Selon KAMELI et LÖSEL [289] les réserves amylacées sont progressivement utilisées suite à leur conversion rapide en saccharose, qui va conférer aux plantes une tolérance vis à vis du stress [217 ; 290 ; 291] indiquent que la qualité nutritive des feuilles s'améliore généralement en cas de sécheresse, par suite de l'augmentation de la concentration en sucres [292] Par ailleurs, la synthèse des protéines, associées avec le catabolisme des sucres, pourrait jouer un rôle majeur dans la mobilisation de l'énergie métabolique requise durant le stress pour une compartimentation ionique et synthèse des osmolytes responsables de la stabilisation des protéines membranaires et des protéines libres à travers les chloroplastes, les mitochondries et le cytosol, [293].

La synthèse de la proline constitue un stock d'azote utilisable par la plante postérieurement à ce type de stress, [294] La proline peut aussi être accentuée par la pression voire l'agression de ces deux ravageurs homoptères comme l'a signalé Mostefaoui (2009) chez les pucerons du clémentinier pour assurer leur maintien durant les deux poussées de sève de la plante hôte.

Le test de l'ACP a été effectué afin de vérifier la relation temporelle de la qualité phytochimique de la plante et des formes biologiques de la cochenille *Saissetia olea* dans les deux oliveraies. Dans l'oliveraie de table, nous avons mis en évidence la corrélation entre les larves du deuxième stade de la partie supérieure et celles de la partie inférieure de l'arbre avec les sucres totaux de la partie inférieure en Mai et Juin. Cela signifie que la distribution des populations est en relation directe avec la disponibilité de la ressource alimentaire. D'après nos résultats, la concentration des différents stades biologiques de la cochenille se trouve au niveau de la partie inférieure de la frondaison où l'accumulation des sucres s'est avérée plus élevée en cette période coïncidant ainsi avec le développement larvaire qui est aussi une étape coûteuse en terme

d'énergie et d'éléments nutritifs comme les glucides et les acides aminées notamment [261]. On peut émettre l'hypothèse que les individus de la cochenille de la partie supérieure se sont déplacés vers la partie inférieure suivant de ce fait leur source d'énergie. La répartition des adultes de la partie supérieure et inférieure de l'arbre et les larves du troisième stade de la partie inférieure de l'arbre a été également mise en évidence avec les teneurs en proline de la partie inférieure en septembre et octobre.

Pour ce qui est de l'oliveraie à olive d'huile, le test de l'ACP a fait ressortir une relation entre les larves du troisième stade et les adultes de la partie supérieure, les larves du troisième stade et les adultes de la partie inférieure avec les sucres totaux de la partie supérieure au mois de mai et octobre avec cependant une concentration des différents stades biologiques de la cochenille se trouvant au niveau de la partie supérieure de la frondaison où l'accumulation des sucres s'est avérée plus élevée en cette période. On suppose ainsi que les individus qui se trouvent dans la partie basse de l'arbre se sont déplacés vers la partie supérieure là où la ressource alimentaire est disponible.

Chez les populations du psylle *Euphyllura olivina*, la présence des larves au niveau de la partie inférieure de l'arbre est corrélée avec les taux de glucides des parties supérieure et inférieure de la canopée en juin et octobre.

Ce changement de l'accumulation des composés de la plante est dû du fait qu'au sein de la parcelle à olive d'huile une taille a été effectuée. Cette opération modifie l'architecture de l'arbre, la nature (végétatif ou floral) des rameaux, leurs proportions respectives, leur répartition spatiale dans l'arbre, ainsi que leur rythme de leur croissance [295 ; 296 ; 297]. Ces modifications agissent potentiellement sur le micro-climat de l'arbre [298] et la ressource nutritive des ravageurs. En outre, une fertilisation a été effectuée au sein de la parcelle à olive d'huile et qui pourrait être considérée comme un facteur influant. Plusieurs recherches confirment l'influence de l'état physiologique de la plante sur sa sensibilité vis-à-vis de ses parasites. WILLAUME et al [299] ont en effet montré que l'influence de

la fertilisation sur la composition biochimique des tissus est un élément clé de susceptibilité de la plante vis-à-vis des prédateurs.

Au sein de la population globale du psylle ou de la cochenille, il peut exister plusieurs autres sous populations qui migrent d'un habitat de l'arbre à un autre à la recherche de meilleures conditions de performance. Cette théorie a été introduite par LEVINS [300] puis développée par HANSKI [215] sous l'appellation de métapopulation, structure qui peut apparaître naturellement ou résulter de l'action humaine. Du fait de l'hétérogénéité spatiale de la métapopulation, des changements environnementaux globaux peuvent avoir des effets différents sur chacune des populations qui la constituent, et induire des comportements différents dépendant de cette hétérogénéité.

Sous l'effet du stress occasionné par le bioagresseur, les substances toxiques élaborées par la plante vont perturber l'utilisation de l'énergie [166] en entraînant une déperdition ou une mauvaise gestion de l'énergie [301]. C'est la qualité d'énergie qui va déterminer la survie de l'individu, sa vitesse de croissance et sa fécondité, ce qui a pour conséquences le maintien de la population [302]. Les individus des larves ou des adultes du psylle ou de la cochenille confrontés à un déséquilibre nutritionnel peuvent essayer de le compenser de trois façons différentes [303]. Ils peuvent ainsi soit augmenter leur ingestion, soit changer leur source de nourriture à savoir la partie de la plante ou encore ajuster leur efficacité de conversion de leur nourriture. ROITBERG et PROKOPY [304] mentionnent que la réduction de la survie peut être engendrée par un partage des ressources les plus efficaces conduisant à une compétition interspécifique soit pour l'espace, soit pour les ressources nutritives, entre les espèces afin d'assurer leur maintien. Les résultats indiquent que les populations se concentrent plus au niveau de la canopée supérieure, par rapport à la canopée basse des arbres. On peut émettre différentes hypothèses. Selon la qualité du support alimentaire où les individus se trouvent ou selon les densités de leurs conspécifiques partageant leurs ressources, certains individus quittent la population initiale et se déplacent entre

des taches d'habitat contenant déjà d'autres individus rares de la même espèce, ou encore des taches vacantes exploitées antérieurement. Chacun des habitats contient une population reproductrice caractérisée par sa propre dynamique mais aucune population ne survit à long terme et chaque habitat peut être recolonisé.

La mobilité des individus dépendra de l'âge de la population (individus larvaires, adultes) et de la connectivité population-dynamique des populations locales dans la métapopulation [305 ; 306].

Si une opération de taille est effectuée, comme c'est le cas dans la parcelle à olive d'huile, le taux de colonisation sera plus grand car la distance entre les habitats restants est plus grande, et le nombre total de migrants dépendra du nombre de taches occupées [307]. De plus, la dynamique des métapopulations du psylle et de la cochenille peuvent être affectées par l'arrangement spatial et la densité de taches d'habitat [125].

La colonisation ne sera efficace que si un individu qui quitte une tache d'habitat occupée arrive dans une tache d'habitat inoccupée. Ceci n'est possible que si la distance entre ces deux taches d'habitats n'est pas importante. Les chances peuvent être augmentées si un flux continu de colonisateurs potentiels quitte la première tache pour coloniser la nouvelle. Cette hypothèse pourrait expliquer les déplacements des formes biologiques des deux ravageurs vers la partie haute ou basse de la canopée selon que la distance de connectivité entre les deux habitats soient proches et à condition que le support d'accueil présente une ressource alimentaire en sucres élevées, suffisantes en permanence et à moindre coût énergétique pour les individus [308 ; 309]. Ce comportement reflète d'une dynamique adaptative qui permet à un individu de migrer tout au long de son existence et se reproduire à divers endroits au cours de sa vie [310].

CONCLUSION GENERALE

Au terme de ce travail réalisé dans la Mitidja centrale, au niveau de deux oliveraies différentes par leur variété d'huile et de table, nous avons pu dégager certains résultats en réponse aux questions hypothèses de l'étude.

1. Face aux conditions environnementales naturellement variables et aux perturbations d'origine anthropique, la diversité fonctionnelle de l'entomocénose associée aux deux oliveraies s'exprime différemment. Nous avons mis en évidence la présence de métacommunautés de groupes trophiques différentes dans l'oliveraie d'olive de table et l'oliveraie d'olive d'huile, dont les traits écologiques résultent d'un impact de la gestion des oliveraies. Les variations d'abondance, en tant que trait biologique des pools entomofauniques, leur installation dans les parcelles, ainsi que leur dynamique successionnelle paraissent tributaires du cycle phénologique de la plante hôte et de la qualité phytochimique des ressources nutritives influencée par les pratiques culturales et la saison elle-même. Les assemblages fonctionnels sont caractérisés par des communautés diversifiées, riches et stables des phytophages, de leurs auxiliaires et des floricoles pollinisateurs dans l'oliveraie de table qui n'a pas subi de remaniement dû à l'entretien de la parcelle. Les communautés de phytophages dans l'oliveraie d'huile sont moins diversifiées du fait de la dominance du taxon cochenille de l'olivier créant un déséquilibre orienté vers des compétitions inter et intraspécifiques pour les ressources. Les opérations de taille, de désherbage, les intrants en fertilisants et les applications de traitements chimiques conduisent à une modification des structures des communautés et un ordre d'arrivée au moment de la reprise du cycle de développement de l'olivier différent d'espèces d'insectes par rapport à d'autres. Nous avons pu constater une simultanéité d'occurrence, une similarité d'abondance avec une homogénéité de structure des

groupes fonctionnels de la parcelle à olive de table. Les communautés fonctionnelles de la parcelle à olive d'huile se retrouvent désorientées par les perturbations de leurs habitats. Nos analyses confirment que les comparaisons de structures des communautés sont différentes de part et d'autre. Plus particulièrement, la diversité et la structure du groupe des prédateurs est différent.

2. La richesse taxonomique et la diversité des assemblages entomofauniques des phytophages, des prédateurs et des floricoles sont influencées par l'hétérogénéité environnementale des deux oliveraies. A la lecture d'une approche d'écologie des métacommunautés, nous avons cherché à déterminer la part de variation de composition des communautés locales par des variables environnementales locales (recouvrement par la végétation, abondance des strates herbacées), afin d'étudier à long terme les processus qui influencent l'assemblage de ces communautés. La présence de ces entomophages est souvent corrélée à l'existence d'une strate herbacée abritant une faune spécifique ou non, de celle de l'olivier et engendrant une diversité naturelle, originale et élargie. Ceci confirme l'importance de l'enherbement naturel non seulement comme refuge et réservoir d'auxiliaires, mais aussi comme facteur de biodiversité. Des opérations de désherbage sont nécessaires pour améliorer la diversité circulante dans la mesure où il y aurait une similitude de l'abondance de taxons entre la canopée et la strate végétale adventice des vergers. Il semblerait donc que le paysage soit perçu et utilisé de manière différente par les espèces généralistes et spécialistes, ainsi que l'ont indiqué nos observations dans les deux oliveraies. Les espèces au sein des communautés d'assemblages s'organisent différemment selon la saison et les caractéristiques locales du paysage. Nous avons pu définir des pools spécifiques ou types fonctionnels des canopées et de la flore adventice dans chaque oliveraie respective, en relation sans doute avec les caractères adaptatifs des espèces avec les conditions environnementales et leur plasticité phénotypique. Certaines espèces végétales spontanées sont indispensables en tant que refuges ou relais. Ces plantes servent d'habitats « puits » qui permettent d'assurer des mobilités dans le verger d'une strate à l'autre. Nous avons dégagé l'importance de l'inule visqueuse en tant que plante abondante durant tout le cycle phénologique de l'olivier et hébergeant le maximum d'espèces d'insectes circulantes, notamment

des coccinelles coccidiphages prédatrices de la cochenille de l'olivier et des punaises Anthocoridae prédatrices du psylle. Le cortège auxiliaire dans l'olivieraie de table est plus important que celui de l'olivieraie d'huile. Différentes coccinelles coccidiphages spécifiques se reproduisent durant la saison printanière puis se maintiennent sur la canopée durant la saison estivo-automnale.

Notre hypothèse est la suivante : l'olivieraie de table, un site à forte valeur de conservation possèdera de nombreuses espèces ayant un fort statut de conservation, rares, natives et de nombreuses guildes écologiques, mais aussi une bonne connectivité avec les sites adjacents permettant d'avoir des populations fonctionnelles. La prise en compte de ces indicateurs et des variables environnementales les plus pertinentes permettra d'apporter des solutions pour maintenir régionalement et localement une forte biodiversité patrimoniale et fonctionnelle. En perspective, il serait judicieux de prendre en considération les patrons de repartition des communautés entomofauniques circulantes obtenues à l'échelle spatiale de l'olivieraie avec les traits biologiques et écologiques des espèces.

3. La qualité phytochimique de deux variétés d'olivier influence l'installation et la stratégie de répartition des deux principaux ravageurs, la cochenille noire *Saissetia olea* et le psylle *Euphyllura olivina*. L'objectif est de démontrer non pas l'effet des traits de l'olivier sur les fluctuations démographiques, mais la stratégie mise en œuvre pour la colonisation des habitats afin de garder le statut d'espèce dominante. Au sein de la parcelle de l'olive de table, la présence de la cochenille et du psylle se concentrent beaucoup plus dans la partie inférieure de la canopée avec une densité assez importante, par contre leur concentration se fait ressentir dans la partie supérieure au sein de la parcelle d'olive d'huile avec une infestation et une abondance moindre. Nous avons émis l'hypothèse que les individus larves ou adultes, au sein de leur métapopulation adoptent un comportement stimulé par l'action compétitive des congénères pour la nourriture ou la mauvaise qualité alimentaire des supports nourriciers de la plante les amenant à des dépenses énergétiques coûteuses. Nous avons démontré par des analyses que les teneurs élevées en proline, indépendamment de l'effet d'un stress hydrique en juillet, sont corrélées avec les abondances des stades biologiques du psylle et de la

cochenille. Parallèlement, cet effet stress induit par la bioagression conduit à une augmentation des taux de sucre. Nous avons confirmé que les populations se concentrent au niveau des taches d'habitats où les quantités de sucres foliaires leur offrent un meilleur support nourricier pour persister dans les canopées. Ces mobilités d'un habitat vers un autre sont provoquées par des influences anthropiques comme les traitements phytosanitaires susceptibles d'influer sur la répartition et la fitness des individus.

Il serait intéressant par ailleurs d'étudier l'influence d'autres constituants de la plante tels que les tannins et les composés volatils induits sur le psylle et la cochenille de l'olivier et leurs ennemis naturels. Les différents travaux pourraient être également orientés vers l'étude des interactions entre bioagresseurs et ennemis naturels afin d'augmenter l'efficacité de la régulation et les effets directs et indirects des haies brise-vent sur l'abondance et la régulation des ravageurs, ainsi que l'impact a priori des pratiques et de leur impact a posteriori sur la biodiversité fonctionnelle.

APPENDICE (A)**LISTE DES SYMBOLES ET D'ABREVIATIONS**

PNDAR	Plan National de Développement Agricole et Rural
ha	: Hectares
hl	: Hectolitres
S.N.C	: Système nerveux central
D.D.T.	:Dichlorodiphényltrichloroethane
ACP	: Analyse en composantes Principales
DCA	: Detrended Correspondance Analysis
°C	: Degrés Celsius
g	: gramme
m	: Mètre
µl	: Microlitre
mg	: Milligramme
mm	: Millimètre
ml	: Millilitre
min	: minute
P	: Pluviométrie
T°max	: Température maximale
T° min	: Température minimale
T° moy	: Température moyenne

APPENDICE (B)

Traitements phytosanitaires utilisés pour la lutte contre les bioagresseurs de l'olivier (Index des produits phytosanitaires à usage agricole, 2007).

Ravageurs et maladies	Produit utilisé	Matière active	Concentration	Doses d'utilisation
Cochenille <i>(Saissetia olea)</i>	ARDOFOS	Chlorpyriphos-ethyl	480g/l	150 ml/hl
	CLOROFET 48	Chlorpyriphos	48%	100 à 125 ml/hl
	FOLIMAT 50	Omethoate	588 g/l	150 ml/hl
	LAINCOIL	huile blanche	830 g/l	1-1,5 l/ha
	METHOATE 40-EC	Dimethoate	400 g/l	550 ml/hl+650ml/hl hydrolysats
	MEDACID 40-EC	Methidathion	400 g/l	150 ml/hl
	PYCHLOREX 48-EC	Chlorpyriphos Ethyl	480 g/l	150 ml/hl
Mouche de l'olive <i>(Dacus olea)</i>	BUMINAL	Hydrolysats de protéine	318g/l	1,2 l/ha
	CEKUFON 80 SP	Trichlorfon	80%	200-400 g/hl
	DECIS 25-EC	Deltamethrine	25%	0,51 l/ha
	FENPHYTE 50	Fenthion	525 g/l	1,2-1,5 l/ha
	FASTAC 10	Alphamethrine	100 g/l	0,2-0,15 l/hl

	NEEM	Azadirachtine	1%	41 l/ha
	SYSTOATE	Dimethoate	40%	0,075 l/hl
Teigne (<i>Pray olea</i>)	CYFER	Cypermethrine et Fenitrothion	2,5%+25%	75-100 ml/hl
	DELTAMAC 2,5-EC	Deltamethrine	25 g/l	400-500 ml/ha
	KARATE 5-EC	Lambdacyhalothrine	50 g/l	0,25 à 0,375 l/ha
	LEBAYCID 50	Fenthion	525 g/l	1,2-1,5 l/ha
Psylle (<i>Euphyllura olivina casta</i>)	DECIS EXPERT	Deltamethrine	100 g/l	100 ml/hl
	METHYL PARATOX 1,25%	Parathion methyl	1,25%	20-30 kg/ha
Fumagine	OVIPRON	Huile de pétrole	97%	1 l/hl
Cycloconium (Œil du paon)	BIOSOUFRE	Soufre	80%	7,5 kg/ha
	BELTASUR EXTRAB	Oxychlorure de CU+ZINELE+MANEBE	30+10+10%	300-500 g/hl
	CHAMP FLO	Hydroxyde de CU	360 g/l	5 l/ha
	MICROTHIOL SPECIAL	Soufre micronisé	80%	7,5 kg/ha

APPENDICE (C ⁽¹⁾)

Climatologie de la région de Soumâa de la décennie (2000-2010) (Station météorologique de l'Agence Nationale de la recherche hydraulique de Soumâa)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2000	Tmax (°C)	23,5	26,5	31	23,88	27	30,83	33,14	34,88	30,56	24,67	21,73	19,04
	Tmin (°C)	5,5	7	7	10,3	16,04	17,48	19,06	19,38	17,33	12,33	9,5	7,01
	Tmoy (°C)	12,8	16,1	17,6	17,09	21,52	24,15	26,1	27,13	23,94	18,56	15,61	13,02
	Pv (mm)	11,2	6,4	20,6	42,9	50,8	0	0	4,2	10,1	85,9	131,3	49,3
	Evap (mm)	36,4	71,6	107,8	159,9	165,5	235,4	256,5		169,4	97,7	74,3	56,5
	Vent moy (Km/h)	3	2,8	4,6	5,2	3,6	4,2	3,5		3,5	3,4	4,3	3,8
2001	Tmax (°C)	17,77	18,44	24,67	23,26	25,2	32,8	33,64	35,09	30,43	29,29	19,9	16,74
	Tmin (°C)	6,45	4,33	10,37	8,8	13,66	17,86	19,76	21,16	18,03	16,38	9,06	4,96
	Tmoy (°C)	12,16	11,38	17,52	16,03	19,13	25,33	26,69	28,12	24,23	22,83	14,48	10,85
	Pv (mm)	197,1	57,1	62,7	59,2	23,8	0,5	0	0	28,7	14	69,6	71
	Evap (mm)	59,7	56,6			152	277,4	281,4	153,6	70,5	137,3	68,6	37,2
	Vent moy (Km/h)	4,5	3,6			3,5	4,1	2,3	4,3	3,6	3,2	3,8	2,3
2002	Tmax (°C)	18,51	20	22,9	22,4	27,2	32,8	32	31,35	30,98	28,3	21,9	18,45
	Tmin (°C)	3,69	4,05	6,3	9,96	12,4	17,9	21	19,82	18,03	15,48	11,56	7,41
	Tmoy (°C)	11,1	12	14,6	14,7	19,8	25,3	26,5	25,58	24,5	21,89	16,73	12,93
	Pv (mm)	63,8	42,1	74,6	58,3	32,1	0,7	17,4	15,5	10,2	78	140,5	114,5
	Evap (mm)	36,6	50,3	96,7	114,9	183,2	251,3	224,3	197,8				
	Vent moy (Km/h)	2,1	2,9	3,7	3,4	3,7	3,7	3,5	3,9				

APPENDICE (C ⁽²⁾)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2003	Tmax (°C)	14,91	16,01	21,8	22,38	25,96	33,45	34,59	35,59	29,5	25	22	18
	Tmin (°C)	5,69	4,39	6,89	9,4	12,41	19,36	21,36	21,83	18	12	9	4
	Tmoy (°C)	10,3	10,2	14,34	15,89	19,18	26,4	27,97	28,71	23,21	20,04	15,7	10,56
	Pv (mm)	107,1	50,7	52,4	73,8	105,7	2	0,7	1,5	33,4	35	83,9	118
	Evap (mm)									156,6	98,3	59,6	33,5
	Vent moy (Km/h)									3,2	2,9	3,6	2,8
2004	Tmax (°C)	20	26	19,5	25,5	26,5	33,5	38	35,1	37,5	37,5	18,5	18,5
	Tmin (°C)	3,5	5	1,5	7,5	11,5	17,5	19,5	22,9	16,5	15	7,5	3,5
	Tmoy (°C)	10,7	12,4	12,7	15,57	17	25,14	27,8	29	26,4	24,4	13,4	10,7
	Pv (mm)	109,1	58,5	84,3	72,7	164,1	4,6	6,5	3,7	11,8	43,3	95,4	170,4
	Evap (mm)	42,2	65,9	69,1	105,6	107,6	201,3	240,8		148,7	134,72	50,9	38,3
	Vent moy (Km/h)	2,9	3,3	2,6	3,4	3,7	2,8	3,4		3,08	2,5	2	3,2
2005	Tmax (°C)	12,5	13,5	21	23	30	37	35	40	32	32	26	18,5
	Tmin (°C)	1,5	2,5	3,5	7	15	18	21,5	21	17	15,5	6,5	5,5
	Tmoy (°C)	6,4	7,7	12,6	16,8	22,4	26,5	28,5	27,3	24,3	21,9	14,7	11,1
	Pv (mm)	94,2	128,4	58,2	40,6	5,6	1,9	0	2,4	49,5	69,7	84,8	101
	Evap (mm)	34,5	44,8	66,9	96,2	166	218,5	266,9	233,4	151,8	107,5	50,2	42,3
	Vent moy (Km/h)	2,62	3,6	3,01	2,8	2,4	3,4	3,7	3,5	2	2,1	2,4	3

(APPENDICE C ⁽³⁾)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2006	Tmax (°C)	15	17	30	29	39	37,5	36,5	35	32,5	37	26,5	21,5
	Tmin (°C)	2	4	6	9,5	14,5	15	22	21,5	17	15,5	10,5	6
	Tmoy (°C)	9,3	10,3	17,3	18,5	22,4	25,1	29	27,45	24,9	23,5	18,2	12,4
	Pv (mm)	168,1	101,1	25,2	9,1	150,3	0	0	2	43,1	23,3	68	176,7
	Evap (mm)	26,7	46	93,7	108,5	144,7	221,7	269,7	225,5	140,2	130,4	78,2	33,9
	Vent moy (Km/h)	2,2	3,7	4	2,8	3,15	4,25	3,75	3,61	3,1	2,49	2,09	2,56
2007	Tmax (°C)	20	24,5	27	25	37,5	31,5	35,5	39	34,5	23	26,5	22
	Tmin (°C)	5,5	6	3,5	12	13	18	21	20,5	18,5	11	3,5	3
	Tmoy (°C)	11,9	14,1	13,6	16,1	22,1	24,4	28,1	28	24,8	17,1	14,1	11,4
	Pv (mm)	11,4	51,3	153,7	102,8	15,5	14,3	3,7	14,3	64,9	100	177,1	70,2
	Evap (mm)	41,3	62,7	82,1	70,8	166,4	190,8	241,9	192,3	96,7	23,2	38,8	28,4
	Vent moy (Km/h)	2,08	4,2	3,59	3,02	3,07	3,51	3,63	4,07	4,24	2,91	2,33	2,46
2008	Tmax (°C)	20,5	22	23	28,5	26	34,5	36	36	30,5	32	22	17
	Tmin (°C)	4	3	3	10,5	14	17	21,5	23	17	14	8	2,5
	Tmoy (°C)	12,4	12,8	14,5	18,3	19,6	24,7	28,6	29,4	22	20,6	14,3	10,5
	Pv (mm)	24,3	29	74,2	23,6	63,6	4,3	3,4	0	50,2	131,9	111,1	150,3
	Evap (mm)	43	46,2	86,9	126,2	114,6	179,7	192,8	190,4		82,7	58,9	37
	Vent moy (Km/h)	2,88	2,36	4,2	3,5	3,4	3,6	3,5	3,3	3,4	2,9	4,3	3,9

(APPENDICE C ⁽⁴⁾)

Année	Paramètres	Jan	Fév	Mars	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Sept	Oct	Nov	Déc
2009	Tmax (°C)	14,90	16,51	19,75	20,14	26,86	32,27	35,97	33,47	28,38	26,86	22,88	19,61
	Tmin (°C)	7,57	6,15	7,93	9,94	14,44	18,55	22,44	21,83	18,23	14,68	11,87	9,53
	Tmoy (°C)	12,87	11,33	13,84	15,04	20,65	25,41	29,21	27,65	23,31	20,77	17,38	14,57
	Pv (mm)	67,2	92,1	122,8	53,3	30,8	20,9	0	35,8	86,2	8,9	100	130,8
	Evap (mm)	44,1	61,6	72,5									
	Vent moy (Km/h)	4,6	4,3	3,3									
2010	Tmax (°C)	16,04	18,24	19,39	21,59	24,48	29,53	33,83	32,82	29,43	25,25	18,79	17,71
	Tmin (°C)	8,21	9,03	9,24	11,02	12,81	16,61	20,39	20,49	18,2	14,65	11,33	7,93
	Tmoy (°C)	12,13	13,63	19,39	16,31	18,64	23,07	27,11	26,65	23,82	19,95	15,06	12,82
	Pv (mm)	92,4	31,1	70,63	60,1	28,8	5,5	0	1,2	5,5	80,2	122,8	74,1
	Evap (mm)												
	Vent moy (Km/h)												

Les cases vides correspondent à des données non communiquées

APPENDICE (D)

Présentation de la composition floristique herbacée dans les deux oliveraies.

Composition floristique			
Oliveraie de table		Oliveraie d'huile	
<i>Inula viscosa</i> ●	Ivi (Ast)	<i>Inula viscosa</i> ▲	Ivi (Ast)
<i>Crepis vesicaria</i> ●	Cve (Ast)	<i>Crepis vesicaria</i> ▲	Cve (Ast)
<i>Chrysanthemum coronarium</i> ●	Cco (Ast)	<i>Chrysanthemum coronarium</i> ▲	Cco (Ast)
<i>Medicago hispida</i> ●	Mhi (Fab)	<i>Medicago hispida</i> ▲	Mhi (Fab)
<i>Echium plantagineum</i>	Epl (Bor)	<i>Echium plantagenium</i> ▲	Epl (Bor)
<i>Convolvulus althioïdes</i> ●	Cal (Con)	<i>Convolvulus althioïdes</i> ▲	Cal (Con)
<i>Daucus carota</i>	Dca (Api)	<i>Daucus carota</i> ▲	Dca (Api)
<i>Trifolium pratense</i>	Tpr (Papi)	<i>Trifolium pratense</i> ▲	Tpr (Papi)
<i>Chenopodium album</i>	Chal (Che)	<i>Chenopodium album</i> ▲	Chal (Che)
<i>Glactites tomentosa</i> ●	Gto (Ast)	<i>Chrysanthemum myconis</i> ▲	Cmy (Ast)
<i>Cichorium vitybus</i> ●	Cvi (Ast)	<i>Medicago polymorpha</i> ▲	Mpo (Fab)
<i>Andryala integriifolia</i>	Ain (Ast)	<i>Vicia sativa</i> ▲	Vsa (Fab)
<i>Chrysanthemum segetum</i>	Cse (Ast)	<i>Borago officinalis</i>	Bof (Bor)
<i>Hordeum murinum</i> ●	Hmu (Poa)	<i>Plantago lagopus</i> ▲	Pla (Pla)
<i>Oryzopsis milliacea</i> ●	Omi (Poa)	<i>Plantago psyllium</i>	Pps (Pla)
<i>Phalaris sp</i>	Psp (Poa)	<i>Bromus mollis</i> ▲	Bmo (Poa)
<i>Lupinus augustifolius</i> ●	Lau (Fab)		
<i>Solanum nigrum</i> ●	Sni(Sol)		
<i>Lythrum junceum</i>	Lju (Lyt)		
<i>Anagalis arvensis</i>	Aar (Pri)		
<i>Hirschfeldia incana</i>	Hin (Cru)		
<i>Silene vulgaris</i>	Svu(Car)		

- ▲ Plantes communes hébergeant des insectes dans l'oliveraie d'huile
- Plantes communes hébergeant des insectes dans l'oliveraie de table
- ▲ Plantes spécifiques à l'oliveraie d'huile hébergeant des insectes
- Plantes spécifiques à l'oliveraie de table hébergeant des insectes

Les plantes sans symbole représentent des taxons sans insecte observé.

APPENDICE (E)

Présentation de l'entomofaune des deux oliveraies.

Ordre	Famille	nom scientifique	Code	
Coleoptera	Elateridae	<i>Cryptohypnus pulchellus</i> . Linnaeus	<i>Cpu (Col,Ela)</i>	
	Chrysomelidae	<i>Plagioderia versicolora</i> . Linnaeus	<i>Pve(Col,Chr)</i>	
	Carabidae	<i>Bembidion lampros</i> . Herbst	<i>Bla(Col,Car)</i>	
	Coccinellidae		<i>Pullus suturalis</i> . Thunberg	<i>Psu (Col,Coc)</i>
			<i>Pullus mediterraneus</i> . Fabr	<i>Pmé (Col,Coc)</i>
			<i>Chilocorus bipustulatus</i> . Linnaeus	<i>Cbipus (Col,Coc)</i>
			<i>Chilocorus similis</i> . Rossi	<i>Csi(Col,Coc)</i>
			<i>Platynaspis luteorubra</i> . Goeze	<i>Plu(Col,Coc)</i>
			<i>Cryptolaemus montrouzieri</i> Mulsant	<i>Cmo(Col,Coc)</i>
	Curculionidae		<i>Lixus paraplecticus</i> . Linnaeus	<i>Lpa(Col,Cur)</i>
			<i>Otiorhyncus sp</i>	<i>Osp1 (Col,Cur)</i>
			<i>Otiorhynchus singularis</i> . Linnaeus	<i>Osi(Col,Cur)</i>
	Cerambycidae	<i>Strangalia maculata</i> . Poda	<i>Sma(Col,Cer)</i>	
Hymenoptera	Formicidae	<i>Cataglyphis bicolor</i> . Fabricius	<i>Cbi (Hym,For)</i>	
		<i>Messor barbara</i> . Linnaeus	<i>Mba (Hym,For)</i>	
	Vespidae	<i>Polistes gallicus</i> . Linnaeus	<i>Pga (Hym,Ves)</i>	
		<i>Vespa germanica</i> . Linnaeus	<i>Vge(Hym,Ves)</i>	
		<i>Vespula vulgaris</i> . Linnaeus	<i>Vvu(Hym,Ves)</i>	
	Brachonidae	<i>Braconidae sp1</i>	<i>Bsp1 (Hym,Bra)</i>	
		<i>Braconidae sp2</i>	<i>Bsp2 (Hym,Bra)</i>	
	Ichneumonidae	<i>Ichneumonidae sp</i>	<i>Isp (Hym,Ich)</i>	
	Apidae	<i>Apis mellifera</i> . Linnaeus	<i>Ame (Hym,Api)</i>	
	Apoidae	<i>Colletes daviesanus</i> .Smith	<i>Cda(Hym,Apo)</i>	
<i>Andrena tibialis</i> .Kirby		<i>Ati (Hym,Apo)</i>		
Diptera	Calliphoridae	<i>Lucilia sp</i>	<i>Lsp (Dip,Cal)</i>	
	Muscidae	<i>Musca domestica</i> . Linnaeus	<i>Mdo(Dip,Mus)</i>	
		<i>Musca sp</i>	<i>Msp (Dip,Mus)</i>	
	Tachinidae	<i>Tachina fera</i> . Linnaeus	<i>Tfe (Dip,Tac)</i>	
	Tephritidae	<i>Dacus (Bastrocera) olea</i> .Gmelin	<i>Dol (Dip,Tep)</i>	
	Syrphidae	<i>Syrphus sp</i>	<i>Ssp (Dip,Syr)</i>	
		<i>Eristalis arbustorum</i> . Linnaeus	<i>Ear (Dip,Syr)</i>	
		<i>Eristalinus sepulchralis</i> . Linnaeus	<i>Ese (Dip,Syr)</i>	
		<i>Volucella bombylans</i> . Linnaeus	<i>Vbo(Dip,Syr)</i>	
		<i>Chrysotoxum cautum</i> . Harris	<i>Ccau(Dip,Syr)</i>	
Tipulidae	<i>Tipulidae sp</i>	<i>Tsp(Dip,Tip)</i>		
Acrididae	<i>Anacridium aegypticum</i> . Linnaeus	<i>Aae (ort,Acr)</i>		
Phaneropteridae	<i>Phaneroptera nana</i> . Fieber	<i>Pna (ort,Pha)</i>		

	Mantodae	<i>Sphodromantis bioculata</i> . Linnaeus	<i>Sbi (Man,Man)</i>
Homoptera	Psyllidae	<i>Euphyllura olivina</i> .Costa	<i>Eol (Hom,Psy)</i>
	Coccidae	<i>Saissetia olea</i> .Balachowsky	<i>Sol (Hom,Coc)</i>
	Anthocoridae	<i>Anthocoris nemorum</i> . Linnaeus	<i>Asp1 (Hét,Ant)</i>
	Coreidae	<i>Velusia sp</i>	<i>Vsp (Hét,Cor)</i>
	Pyrrhocoridae	<i>Pyrrhocoris apterus</i> . Linnaeus	<i>Psp (Hét,Pyr)</i>
	Pentatomidae	<i>Graphosoma lineatum</i> . Linnaeus	<i>Gli(Het,Pen)</i>
		<i>Solenostedius bilunatum</i> . Linnaeus	<i>Sbi(Het,Pen)</i>
	Miridae	<i>Miridae sp</i>	<i>Msp(Het,Mir)</i>
<i>Adelphocoris lineolatus</i> .Goeze		<i>Ali(Het,Mir)</i>	
Dermaptera	Forficulidae	<i>Forficula auricularia</i> . Linnaeus	<i>Fau (Der,For)</i>
Nevroptera	Chrysopidae	<i>Chrysoperla carnea</i> .Stephens	<i>Cca (Nev,Chr)</i>

APPENDICE (F)

EXTRACTION ET DOSAGE DES PRINCIPES ACTIFS

-Extraction et dosage des sucres totaux

- mettre 100 mg de matière végétale fraîche (1/3 médian de la feuille) dans un tube à essai
- dans chaque tube, on ajoute 3 ml d'éthanol à 80% pour extraire les sucres, puis on laisse à température ambiante pendant 48 heures
- au moment du dosage, les tubes sont placés à l'étuve à 80°C pour faire évaporer l'alcool
- ensuite dans chaque tube, on ajoute 20 ml d'eau distillée à l'extrait (solution à analyser)
- après avoir prélevé 2 ml de la solution à analyser, on ajoute 1 ml de phénol à 5%
- on ajoute rapidement 5 ml d'acide sulfurique concentré 96% (densité 1,86) pour obtenir une couleur jaune orange ;
- homogénéiser la couleur de la solution au vortex ;
- on laisse les tubes pendant 10 min, puis on les place au bain- marie pour 10 à 20 min à température de 30°C ;
- la couleur de la solution est stable pendant plusieurs heures ;
- lire la densité optique à 485 nm.

Les valeurs obtenues sont reportées sur la gamme étalon, à l'aide de

l'équation suivante : $Y=4.3918-0.1946$

- Extraction et dosage de la proline

La méthode consiste à mettre 100 mg de matière végétale fraîche dans des tubes eppendorf avec 500 µl d'eau distillé le tout est homogénéisé par centrifugation durant 10 minute, dans des tubes à essai on prendra 200 µl de ce mélange à qui l'on ajoutera 200 µl d'acide acétique glacial et 200 µl de ninhydrine, ces tubes sont portés à ébullition à 100°C pendant 100 minutes, en dernier on ajoutera le même volume de xylène à ce mélange et on effectuera une lecture de la densité optique à 522 nm.

Les valeurs obtenues sont converties en teneur de proline à partir de courbe

étalon dont la relation est la suivante : $Y=0.1043$

REFERENCES

1. **BENHAYOUN G. ET LAZZERI, Y., 2007-** L'olivier en Méditerranée, du symbole à l'économie, Editions L'Harmattan, Paris.
2. **YVETTE LAZZERI., 2009-** Les défis de la mondialisation pour l'oléiculture méditerranéenne 2009. L'olivier en Méditerranée, conférence Centre Culturel Français de Tlemcen – Algérie (Novembre 2009), 24p.
3. **RAYMOND FEVRIEH. EXPOSE DE SYNTHESE. CIHEAM., 2000-** Options Meditteraneennes, 217-220.
4. **TOUZANI A., 1984-** Importance économique de l'huile d'olive dans le monde, in Oléagineux, Corps Gras, Lipides. Volume 11, Number 3, 185-8, Mai-Juin.
5. **BENSEMMANE A. 2009-** L'oléiculture. Développons le secteur de l'huile d'olive en Algérie.in Filaha Innove,numéro 4, avril-mai 2009, 24p.
6. **GARAOUI 1996-** Aperçu sur le peuplement entomologique de l'olivier dans quelques régions oléicoles de Crète et sur l'action des traitements insecticides polyvalents.
7. **ARAMBOURG Y., 1964-** Caractéristiques du peuplement entomologique de l'olivier dans le Sahel de Sfax. Ann.Inst.Nati.Rech .Agro.Tunisie, (37) ,137pp.
8. **ARAMBOURG Y., 1984-**La faune entomologique de l'olivier (coléoptères).Oliveraie (2).PP.23-25.
9. **ARAMBOURG Y., 1986-** Traité d'entomologie agricole internationale. Madrid, 360p.
10. **ARAMBOURG, Y.; PRALAVORIO, R.; CHABOT, B. 1970-** Possibilités d'élevage d'*Ageniaspis fuscicollis praysincola* Silv. parasite de *Prays oleae* Bern. (Lep. Hyponomeutidae) sur un hôte de remplacement. *Annales de Zoologie - Écologie Animale* 2(4):657-658.

11. **ARAMBOURG Y, CHERMITI B. 1986-** *Euphyllura olivina* Costa-Psyllidae. *Traité d'entomologie oléicole*. Espagne : Conseil oléicole international: 163-71.
12. **JARRAYA A., 1986-** Bioécologie du psylle de l'olivier, *Euphyllura olivina* Costa (Hom, *Psyllidae*) dans la région de Sfax. Sfax, Tunisie : Cinquième session, 20 p.
13. **TAJNARI H., 1992-** Étude bio-écologique d'*Euphyllura olivina* Costa (Hom. *Psyllidae*) dans les régions du Haouz et d'Essaouira : mise en évidence d'un état de diapause ovarienne. Meknès, Maroc : Thèse de troisième cycle, École nationale d'agriculture, 153 p.
14. **MORRIS, T., CAMPOS, M., KIDD, N.A.C., JERVIS, M.A., SYMONDSON, W.O.C., 1999-** Dynamics of the predatory arthropod community in Spanish olive groves. *Agric. Forest Entomol.* 1, 219-228.
15. **RODRIGUEZ, E., PEN A, A., SA'NCHEZ RAYA, A.J., CAMPOS, M., 2003-** Evaluation on the effect on arthropod populations by using deltamethrin to control *Phloeotribus scarabaeoides* Bern. (Coleoptera: Scolytidae) in olive orchards. *Chemosphere* 52, 127-134.
16. **RUANO, F., LOZANO, C., GARCIA, P., PEN A, A., TINAUT, A., PASCUAL, F., 2004-** Use of arthropods for the evaluation of the olive-orchard management regimes. *Agr. Forest Entomol.* 6, 111-120.
17. **BLIBECH HADHRI I., KSANTINI M., SAADAoui C ET JARDAK T. 2009-** Aménagement de la lutte biologique contre la teigne de l'olivier *Parys oleae* (Lepidoptera, Hyponeumatidae) par l'emploi de parasitoïdes performants du genre *Trichogramma*. *Proceedings du Colloque international sur la gestion des risques phytosanitaires*, 9-11 novembre 2009, Marrakech, Maroc, volume II, pp : 281-289.
18. **BA'MHAMED T. ET CHEMSEDDINE M., 2006-** Quel rôle aurait *Pullus mediterraneus* (Coléoptère, Coccinellidae) contre les ravageurs de l'olivier. VI ème conférence internationale francophone d'entomologie, 2-6 juillet 2006, Rabat, p.71.
19. **TAJNARI H. AIT M'HAND. BARAKAT M. ET ENNAJI., 2006-** Mise en évidence d'un état de quiescence ovarienne chez le psylle de l'olivier *Euphyllura olivina* Costa (Hom., *Psyllidae*). VI ème conférence

internationale francophone d'entomologie, 2-6 juillet 2006, Rabat, p.50.

20. **OUGGAS Y. et CHEMSEDDINE M., 2009-** Etude de certains paramètres de la dynamique des populations de la cochenille noire *Saissetia oleae* (Hom., Coccididae) dans deux vergers d'oliviers de la région d'Essaouira et tentative de lutte. Proceedings du Colloque international sur la gestion des risques phytosanitaires, 9-11 novembre 2009, Marrakech, Maroc, volume II, pp : 567-575.
21. **BICHE M., 1987-** Bioécologie de *Parlatoria olea* Colvée (Hom.Diaspididae) Ravageurs de l'olivier, *Olea europea L.*, Dans la région de Cap-Djinet (Algérie et étude biologique de son parasite externe *Aphytis maculoconis* Masi (Hym.Aphelinidae).Dipl.Univ.Rech.,Univ.Rech.,Nice,119p.
22. **GAOUAR N., 1996-**Apport de la biologie des populations de l'olive *Bactrocera olea* Gmelin, à l'optimisation de son contrôle dans la région de Tlemcen.Thèse Doc.Etat.Ins.Biol.Univ.Tlemcen, 119p.
23. **MEDJDOUB K. GAOUAR N. BEGHAD C. ET KHOKHAL W., 2010-** Stratégie de défense biochimique mise en œuvre par les olives attaquées par le ravageur *Bactrocera oleae* (Diptera, Tephritidae) à Tlemcen. Proceedings du 7eme congrès de l'association marocaine de la protection des plantes, Rabat 26-27 mai 2010, volume I, 143-157.
24. **RACHEDI J ., 1997-**Etude de la phase hypogée de la population de *Dacus olea* GMEL (Diptera : Trypetidae).Distribution et évolution hivernale des pupes dans le sol. Rev. Zool. Agric- Path. Veg. 125 p.
25. **ZERKHFAOUI 1998-** Etude de la dynamique des populations de la mouche de l'olive *Bactrocera olea* Gmelin (Diptera-Tephritidae) et estimation de ses dégâts dans les régions de Beni Douala (Tizi-Ouzou).Thèse Magister. Sci, agro. Inst nati.agro.El harrach ,133p.
26. **BOUKTIR O., 2003 -** Contribution à l'étude de l'entomofaune dans trois oliveraies à Tizi- Ouzou et étude quelques aspects bio-écologiques de la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* Gmelin et Rossi, 1788 (Diptera : Tephritidae). Thèse Magister, Inst. Nat. Agro., EL Harrach, 161 p.
27. **HAMMACH M., 1985-**L'entomofaune de l'olivier dans la région d'Aoumar de Bouira et étude bio-écologique de *Dacus olea* (Diptera-Tephritidae) Thèse Ing.agro.INA, 79p.
28. **BACHOUCHE N., 2009-** Bioécologie des principaux insectes ravageurs

de l'olivier (*Olea europaea*) dans la région de Tizi-Ouzou. Thèse de magister. Université mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.138p.

29. **ABIDI M., 2010-** La bioécologie de la mouche de l'olive *Bactrocera olea* dans deux stations de Tizi Ouzou (Maatkas et Sidi naamane)-Thèse de magister USDB.147p.
30. **MERAH M., 2004-**Etude préliminaire de la bio écologie de la mouche de l'olive *Bactrocera olea* (Diptera,Tephrytidae) dans la région de la Mitidja (Soumaa).Thèse.Ing.Uni.Blida, 78 p.
31. **KOUTTI A., ALLAL L et DJAZOULI Z.E., 2009-** Contribution a la connaissance de l'entomocénose associée a l'olivier pour la modulation des relations ravageurs-auxilliaires- plante hôte en Mitidja centre, thèse inge.USDB
32. **LEIBOLD M.A., HOLYOAK M., MOUQUET N., AMARASEKARE P., CHASE J.M., HOOPES M.F., HOLT R.D., SHURIN J.B., LAW R., TILMAN D., LOREAU M. et GONZALEZ A., 2004-** The metacommunity concept: a framework for multi-scale community ecology. *Ecology Letters*, 7, 601-613.
33. **HOLT R.D.et HOOPES M.F., 2005-** Food web dynamics in a metacommunity context: modules and beyond. In: *Metacommunities: Spatial Dynamics and Ecological Communities* (eds. Holyoak M & Leibold MA). The University of Chicago Press Chicago, pp. 68-93.
34. **MCCANN K.S., RASMUSSEN J.B. et UMBANHOWAR J., 2005-** The dynamics of spatially coupled food webs. *Ecology Letters*, 8, 513-523.
35. **POST D.M., PACE M.L. et HAIRSTON N.G., 2000-** Ecosystem size determines food-chain length in lakes. *Nature*, 405, 1047-1049.
36. **BROSE U., OSTLING A., HARRISON K. et MARTINEZ N.D., 2004-** Unified spatial scaling of species and their trophic interactions. *Nature*, 428, 167-171.
37. **KINZIG A.P., LEVIN S.A., DUSHOFF J. et PACALA S., 1999-** Limiting similarity, species packing, and system stability for hierarchical competition-colonization models. *American Naturalist*, 153, 371-383.
38. **ARGENSON C., REGIS S., JOURDAIN J.M.et VAYASSEP., 1999-** L'olivier. Ed. Centre technique interpr. fruits et légumes

(CTIFEL).Paris ,204p.

39. **SARAOUI N., 2004-** La production des olives dans le monde et en Algérie.Rev.Green Algérie. N°1112, pp.18-19.
40. **LOUSSERT R., et BROUSSE G., 1978-** L'olivier.Ed.GP.Maisormeme et Larose, Paris, 464p.
41. **PAGNOL J., 1985-** L'olivier. Ed. Aubanel. PP.15-27.
42. **HAMMICHE V., 1995-** Morphologie et systematique.Collection de pharmacie.I.N.E.S.M.Ed.OPU.Alger.Pp.151-152.
43. **QUEZEL P et SANTA S., 1963-** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome.I.C.N.R.S.Paris. France, 740p.
44. **LAVEE SH., 1997-** Biologie et physiologie de l'olivier. Encyclopédie mondiale de l'olivier. Ed. Col.
45. **VILLA P., 2006-** La culture de l'olivier. Ed. De Vicchi S.A, Paris ,143p.
46. **SIMPSON BB et OGORZALY MM., 2001-** Economic Botany : Plants in our world 3^{ème} édition. Mc Graw –Hill Inc. New York. Pp.237-238.
47. **LOUMO A et GIOURGA C., 2003-** Olive groves: The life and the identity of the Mediterranean. Agriculture and Human Values.Pp.87-95.
48. **POLESE JEAN-MARIE., 2005-**La culture des oliviers. Editions Artémis. France. Pp.95.
49. **ANONYME a., 2011-** www.kasraoui.com/Securite-Alimentaire/Olivier.html.L'Olivier
50. **BERBERT A., KONDO CR., ALMENDRA CL., MATSUO T., et DICHI I., 2005-** Supplementation of fish oil and olive oil in patients with rheumatoid arthritis. Nutrition. PP.131.
51. **POLI M., 1979-** Etude bibliographique de la physiologie de l'alternance de p
52. **ACHOUR K., 2006-** Influence de techniques de traturation sur certaines propriétés physicochimiques de l'huile d'olive. Thèse. Ing. Agro. I.N.E.S. Blida. Algérie, 93p.

53. **HARTMANN HT, OPITZ KW et BENTEL JA., 1986-** La production oléicole en Californie. Rev. Olivae. N°11. Madrid. PP.24-66.
54. **COLBRANT et FABRE., 1976-** Evaluation des principaux oliviers. Agron. Oleïc (4). Aix en Provence, 76 p.
55. **DAOUDI L., 1994-** Etude du caractère végétatif et fructifère de quelques variétés d'oliviers locaux et étrangers cultivées à la station expérimentale d'arboriculture fruitière de Sid-Aich (Bejaia). Thèse. Mag. I.N.A. El Harrach, 139p.
56. **MAMVA / DPV, 1995-** L'oléiculture marocaine : situation actuelle et perspectives d'avenir. Olivae n°58, Octobre. 6- 14.
57. **WEEMS HV et NATION T., 1999-** Olive fruit fly (*Bactrocera Olea*). Bull, agri. Départ. Entomol., Univ. Florida, 113p.
58. **MORSELI L., 1992-** Contribution à l'étude des sols de montagnes et aptitudes culturales, cas de Ben-Slimane. Thèse Magister I.N.A, 120P.
59. **OUKSILI A 1983-** L'olivier : connaissance de la plante. 3^{ème} cours international d'oléiculture. Tizi-Ouzou. 28 Nov /14 Déc. 1983. ITAF. Boufarik.
60. **COURBOULEX M., 2006-** Les oliviers (les variétés, la culture, la récolte). Ed. Rustica/FLER. Paris.
61. **BARI A, MARTIN A, BARRANCO D, GONZALEZ-ANDUJAR JL, AYAD G et PADULOSI S., 2002-** Use of Fractals to measure biodiversity in plant morphology. World Scientific Publishing, Singapore. Pp. 437-438.
62. **LOUSSERT R., 1987-** Les aires écologiques de l'olivier au Maroc. Rev. Oliveae. N°18. PP.33-35.
63. **WALALI LD, SKIREDJ A et ELATTIR H., 2003-** L'amandier, l'olivier, le figuier, le grenadier. Transfert de Technologie en Agriculture. N° 105. Pp.2-3.
64. **DOSBA F., 2007-** La culture de l'olivier ; aspects agronomique et évolution technique. Ed. John Libbey Eurotext. N°1. Vol.6. PP.45-47.
65. **SARAOUI N., 2007-** Marché mondial des produits

oleicoles.Communication et vulgarisation. ITAF.P8.

66. **TURNOCK, W. J. et G. BOIVIN. 1997-** Inter- and intra-population differences in the effects of temperature on post diapause development of *Delia radicum*. Entomol. Exp. Appl. 84: 255-265.
67. **CAMPOS M et CIVANTOS M., 2000-** Influence des techniques de culture sur les parasites de l'olivier. Rev. Oliveae. N° 84.PP.40-45.
68. **BALACHOWSKY AS et MENSIL., 1935-** Les insectes nuisibles aux plantes cultivées, leurs mœurs et *leur* destruction. Ed. Hermann et Cie.Tome.I.Paris, 27p.
69. **MAILLARD R., 1975-** L'olivier. Ed. Comité technique de l'olivier. Aix-en-Provence, et institut national de vulgarisation pour les fruits, légumes et champignons Paris, 147p.
70. **ARAMBOURG, Y. 1979-** Biological control *Dacus oleae*. *Bulletin. Section Regionale Ouest Palaearctique, Organisation Internationale de Lutte Biologique*. 2(1):61.
71. **ANONYME b., 2011-** L'amandier, l'*olivier*, le figuier, le grenadier. www.vulgarisation.net.
72. **WARLOP F., 2001-** Oléiculture biologique: des perspectives de solution à la mouche. Le Nouvel Olivier. N °24.Pp. 20-21.
73. **METREF S., 1994-** Contribution à l'étude bio-écologique de l'avifaune d'une oliveraie de Boumlih (Cap Djinet) relations trophiques de quelques espèces de vertébrés.Thèse.I.N.A.El Harrach, 233p.
74. **ANONYME c., 2011-** La mouche de l'olive *Bactrocera oleae* GMEL. www.fredon.corse.com.
75. **ANONYME., 2008-** Principaux pays producteurs d'olives. Article de Wikipédia, l'encyclopédie libre (Olivier) (source: FAO, 2003). [http://fr.wikipedia.org/wiki/Olivier \(Arbre\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/Olivier_(Arbre)).
76. **PAGNOL J., 1985-** L'olivier. Ed. Aubanel. PP.15-27.
77. **ANONYME d., 2011-** La Teigne de l'olivier *Prays oleae* BERN. www.fredon.corse.com.

78. **ANONYME e., 2011-** Maladies et traitements.[www.oleiculteur.com/maladies-files / cochenille.jpg](http://www.oleiculteur.com/maladies-files/cochenille.jpg).
79. **BALACHOWSKY AS., 1966-** Entomologie appliquée à l'agriculture. Vol.1.Tome.II.Lépidoptère.Ed.Masson & Cie. Paris.
80. **SACANTANISC B., 1955-** La teigne de l'olivier au Maroc.Serv.Def.Veg., Rabat, 17 P.
81. **WALALI LD, SKIREDJ A et ELATTIR H., 2003-** L'amandier, l'olivier, le figuier, le grenadier. Transfert de Technologie en Agriculture. N° 105.Pp.2-3.
82. **ALFORD D., 2002-** Ravageurs des végétaux d'ornement .Version française : Comeau M.F., Coutin R., Fraval A.Ed.I.N.R.A, 464p.
83. **VILLA P., 2006-** La culture de l'olivier. Ed. De Vicchi S.A, Paris ,143p.
84. **GUIDE DE L'OLIVIER 2010-** Association Française Interprofessionnelle de l'Olive. P10.
85. **FOLDI I., 2001-** Liste des Cochenilles de France (Hemiptera, Coccoidea). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 106, 303-308.
86. **ANONYME f., 2011-**www.lesorb.com/index.php.Les cochenilles.
87. **ANONYME g., 2011-**www.inra.fr/hyppz/ZGLOSS/3g-088.htm.Coccoidae, Cochenille.
88. **GRANARA DE WILLINK, M.C. et CLAPS, L.E. 2003-** [Scale insects (Hemiptera: Coccoidea) present in ornamentals in Argentina.] Cochinillas (Hemiptera: Coccoidea) presentes en plantas ornamentales de la Argentina. (In Spanish; Summary In English). *Neotropical Entomology* 32(4): 625-637.
89. **FOLDI I., 1991-** The wax glands in scale insects: comparative ultrastructure, secretion, function and evolution (Homoptera: Coccoidea). *Annales de la Société Entomologique de France* (N.S.), 27, 163- 188.
90. **MA, R., REESE, J.C., BLACK IV, W.C. et BRAMEL-COX, P. 1990-**

- Detection of pectinesterase and polygalacturonase from salivary secretions of living greenbugs, *Schizaphis graminum* (Homoptera: Aphididae). *J. Znssect Physiol.* , , Vol. 36, p. 507-512.
91. **GULLAN P.J. et KOSZTARAB M., 1997-** Adaptation in Scale Insects. *Annual Reviews of Entomology*, 42, 23-50.
 92. **WILLIAMS, A.E., DUTHIE, H.C., HECKY, R.E., 2005-** Water hyacinth in Lake Victoria: why did it vanish so quickly and will it return? *Aquat. Bot.* 81, 300–314.
 93. **BRANDS B., 2006-**Insect natural history, multi-species interactions and biodiversity in ecosystems. *Biodiversity and Conservation* 2: 233-241.
 94. **AVERSENQ S., 2001-** La cochenille noire de l'olivier « *Saissetia olea* ».Nouvel olivier.France, Mai/Juin, 28 p.
 95. **ANONYME h., 2009-** La cochenille noire de l'olivier *Saissetia oleae* BERN.www.fredon-corse.com.
 96. **REBOUR H., 1950-** Les agrumes en Afrique du Nord. Ed. Union des syndicats de production d'agrumes Alger, 485p.
 97. **HILAL A., 1999-** Vers une lutte intégrée contre les principaux ravageurs de l'olivier. Journée national sur la protection de l'olivier, Marrakech.
 98. **KATSOYANNOS P.,** Étude d'un prédateur : *Exochomus quadripustulatus* L. (Coleoptera, Coccinellidae), en vue d'une éventuelle utilisation contre *Saissetia oleae olivier* (Homoptera, Coccoidea-Coccidae) dans les oliveraies de la Grèce. Montpellier, France : Thèse Docteur Ingénieur, 1976 ; 144 p.
 99. **LOUSSERT R., 1989-** Les agrumes. Ed. Techniques et documentation. Vol.I.Paris, 113p.
 100. **ALROUECHDI K.,** Les chrysopes en vergers d'olivier. Bio-écologie de *Chrysoperla carnea* Steph. (Neuroptera, Chrysopidae) ; relations comportementales et trophiques avec certaines espèces phytophages. Paris VI, France : Thèse Docteur Ingénieur, Université Pierre-et-Marie Curie, 1980 ; 198 p.

101. **OUVRARD D, BOURGOIN, CAMPBELL, BC. 2002-** Comparative morphological assessment of the psyllid pleuron (Insects, Hemiptera, Sternorrhyncha). *Journal of Morphology* 252: 276-290.
102. **WHITE IM, HODKINSON ID. 1985-** Nymphal taxonomy and systematics of the Psylloidea (Homoptera). *Bulletin of the British Museum (Natural History) (Entomology)* 50: 153-301.
103. **COURBOULEX M., 2006-** Les oliviers (les variétés, la culture, la récolte). Ed. Rustica/FLER. Paris.
104. **JOURDAIN JM., 1999-** Psylle de l'olivier. Fiche. Tech. C.T.I.F.L. Paris, 2p.
105. **ATGER, P. 1979-** Les psylles du poirier. *Phytoma* 311: 19-32.
106. **HODKINSON I. D., 1984-** The taxonomy, distribution and host plant range of the pear feeding psyllids. *Bull. IOBC/WPRS* 7 (5), 32-44.
107. **BONNEMAISON, L. et J. MISSONIER., 1956-** Le psylle du poirier. Morphologie et biologie. *Ann. Epiphyt.* 7(2): 263-331.
108. **CHERMITI B., 1983-** Contribution à l'étude bioécologique du psylle de l'olivier *Euphyllura olivina* Costa (Hom ; Psyllidae) et de son endoparasite *Psyllaephagus euphyllurae* Silv. (Hym. Encyrtidae). Thèse Doctorat. Ingénieur, Université d'Aix-Marseille, France, 134 p.
109. **TAJNARI H., 1992-** Étude bio-écologique d'*Euphyllura olivina* Costa (Hom. Psyllidae) dans les régions du Haouz et d'Essaouira : mise en évidence d'un état de diapause ovarienne. Meknès, Maroc : Thèse de troisième cycle, École nationale d'agriculture, 153 p.
110. **ARAMBOURG Y., 1985-** La faune entomologique de l'olivier. *Rev. Oliveae.* N° 5. PP.15-19.
111. **ZOUITEN N et EL HADRAMI I., 2001-** Le psylle de l'olivier : Etat des Connaissances et perspectives de lutte. Cahiers d'études et de recherches francophones/Agricultures. Vol.10.PP.225-232.
112. **GRATRAUD C., 2006-** Le Nouvel Olivier. N° 43, janvier/février.
113. **WOODRING J., 2004-** Honeydew amino acids in relation to sugars and their role in the establishment of antattendance hierarchy in eight species

of aphids feeding on tansy (*Tanacetum vulgare*). *Physiol. Entomol.*, 29, 311-319.

114. **MARIE-CLAUDE NICOLE., 2002-** Antennae. Vol. 9, n° 1 Les relations des insectes phytophages avec leurs plantes hôtes.
115. **BELYEA L.R. et LANCASTER J., 1999-** Assembly rules within a contingent ecology. *Oikos*, 86,402-416.
116. **LAAKSO J., KAITALA V. et RANTA E., 2001-** How does environmental variation translate into biological processes? *Oikos*, 92, 119-122.
117. **LORTIE C.J., BROOKER R.W., CHOLER P., KIKVIDZE Z., MICHALET R., PUGNAIRE F.I. et CALLAWAY R.M., 2004-** Rethinking plant community theory. *Oikos*, 107, 433-438.
118. **RICHARDSON D.M., PYSEK P., REJMANEK M., BARBOUR M.G., PANETTA F.D. et WEST C.J., 2000-** Naturalization and invasion of alien plants: concepts and definitions. *Diversity et Distributions*, 6, 93-107.
119. **LEPART J., MARTY P. et ROUSSET O., 2000-** Les conceptions normatives du paysage. Le cas des Grands Causses. *Nature Sciences Sociétés*, 8, 16-25.
120. **HOOPER D.U., CHAPIN F.S., EWEL J.J., HECTOR A., INCHAUSTI P., LAVOREL S., LAWTON J.H., LODGE D.M., LOREAU M., NAEEM S., SCHMID B., SETALA H., SYMSTAD A.J., VANDERMEER J. et WARDLE D.A.,2005-** Effects of biodiversity on ecosystem functioning: A consensus of current knowledge. *Ecological Monographs*, 75, 3-35
121. **BUREL, F. et J. BAUDRY., 1999-** Ecologie du paysage - Concepts, méthodes et applications. Editions Tec et Doc, Paris.
122. **JONSEN, I. D. et L. FAHRIG., 1997-** "Response of generalist and specialist insect herbivores to landscape spatial structure." *Landscape Ecology* 12(3): 185-197.
123. **TAYLOR, P. D., et FAHRIG, L., 1993-** "Connectivity is a vital element of landscape structure." *Oikos* 68: 571-573.
124. **RANIUS, T., 2006-** Measuring the dispersal of saproxylic insects: a key

- characteristic for their conservation. *Population Ecology* 48: 177-188.
125. **COUVET D., GOUYON P., KJELLBERG F., OLIVIERI I., POMENTE D. et VALDEYRON G. ,1985-** De la métapopulation au voisinage : la génétique des populations en déséquilibre. *Genet. Sel. Evol.*, 17 : 407-414.
 126. **SCHOONHOVEN L.M., JERMY T. et VAN LOON J.J.A., 1998-** *Insect Plant Biology. Physiology to evolution. London.*
 127. **DETHIER V.G., 1982-** Mechanism of host-plant recognition. *Entomologia Experimentalis et applicata*, 31, 49-56.
 128. **STADLER E., 2002-** *Plant chemical cues important for oviposition of herbivorous insects.*In: *Chemoecology of insect Eggs and Eggs Deposition* (M. Hilker et T. Meiners ed.), 416p. Blackwell.
 129. **MILLER J.R. et STRICKLER K.S., 1984-** *Finding and accepting host plants.* In: *Chemical ecology of insect* (W. J. Bell et R.T. Cardé ed.), pp. 127-157. London: Chapman et Hall.
 130. **RENWICK, J. A. A. et X. P. HUANG, 1994-** Interacting chemical stimuli mediating oviposition by Lepidoptera. In: T. N. Ananthakrishnan (ed.), *Functional Dynamics of Phytophagous Insects.* Oxford et IBH Publishing, New Delhi, pp. 79–94.
 131. **SCHOONHOVEN L.M., JERMY T. et VAN LOON J.J.A., 1998 -** *Insect Plant Biology. Physiology to evolution. London.*
 132. **STADLER E., 2003-** *Plant chemical cues important for oviposition of herbivorous insects.*In: *Chemoecology of insect Eggs and Eggs Deposition* (M. Hilker et T. Meiners ed.), 416p. Blackwell.
 133. **REID, C.O. et R.L. LAMPMAN., 1989-** Olfactory responses of *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) to volatiles in com silks. *Jour. Chem. Ecol.* 15:11 09-1115.
 134. **DRUCKER D., BOCHERENS H. et MARIOTTI A., 2000-** Contribution de la biogéochimie isotopique à la paléobiologie des grands mammifères pléistocènes supérieurs : application aux rennes et aux chevaux du

Pléistocène supérieur du Sud-Ouest de la France. *Mémoire de la Société Préhistorique Française*, 28, p. 13-27.

135. **TRÉFÁS H., CANNING H., MCKINLAY R. G., ARMSTRONG G., BUJAKI G., 2001-** Preliminary experiments on the olfactory responses of *Pterostichus melanarius* Illiger (Coleoptera: Carabidae) to intact plants.- *Agricultural and Forest Entomology*, 3: 71-76.
136. **KOPF M, BROMBACHER F, HODGKIN PD, RAMSAY AJ, MILBOURNE EA, DAI WJ, OVINGTON KS, BEHM CA, KOHLER G, YOUNG IG, MATTHAEI KI., 1996-** IL-5-deficient mice have a developmental defect in CD5+ B-1 cells and lack eosinophilia but have normal antibody and cytotoxic T cell responses. *Immunity* 4: 15-24.
137. **CHOI, Y.E., J.H. JEONG, S.H. BAEK et H.Y. SEO, 2004-** *Agrobacterium tumefaciens*-mediated genetic transformation of *Eleutherococcus sessiliflorus* by phosphinothricin acetyl transferase gene. *In Vitro Cell. Dev. Biol.*, 40: 51-56.
138. **CHABOUSSOU F., 1980-** Les plantes malades des pesticides. Base nouvelle de prévention contre maladies et parasites. Ed. DEBARD, Paris, 200p.
139. **GUIGNARD J.L., COSSON L., HENRY M., 1985-** Abrégé de phytochimie. Ed. MASSON, Paris, 975p.
140. **WHITAKER L.1977-** Mécanisme de défense chez les plantes, Bull. Institut pasteur, Paris, pp : 255.
141. **PHILOGENE B.J.R., ARNASON J.T., 1986-** L'influence des composés secondaires des plantes sur la biologie des insectes. Entomol. Vol. 31, (1 et 2), Québec, pp : 31-41.
142. **VINCENT et BOIVIN., 1986-** Influence de quelques substances de croissances sur la sensibilité *phytophthora cactorun*, Rev. Fruits. N° 29, pp : 178-702.
143. **CHARARAS C., 1979-** Ecophysiologie des insectes parasites des forêts. Ed. CHARARAS, Paris, 297p.

144. **CRANE F. A. et STEWART F. C. ,1962-** Growth, nutrition and metabolism of *metha piperita* L., Univ. Agri., Exp.St., Mem. N°379, Paris, p 461.
145. **COLLECTIF., 1979-** Les pesticides, oui ou non ? P.U. Grenoble, 231 p.
146. **MAXWELL M. et HARWOOD N., 1960-** l'enchaînement des maladies chez les insectes, Ed. Revue et augmentée, Paris, 224p.
147. **SMIRNOVA., 1965-** Plant architecture and the diversity of phytophagous insects. Annual Review of Entomology 28: 23-39.
148. **ISHII S. et HIRANO C., 1963-** Growth responses of larvae of the Aple leafcurling treated,Ent. Exp. Appl. Entom. Zool., Vol.7.N°4,Paris, pp :257-262 .
149. **SLANSKY F JR et RODRIGUEZ J.G., 1987-** *Nutritional ecology of insects, mites, spiders, and related invertebrates: an overview*, In: F. Slansky Jr. and J.G. Rodriguez (eds.), New York. pp. 1-69.
150. **OHGUSHI, T., 1992.** Resource limitation on insect herbivore populations, pp. 199 D 241. In M. Hunter, T. Ohgushi, and P. W. Price (eds.), Effects of resource distribution on animal-plant interactions. Academic, San Diego, CA.
151. **WATT A.D., LEATHER S.R., HUNTER M.D et KIDD N.A.C., 1990-** Population dynamics of forest insects. *Intercept, Andover. 408p.*
152. **BAUCE E, BERUBE R, CARISEY N et CHAREST M., 2001-** La tordeuse des bourgeons de l'épinette. *Acquisition et transfert de connaissances au laboratoire d'entomologie forestière de l'Université Laval. Monographie, pp.47-49.*
153. **BAUCE, É., CREPIN M., et CARISEY, N., 1994-** Spruce bud worm growth, development and food utilization on young and old balsam fir trees. *Oecologia* 97: 499-507.
154. **BAUCE, É., 1995-** Application de l'écophysiologie de l'alimentation des insectes à la lutte contre la TBE: utilisation de la scie à chaîne. Comptes

rendus du Séminaire sur la tordeuse des bourgeons de l'épinette : en savons-nous assez pour lutter efficacement contre la tordeuse? Direction de la recherche forestière et la Direction de la conservation des forêts, Ministère des Ressources Naturelles du Québec. 12-13 avril 1995. pp. 13-26.

155. **DENNO, R. F., et M. S. MCCLURE., 1983-** Variable plants and herbivores in natural and managed systems. Academic, New York.
156. **RAUPP, M.J. et DENNO, R.F., 1983-** Leaf age as a predictor of herbivore distribution and abundance. In Denno, R. F. and Mc Clure, M. S. (eds.), Variable Plants and Herbivores in Natural and Managed Systems, Academic Press, New York, pp. 91-124.
157. **SCHULTZ, J.C. et BALDWIN, I.T., 1982-** Oak leaf quality declines in response to defoliation by gypsy moth larvae. *Science*, 217: 149-151.
158. **EDWARDS, P.J. et WRATTEN, S.D., 1985-** Induced plant defenses against grazing: fact or artefact? *Oikos*, 44: 70-74.
159. **HAUKIOJA, E. et NEUVONEN, S., 1987-** Insect population dynamics and induction of plant resistance: the testing of hypotheses. In: Insect outbreaks. Edited by P. Barbosa et J.C. Schultz. Academic Press, New York. pp. 411-432.
160. **LOPER, G.M., STTANDIFER, L.N., THOMPSON, M.J. et GILLIAM, M., 1980-** Biochemistry and microbiology of bee-collected almont (*Prunus dulcis*) pollen and bee bread. *Apidologie*, 11: 63-73.
161. **WILLE, H., WILLE, M., KILCHENMANN, V., IMDORF, A. et BÜHLMANN, G., 1985-** Pollenernte und massenwechsel von drei *Apis mellifera*-Völkern auf demselben bienenstand in zwei aufeinanderfolgenden jahren. *Revue Suisse Zoologie*, 92: 897-914.
162. **BAUCE, É. et CARISEY, N., 1996-** Larval feeding behaviour affects the impact of staminate flower production on the suitability of balsam fir trees for spruce budworm. *Oecologia*, 105: 126-131.
163. **CARISEY, N., 1996-** Comportement alimentaire et utilisation de la nourriture par la tordeuse des bourgeons de l'épinette, *Choristoneura fumiferana* (Clem.) en fonction de la floraison du sapin baumier, *Abies balsamea* (L.)(Mill.). Thèse de doctorat, Université Laval, St-Foy, Canada, 128 pp.

164. **WARING, G.L. et COBB, N.S., 1992-** The impact of plant stress on herbivore population dynamics. In: *Insect-plant interactions*, Vol. IV. Edited by E.A. Bernays. CRC Press, Florida. pp. 167-226.
165. **PIENE, H., 1989-** Spruce budworm defoliation and growth loss in young balsam fir: defoliation in spaced and unspaced stands and individual tree survival. *Canadian Journal of Forest Research*, 19: 1211-1217.
166. **MASON, R.R., WICKMAN, B.E., BECKWITH, R.C. et PAUL, H.G., 1992-** Thinning and nitrogen fertilization in a grand fir stand infested with western spruce budworm. Part I: Insect response. *Forest Sciences*, 38: 235-251.
167. **CAPPUCCINO, N., 2000-** Oviposition behavior of insects used in the biological control of weeds. *521 Proceedings of the X International Symposium on Biological Control of Weeds* (pp. 521-531). Montana State University, Bozeman, Montana, USA.
168. **PRATT, P.D., RAYAMAJHI, M.B., T. K. VAN, T.D.C., et TIPPING, P.W., 2005-** Herbivory alters resource allocation and compensation in the invasive tree *Melaleuca quinquenervia*. *Ecological Entomology*, 30, 316-326.
169. **CRAWLEY, M.J., 1983-** *Herbivory: The Dynamics of Animal-Plant Interactions*. Studies in Ecology, vol. 10. University of California Press.
170. **CENTER, T.D., VAN, T.K., ALLEN DRAY, F.J., FRANKS, S.J., REBELO, M.T., PRATT, P.D., et RAYAMAJHI, M.B., 2005-** Herbivory alters competitive interactions between two invasive aquatic plants. *Biological Control*, 33, 173-185.
171. **HOLMGREN, N.M.A., et GETZ, W.M., 2000-** Evolution of host plant selection in insects under perceptual constraints: A simulation study. *Evolutionary Ecology Research*, 2, 81-106.
172. **KOGAN, M.1975-** Plant resistance in pest management. In: W.a. Sons (Eds.) *Introduction to insect pest management* (pp. 103-146). New York.
173. **BELSKY, A. J., W. P. CARSON, C. L. JENSEN, et G. A. FOX., 1993-** Overcompensation by plants: herbivore optimization or red herring? *Evolutionary Ecology* 7:109-121.
174. **HOCHULI, D.F., 2001-** Insect herbivory and ontogeny: How do growth

and development influence feeding behaviour, morphology and host use? *Austral Ecology*, 26, 563-570.

175. **SOUTHWOOD, T. R. E., 1986-** Plant surfaces and insects- an overview. In: B. Juniper et T. R. E. Southwood (Eds.), *Insects and the Plant Surface*, pp. 1-22. Edward Arnold, London.
176. **LIZZI., 1998-** Evolutionary ecology of the relationship between oviposition preference and performance of offspring in phytophagous insects. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 47 : 3-14.
177. **CARROLL, S.P., et LOYE., J.E.,1987-** Specialization of *Jadera* species (Hemiptera: Rhopalidae) on the seeds of Sapindaceae (Sapindales), and coevolutionary responses of defense and attack. *Annals of the Entomological Society of America*, 80, 373-378.
178. **DERR, J.A., 1980 -** Coevolution of the life history of a tropical seed-feeding insect and its food plants. *Ecology*, 61, 881-892.
179. **AGRAWAL, A.A., 2000-** Overcompensation of plants in response to herbivory and the by-product benefits of mutualism. *Trends in Plant Science*, 5, 309–313.
180. **PAIGE, K.N., 1999-** Regrowth following ungulate herbivory in *Ipomopsis aggregata*: geographic evidence for overcompensation. *Oecologia*, 118, 316-323.
181. **KELLY, D., HARRISON, A.L., LEE, W.G., PAYTON, I.J., WILSON, P.R., et SCHAUBER, E.M., 2000-** Predator satiation and extreme mast seeding in 11 species of *Chionochloa* (Poaceae). *Oikos*, 90, 477- 488.
182. **MUTIN G., 1977-** Décolonisation et espaces géographiques. Ed.OPU.Alger, 607p.
183. **LOUCIF Z et BONAFONTE P., 1977-** Observation des populations du pou de San José dans la Mitidja.Rev.Fruits. N° 4.Vol.32.PP.253-261.
184. **GOUTCHAROV et ZIMMY., 1968-**Rapport sur l'étude pédologique des terrains de la station expérimentale de Boufarik.
185. **RAMADE F., 1984-** Eléments d'écologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill.Paris, 397p.
186. **ANONYME., 1998-** Changement climatique et ressources en eau dans

les pays du Magreb, Algerie, Maroc, Tunisie, en jeux et perspective. Dept. Env. Rabat, Maroc, 55p.

187. **DAJOZ R., 1985-** Précis d'écologie. Ed. Bordas. Paris, 505p.
188. **STEWART P., 1969-** Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique : quelques réflexions. Bull.Soc.Hist. Agri.Afri du Nord. PP.24-25.
189. **BENKHELIL ML., 1992-** Les techniques de récoltes et de piégeages utilisées en entomologie terrestre. Ed.OPU.Alger, 68p.
190. **KHELIL M A., 1995-** Abrégé d'entomologie. Ed.OPU.Alger, 103p.
191. **LERAUT P., 2007-** Le guide entomologique. Ed.Delachaux et niestlé, 527p.
192. **FAURIE I., ALMUDEVER B., HAJJAR J., 2003-** Nouveaux moyens de communication et transformation de la sociabilité des sujets. L'exemple d'Internet Développement des compétences, investissement professionnel et bien-être des personnes, Vol. 3 Louvain: Presses Universitaires de Louvain 381-390.
193. **GASNIER S., 2005-** Etude de l'arthropofaune terrestre de la réserve biologique des Makes : effet du programme de lutte mis en œuvre par l'O.N.F. contre le Raisin marron (*Rubus alceifolius*).Université de Tours / IRBI / CNRS, 48p.
194. **VASSEUR, R.; SCHVESTER, D., 1957-** Biologie et écologie du Pou de San José (*Quadraspidiotus perniciosus* Comst.) en France. *Annales des Epiphyties (et de Phytogénétique)* 8, 5-66.
195. **DUBOIS M., GILLES K.A., HAMILTON P.A., ROBERG A. et SMITH F., 1956-** Colorimetric method for determination of suggars and related substances,*Analytical chemistry*, 28 : 350-356.
196. **BERGMAN I., LOXLEY R., 1970-** New spectrophotometric method for the determination of proline in tissue hydrolysates. *Analytical Chemistry*, Vol. 42, No. 7: 702-706.
197. **HAMMER O., HARPER D.A.T., et RYAN P. D., 2001-** PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1): 9pp. <http://palaeoelectronica.org/2001-1/past/issue1-01.htm>.

198. **CLARKE G.M., 1993-** Patterns of developmental stability of *Chrysoperla* L. (Neuroptera: Chrysopidae) in response to environmental pollution. *Environmental Entomology* 22 : 1362-1366.
199. **POOLE, R.W., 1974-** An introduction to quantitative ecology. McGraw-Hill, New York.
200. **FAURIE C., FERRA C., MEDORI P. et DEVAUX J., 1998-** *Ecologie : approche scientifique et pratique*, TEC et DOC, Paris, 339.
201. **FERON P., 2002-** Bases écologiques de la protection des cultures gestion des populations et aménagement de leurs habitats. *Courrier de l'environnement de l'INRA* 41: 12-25.
202. **CLERGUE B., AMIAUD B., PERVANÇHON F., LASSERRE-JOULIN F., PLANTUREUX S., 2005-** Biodiversity: function and assessment in agricultural areas. A review, *Agron. Sustain. Dev.* 25, 1-15.
203. **WIGGINS G B., 1983-** Entomology and society. *Bulletin of the Entomological Society of America* 29: 27-29.
204. **HOOPER, D. U. et P. M. VITOUSEK., 1997-** The effects of plant composition and diversity on ecosystem processes. *Science* 277: 1302-1305.
205. **FINNAMORE, A.T., 1996-** The advantages of using arthropods in ecosystem management. A brief from the Biological Survey of Canada (Terrestrial Arthropods). 11 pp.
206. **HUNTER, M. D., 1992-** A variable insect -plant interaction: the relationship between trees budburst phenology and population levels of insect herbivores among trees. *Ecol. Entomol.* 16: 91-95.
207. **HUNTER, A. F. et I. S. ELKINTON., 2000-** Effects of synchrony with host plant on populations of spring-feeding lepidopteran. *Ecology.* 81(5):1248-1261.
208. **VAN ASCH M. et M. E. VISSER., 2007-** Phenology of Forest Caterpillars and Their Host Trees: The Importance of Synchrony. *Annu. Rev. Entomol.* Vol. 52: 37-55.

209. **ARCHAIMBAULT V., ROSEBERY J. ET MORIN S., 2010-** Traits biologiques et écologiques, intérêt et perspectives pour la bio-indication des pollutions toxiques. *Sciences eaux et territoires, La revue du Cemagref, Numéro 1, L'évaluation du risque toxique dans les milieux aquatiques*
210. **WEBB CO, ACKERLY DD, MCPEEK MA et DONOGHUE MJ., 2002-** Phylogenies and community ecology. *Annual Review of Ecology and Systematics* 33: 475-505.
211. **CAVENDER-BARES J, ACKERLY DD, BAUM DA ET BAZZAZ FA., 2004-** Phylogenetic overdispersion in Floridian oak communities. *The American Naturalist* 163: 823-843.
212. **DENNO RF, MCCLURE MS et OTT JR., 1995-** Interspecific interactions in phytophagous insects: Competition reexamined and resurrected. *Annual Review of Entomology* 40: 297-331.
213. **RICKLEFS R.E., 1987-** Community diversity - relative roles of local and regional processes. *Science*, 235, 167-171.
214. **KAREIVA P., 1990-** Population-dynamics in spatially complex environments – theory and data. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B Biological Sciences*, 330, 175-190.
215. **HANSKI I., 1999-** *Metapopulation Ecology* Oxford University Press. ISBN 0-19-854065-5.
- 216.. **BUREL, F., 1996-** Hedgerows and their role in agricultural landscapes. *Critical Reviews in Plant Sciences* 15(2): 169-190.
217. **COLL, M. AND D. G. BOTTREL., 1996-** Movement of an insect parasitoid in simple and diverse plant assemblages. *Ecological Entomology* 21(2): 141-149.
218. **HORTON, D. R. et T. M. LEWI., 2000-** Seasonal distributions of *Anthocoris spp.* And *Deraeocoris brevis* (Heteroptera: Anthocoridae, Miridae) in orchard and non orchard habitats of central Washington. *Annals of the Entomological Society of America* 94: 476-485.
219. **COLE, L. J., D. I. MCCRACKEN, P. DENNIS, I. S. DOWNIE, A. L. GRIFFIN, G. N. FOSTER, K. J. MURPHY et T. WATERHOUSE., 2002-** Relationships between agricultural management and ecological groups of

- ground beetles (Coleoptera : Carabidae) on Scottish farmland. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 93(1-3): 323-336.
220. **SHALTIEL, L. et M. COLL., 2004-** Reduction of pear psylla damage by the predatory bug *Anthocoris nemoralis* (Heteroptera: Anthocoridae): The importance of orchard colonization time and neighboring vegetation. *Biocontrol Science and Technology* 14(8): 811-821.
221. **WALLACE, J. B. et J. R. WEBSTER., 1996-** The role of macro-invertebrates in stream ecosystem function. *Annual Review of Entomology* 41: 115-139.
222. **NAEEM, S. et S. LI., 1997-** Biodiversity enhances ecosystem reliability. *Nature* 390: 507-509.
223. **MCGRADY-STEED, J. et P. J. MORIN., 2000-** Biodiversity, density compensation, and the dynamics of populations and functional groups. *Ecology* 81(2): 361-373.
224. **WARDLE, D. A., 2002-** Islands as model systems for understanding how species affect ecosystem properties. *Journal of Biogeography* 29(5-6): 583-591.
225. **ROSCHER, C., J. SCHUMACHER, J. et E. D. SCHULZE., 2004-** The role of biodiversity for element cycling and trophic interactions: an experimental approach in a grassland community. *Basic and Applied Ecology* 5(2): 107-121.
- 226.. **THEBAULT, E. et M. LOREAU., 2006-** The relationship between biodiversity and ecosystem functioning in food webs. *Ecological Research* 21(1): 17-25.
227. **GREENLEAF, S. S. et C. KREMEN., 2006-** Wild bees enhance honey bees' pollination of hybrid sunflower. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 103(37): 13890-13895.
228. **VAN VEEN FJF, MORRIS RJ et GODFRAY HCJ., 2006-** Apparent competition, quantitative food webs, and the structure of phytophagous insect communities. *Annual Review of Entomology* 51: 187-208.
229. **GRISON, P., 1970-** Importance d'une approche interdisciplines. *Proceedings of the F.A.O. Symposium on integrated pest control*, 3, 87-101.

230. **BAKER, A. N. et DUNNING, R. A., 1975-** Some effects of soil type and crop density on the activity and abundance of the epigeic fauna, particularly Carabidae, in sugar-beet fields. *Journal of Applied Ecology*, 12 : 809-818.
231. **LOREAU, M., 1983-** Trophic role of carabid beetles in a forest. In "*New Trends in Soil Biology*", Ph. Lebrun, H. M. André, A. De Medts, C. Lebrun, Ph., André, H.M., De Medts, A., Grégoire-Wibo, C. & Wauthy, G. (Eds.), Dieu-Brichart, Louvain-la-Neuve, 281-286.
232. **LOREAU, M., 1984-** Les niches écologiques des Carabides en milieu forestier. II. Composante trophique et organisation générale des niches. *Bulletin de la Classe des Sciences (Académie Royale de Belgique)*, 70 : 480-525.
233. **BELLWOOD ET AL. 2006- BELLWOOD D.R., HUGHES T.P. et HOEY A.S., 2006-** Sleeping functional group drives coral-reef recovery. *Current Biology*, 16, 2434-2439.
234. **WARDLE D.A., BONNER K.I. et NICHOLSON K.S., 1997-**Biodiversity and plant litter: Experimental evidence which does not support the view that enhanced species richness improves ecosystem function. *Oikos*, 79, 247-258.
235. **GRIME J.P., 1998-**Benefits of plant diversity to ecosystems: immediate, filter and founder effects. *Journal of Ecology*, 86, 902-910.
236. **BARBAULT, R., 2008-** Ecologie générale -Structure et fonctionnement de la biosphère (6ème éd). Editions Dunod, Paris
237. **VITOUSEK, P. M., H. A. MOONEY., 1997-** "Human domination of Earth's ecosystems." *Science* 277(5325): 494-499.
238. **BUREL, F. et J. BAUDRY., 1999-** Ecologie du paysage. Concepts, methodes et applications.Tec et Doc, Paris.
239. **JONSEN, I. D. et L. FAHRIG ., 1997-** "Response of generalist and specialist insect herbivores to landscape spatial structure." *Landscape Ecology* 12(3): 185-197.
240. **TAYLOR, P. D., L. FAHRIG., 1993-** "Connectivity is a vital element of landscape structure." *Oikos* 68: 571-573.
241. **FAHRIG, L. et I. JONSEN., 1998-** "Effect of habitat patch characteristics

- on abundance and diversity of insects in an agricultural landscape." *Ecosystems* 1(2): 197-205.
242. **ZABEL, J. et TSCHARNTKE, T., 1998-** "Does fragmentation of *Urtica* habitats affect phytophagous and predatory insects differentially?" *Oecologia* 116(3): 419-425.
243. **STEFFAN-DEWENTER, I. et TSCHARNTKE. T., 2000-** "Butterfly community structure in fragmented habitats." *Ecology Letters* 3(5): 449-456.
244. **SCHMIDT, M. H., I. ROSCHEWITZ., 2005-** "Differential effects of landscape and management on diversity and density of ground-dwelling farmland spiders." *Journal of Applied Ecology* 42(2): 281-287.
245. **MOUQUET N. et LOREAU M., 2002-** Coexistence in metacommunities: The regional similarity hypothesis. *American Naturalist*, 159, 420-426.
246. **DE MORAES C.M., MESCHER M.C. et TUMLINSON J.H., 2001-** Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel conspecific females. *Nature*, 410, 577-580.
247. **KENNEDY B., 1984-** Effect of multilure and its components on parasites of *Scolytus mutistriatus* (Coleoptera: Scolytidae). *J. Chem. Ecol.*, 10, 373-385.,
248. **SYMONDSON W.O.C., SUNDERLAND K.D. et GREENSTONE M.H., 2002-** Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annu. Rev. Entomol.*, 47, 561-594.
249. **ARNAUD L., DETRAIN C., GASPARD C. et HAUBRUGE É., 2003-** Insectes et communication. *J. Ing.*, 87, 25-28.
250. **VET L.E.M. et DICKE M., 1992-** Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. *Annu. Rev. Entomol.*, 37, 141-172.
251. **AHMAD F., ASLAM M. et RAZAQ M., 2004-** Chemical ecology of insects and tritrophic interactions. *J. Res. (Sci.)*, 15(2) ,181-190.
252. **ODE, P. J., 2006-** Plant chemistry and natural enemy fitness: effect on herbivore and natural enemy interactions. *Annu. Rev. Entomol.* 51: 163-185.

253. **LEROY P., CAPELLA Q., et 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.
254. **CHAUBET, B., 1992-** Diversité écologique, aménagement des agro-écosystèmes et favorisation des ennemis naturels des ravageurs: cas des aphidiphages. *Courrier de l'environnement de l'INRA* 18: 45-63.
255. **MORRIS, M. G. et N. R. WEBB., 1987-** The importance of field margins for the conservation of insects. *Field margins*. M. J. Way and P. W. Grieg-Smith, Thornton Heath: British Crop Protection Council Monograph. 35: 53-65.
256. **HAWKINS, C.P., MACMAHON, J.A., 1989-** Guilds: the multiple meanings of a concept. *Ann. Rev. Entomol.* 34, 423-451.)
257. **MOORE, N. W., H. M.D. et B. M. K. DAVIS., 1967-** Hedges I : Introduction and reconnaissance studies. *Journal of Applied Ecology* 4(201-220).
258. **KENNEDY, C. E. J. et T. R. E. SOUTHWOOD., 1984-** The number of species of insects associated with British trees. *Journal of Animal Ecology* 53: 455-478.
259. **BAUDRY, J., F. BUREL et S. AVIRON., 2003-** Temporal variability of connectivity in agricultural landscapes: do farming activities help? *Landscape Ecology* 18: 303-314.
260. **HOVEMEYER, K., 1999-** Diversity patterns in terrestrial dipteran communities. *Journal of Applied Ecology* 68: 400-416.
261. **LAWTON, J. H., 1983-** Plant architecture and the diversity of phytophagous insects. *Annual Review of Entomology* 28: 23-39.
262. **SUTTON, R. D., 1984-**The effects of host plant flowering on the distribution and growth of hawthorn psyllids (Homoptera, Psylloidea). *Journal of Animal Ecology* 53: 185-192.
263. **POLLARD, E., D. U. HOOPER et N. W. MOORE., 1974-** Hedge ecosystems. Great Britain (BNB/PRECIS) Bibliography: p.223-229. - Includes index.
264. **MCLEOD, A., 1999-** Attraction and retention of *Episyrphus balteatus*

- (Diptera, Syrphidae) at an arable field margin with rich and poor floral resources. *Agriculture, Ecosystems et Environment* 73: 237-244.
265. **SARTHOU J.P., 2006-** Biodiversité. *Alter Agri*, n°76, 4-11.
266. **BEGON M., TOWNSEND C.R. et HARPER J.L., 2006-** *Ecology : from individuals to ecosystems*. 4th edn. Blackwell, Malden.
267. **MCGILL B.J., ENQUIST B.J., WEIHER E. et WESTOBY M., 2006-** Rebuilding community ecology from functional traits. *Trends in Ecology & Evolution*, 21, 178-185.
268. **LAVOREL S. et GARNIER E., 2002-** Predicting changes in community composition and ecosystem functioning from plant traits: revisiting the Holy Grail. *Functional Ecology*, 16, 545-556.
269. **CHABOUSSOU F., 1975-** Les facteurs cultureux dans la résistance des agrumes vis-à-vis de leurs ravageurs. *St. Zool. Inst. Nat. Rech. Agro., Bordeaux*, 39 p.
270. **LAWRENCE, R.K., MATTSON, W.J. et R.A. HAACK., 1997-** White spruce and the spruce budworm :defining the phenological window of susceptibility. *Cano Entomol.* 129: 291-318.
271. **FEENY, P. P. EDS. L WALLACE et R. MANSELL., 1976-** Plant Apparency And chemical defense. In "Biochemical interactions between plants and insects." *Recent adv. Phytochem.* 10: 140.
272. **MARTIN-PREVEL P. GAGNARD J. ET GAUTIER P., 1984-** L'analyse végétale dans le contrôle de l'alimentation des plantes tempérées et tropicales, Lavoisier, Paris, 810p.
273. **GIORDANENGO., 2007- GIORDANENGO P., FEBVAY G. et RAHBE Y., 2007-** Comment les pucerons manipulent les plantes. *Biofutur* 279 : 35-38.
274. **DIXON A.F.G. et STEWART W.A., 1975-** Function of the siphunculi in aphid with particular reference to sycamore aphid *Drepanosiphum platanoïde*. *J. Zool. London* 175 : 279-289.
275. **HOUSE, H. L., 1965-** *Insect nutrition (The physiology of insecta)*. Vol. I. *Academie Press, New York*. Pp. 769-813.
276. **BENASSY C., 1975-** Les cochenilles des agrumes dans le bassin méditerranéen. *Ann. Inst. Nat. Agro. Vol. V, n°6, El-Harrach*, pp. 118-142.

277. **HOPKIN S. P., 1997-** Biology of the Springtails (Insecta : Collemola). Oxford, Oxford university press.
278. **BAUCE É., CARISEY N. et DUPONT A., 2001-** Implications des relations alimentaires plante-insecte dans la lutte contre la tordeuse des bourgeons de l'épinette. Actes du colloque « Tordeuse des bourgeons de l'épinette : l'apprivoiser dans nos stratégies d'aménagement » tenu à Shawinigan, 27-29 mars 2001. pp.27-32.
279. **FORKNER, R. E., R. J. MARQUIS, et J. T. LILL., 2004-** Feeny revisited: condensed tannins as anti-herbivore defences in leaf-chewing herbivore communities of *Quercus*. *Ecol. Entomol.* 29: 174-187.
280. **NOIRAUD N., DELROT S. et LEMOINE R., 2000-** The sucrose transporter of Celery. Identification and expression during salt stress. *Plant physiol.*, Vol.122, PP 1447-1456.
281. **COÛC Y, TENDILLE C., 1972-** Importance de la racine dans la synthèse protéique chez certains genres de végétaux, *Acad. Agr. France*, pp. 681 – 690.
282. **NOIRAUD N., DELROT S. et LEMOINE R., 2000-** The sucrose transporter of Celery. Identification and expression during salt stress 1. *Plant physiol.*, Vol.122, PP 1447-1456.
283. **RAMANJULU S., SREENIVASULU N. et SUDHAKAR C., 1997-** effect of water stress on photosynthesis in two mulberry genotypes with different drought tolerance . *photosynthetica* 35 (2): 279- 283
284. **ILDIKO K. et GALIBA G., 1995-** Carbohydrates in wheat and Maize plants under water stress. INRA, Inter drought, V-10. In : *Physiologie des arbres et arbustes des zones arides et semi-arides – Paris*, 465 – 472.
285. **HARE P.D., CRESS W.A. et VAN STADEN J., 1998-** Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant Cell and Environment*; 21, 535-553.
286. **LARSSON S., 1989-** Stressful times for the plant stress-insect performance hypothesis. *Oikos* 56(2):277-283.
287. **MONNEVEUX P. ET NEMMAR M., 2001-** Contribution à la résistance à la sécheresse chez le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) et chez le blé dur (*Triticum durum* desf.) : étude de l'accumulation de la proline au cours du

cycle de développement. *Agronomie* 6 : 583-590.

288. **BEZZAL A. ET CHORFI A., 2005-** Evaluation de quelques paramètres physiologiques de résistance à la sécheresse de l'arganier *Argania spinosa* L. (Skeels) sous un abri vitré : essai de d'introduction de l'espèce dans la zone de M'Doukel. Premières journées scientifiques sur la biodiversité et la qualité de vie et de l'environnement dans la région des Aurès, 13, 14 et 15 mars 2006, Batna.
289. **KAMELI A. et LÖSEL D.M., 1995-** Contribution of carbohydrates and other solutes to osmotic adjustment in wheat leaves under water stress. *J.Plant Physiol.*, Vol .147, Pp 363-366.
290. **GEIGENBERGER P., REIMHOLZ R., GEIGER M., MERLO L., CANALE V. et STITT M., 1997-**Regulation of sucrose and starch metabolism in potato tubers in response to short-term water deficit. *Planta* , 201, 502-518. MATTSON et HAACK
291. **MATTSON W.J. et HAACK R.A., 1987-**The role of drought stress in provoking outbreaks of phytophagous insects. – In: Barbosa, P. and Schultz, J.C. (eds), *Insect outbreaks. Academic. Press*, San Diego, pp. 365-407.
292. **AWMACK C. S., et LEATHER S. R., 2002-**Host plant quality and fecundity in herbivorous insects. *Annual Review of Entomology*, 47, pp. 817-84.
293. **BELLINGER Y. et LARHER F., 1987-**Proline accumulation in higher plants: a redox buffer ? *Plant Physiology*, 6, 23-27.
294. **DIB T.A., MONNEVEUX P et ARAUS J.L., 1992-** Adaptation à la sécheresse et notion d'ideotype chez le blé dur. II : caractères physiologiques d'adaptation. Elsevier, INRA, *Agronomie*, 12, 381-393.
295. **KOSCHIER E., 1997-** Einflu verschiedener Baumschnittmaßnahmen auf die Populationsdynamik der Obstbaumspinnmilbe (*Panonychus ulmi* Koch) und der Apfelrostmilbe (*Aculus schlechtendali* Nalepa) auf Apfelbäumen. *Mitteilungen Klosterneuburg, Rebe und Wein, Obstbau und Fruchtverwertung*. 47, 44-55.
296. **GRECHI I., SAUGE M.-H., SAUPHANOR B., HILGERT N., SENOUSI R., LESCOURRET F., 2008-** How does winter pruning affect peach tree-

- Myzus persicae* interactions? Entomol. Exp. Appl. 128, 369-379.
297. **LAURI P.E., WILLAUME M., LARRIVE G., LESPINASSE J.M., 2004-** The concept of centrifugal training in apple aimed at optimizing the relationship between growth and fruiting. Acta Hort. 636, 35-42.
298. **WILLAUME M., LAURI P.E., SINOQUET H., 2004-** Canopy architecture manipulation in apple trees via centrifugal training optimizes light interception by fruiting laterals. Trees - Structure and Function. 18, 705-713.
299. **CABEZA C., KIN A. et LEDENT J. F., 1995-** Effect of irrigation and tiller removal on development and yield of the main shoot in two wheat cultivars. INRA, Inter drought, VIII-29.
300. **LEVINS, R., 1969-** "Some demographic and genetic consequences of environmental heterogeneity for biological control." *Bulletin of the Entomology Society of America*, 71, 237-240.
301. **PERY A., 2003-** modélisation des effets des toxiques sur cheironme *chironomus riparius* de l'individu à la population, univ. Claude bernard - lyon 1, thèse doctorat, pp 120.
302. **CHARLES S., FERREOL M., CHAUMOT A., et PÉRY A.R.R., 2004-** Food availability effect on population dynamics of the midge *Chironomus riparius* : a Leslie modeling approach. *Ecological Modelling* 175: 217-229.
303. **SIMPSON S.J. et SIMPSON C.L., 1990-** The mechanisms of nutritional compensation by phytophagous insects. In: Insect-Plant interactions. Vol. II. Ed. CRC press, Florida, pp. 111-160.
304. **ROITBERG B. D., et PROKOPY R. J., 1983-** Host deprivation influence on response of *Rhagoletis pomonella* to its oviposition deterring pheromone. *Physiological Entomology*, 8, 69-72.
305. **HANSKI, I., PAKKALA, T., KUUSSAARI, M. et LEI, G. 1995-** Metapopulation persistence of an endangered butterfly in a fragmented landscape. *Oikos*, 72, 21-28.
306. **HANSKI I., ERA LAHTI C., KANKARE M., OVASKAINEN O. et SIRE´N H., 2004-** Variation in migration propensity among individuals maintained by landscape structure. *Ecology Letters*, 7: 958-966.
307. **LEVINS, R., 1969-** Some demographic and genetic consequences of

environmental heterogeneity for biological control. *Bulletin of the Entomology Society of America*, 71, 237-240.

308. **FAHRIG, L. 2003-** Effects of Habitat Fragmentation on Biodiversity. *Annual Review of ecology, evolution, and systematics*. 34:1, p.487.
309. **DANCHIN É., GIRALDEAU, L. A., VALONE, T. J. ET WAGNER, R. H., 2005-** Defining the Concept of Public Information - Response. *Science*, 308: 355-356.
310. **FABRE C., 2010-** Migration et adaptation dans un modèle de métapopulation à 2 composantes. Ecole polytechnique.