

UNIVERSITÉ BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologie et Agro- Ecologie

Laboratoire de Recherche en Biotechnologies des Productions Végétales

THÈSE DE DOCTORAT

En Sciences Agronomiques

Spécialité : Biodiversité-Bioprotection

ETUDE DES THRIPS VECTEURS DE VIRUS DANS QUELQUES ECOSYSTEMES AGRICOLES D'ALGÉRIE

Par

Fethia TOUDJI

Devant le jury composé de :

M. BENCHABANE	Professeur, Université Blida 1	Président
A. BENRIMA-GUENDOZ	Professeur, Université Ghardaïa	Directrice de Thèse
M. KARA FATMA ZOHRA	Professeur, Université Blida 1	Examineur
M. BENKINANA NAIMA	Professeur, UNIV. Constantine	Examineur

Blida, 2022/2023

RÉSUMÉ

ETUDE DES THRIPS VECTEURS DE VIRUS DANS QUELQUES ECOSYSTEMES AGRICOLES D'ALGÉRIE

La diversité des Thrips en l'Algérie est peu connue, notamment les Thrips ravageurs des agro-écosystèmes. Cependant, le nombre d'espèces de ces ravageurs va probablement augmenter à l'avenir. L'objectif de cette recherche est de réaliser des travaux de terrain supplémentaires afin d'améliorer la connaissance de ce groupe d'insecte sur différents écosystèmes agricoles au niveau de l'ouest Algérie. Nous avons réalisé un inventaire des Thrips sur différentes cultures dans neuf localités de la région ouest durant les campagnes : 2015/2016, 2016/2017, 2017/2018, 2018/2019. Les Thrips ont été échantillonnés en utilisant des pièges adéquats aux différentes cultures, et à chaque site d'échantillonnage. Trente cinq espèces de thrips sont identifiées appartenant à quatre familles : Thripidae (52%), Aelothripidae (18%), Melanthripidae (15%), Phlaeothripidae (15%). La famille des Thripidae abrite les espèces les plus phytophages, d'intérêt économiques, tel que *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*. Par la suite, nous avons étudié l'évolution des populations de thrips vecteurs de virus (TSWV) en fonction de la plante hôte. Les facteurs biotiques et abiotiques sont pris en considération. Par la suite, nous avons caractérisé les dommages directs et indirects par la transmission de virus causés aux différentes cultures. *Frankliniella occidentalis*, *Thrips spp* et *Thrips tabaci* sont collectés sur plusieurs cultures. Les résultats montrent que les Solanacées attirent un nombre important de thrips, en raison de leur dispersion, leur polyphagie et leur fécondité élevée. Ces résultats suggèrent que la communauté des thrips étudiée a une faible spécificité et le mode d'utilisation des plantes pourrait être la conséquence des régimes alimentaires généralistes. Le comportement de dispersion des thrips est un élément clé de l'épidémiologie du virus (TSWV). *F. Occidentalis* sur solanacées et rosacées est moins mobile que *F. bispinosa* ou *F. tritici*. En finalité nous avons étudié l'influence de la température sur le développement de *Thrips tabaci* et la température minimale nécessaire au développement pour l'achèvement du cycle de vie. À une température basse, nos résultats montrent des faibles niveaux de population, et les dégâts liés aux piqûres de nutrition sont négligeables. A température minimale variant entre 1 et 2°C en janvier et février, le nombre de *Thrips tabaci* est réduit. Par contre à une température minimale avoisinant 13.7°C, le nombre de *Thrips tabaci* est important, ce qui implique une reproduction importante.

Mots clés : Diversité, agrosystème, Température, vecteur, phytophages

SUMMARY

STUDY OF THRIPS VECTORS OF VIRUSES IN SOME AGRICULTURAL ECOSYSTEMS IN ALGERIA

The diversity of Thrips in Algeria is little known, especially thrips pests of agro-ecosystems. However, the number of species of these pests is likely to increase in the future. The objective of this research is to carry out additional field work that will help us improve the knowledge of this group of insects on different agricultural ecosystems in western Algeria. We carried out an inventory of thrips on different crops in nine localities in the western region during campaigns: 2015/2016, 2016/2017, 2017/2018, 2018/2019. Thrips were sampled using traps appropriate to different crops, and at each sampling site. Thirty Five species of thrips are identified, 18 species belonging to the Thripidae family, or 52%, Aelothripidae (18%), Melanthripidae (15%), Phlaeothripidae (15%). The Thripidae family is home to the most phytophagous species, of economic interest, such as *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci*. Secondly, we studied the evolution of the populations of thrips virus vectors (TSWV) according to the host plant. The biotic and abiotic factors are studied. Subsequently characterize the direct and indirect damage by the transmission of viruses caused to the different cultures. *Frankliniella occidentalis*, *Thrips spp* and *Thrips tabaci* are collected from several cultures. The results show that Solanaceae attract a significant number of thrips, due to their dispersal, their polyphagous nature and their high fecundity. These results suggest that the thrips community studied has low specificity and the pattern of plant utilization could be the consequence of generalist diets. Distribution of the sampled species is different, probably because of the physico-chemical composition of the host plants. The dispersal behavior of thrips is a key element in the epidemiology of the virus (TSWV). *F. Occidentalis* on Solanaceae and Rosaceae is less mobile than *F. bispinosa* or *F. tritici*. Finally, we studied influence of temperature on the development of *Thrips tabaci* and the minimum temperature necessary for development to complete the life cycle. Indeed our results show at a low temperature, the population levels are low and the damage related to feeding bites is negligible. When the minimum temperature varies between 1 and 2°C in January and February, the number of *Thrips tabaci* is reduced. On the other hand, at a minimum T around 13.7°C, the number of *Thrips tabaci* is high, which implies significant reproduction.

Key words: Diversity, agrosystem, Temperature, vector, phytophagous

ملخص

دراسة نواقل الفيروسات في بعض الحالات

النظم البيئية الزراعية في الجزائر

تنوع التريبس في الجزائر غير معروف، وخاصة آفات التريبس للنظم الإيكولوجية الزراعية. ومع الهدف من هذا البحث هو القيام أولاً بعمل ميداني إضافي سيساعدنا على تحسين معرفة هذه المجموعة من الحشرات على النظم البيئية الزراعية المختلفة في غرب الجزائر. قمنا بجدد التريبس على محاصيل مختلفة في تسع محليات بالمنطقة الغربية خلال الحملات 2016/2015، 2017/2016، 2018/2017، 2019/2018. تم أخذ عينات من التريبس باستخدام فخ مناسب للمحاصيل المختلفة لأخذ العينات.

تم التعرف على خمسة وثلاثين نوعاً من التريبس، 18 نوعاً تنتمي إلى عائلة Thripidae، أو 52%، Aelothripidae (18%)، Melanthripidae (15%)، Phlaeothripidae (15%)، عائلة Thripidae هي مأوى لأكثر الأنواع تأكل النباتات، من المحاصيل الاقتصادية، مثل *Frankliniella occidentalis* و *Thrips tabaci*. ثانياً، درسنا تطور مجموعات ناقلات فيروسات التريبس (TSWV) وفقاً للنبات، يتم أخذ العوامل الحيوية واللاحيائية في الاعتبار، وبالتالي تحديد الضرر المباشر وغير المباشر الناتج عن انتقال الفيروسات إلى النباتات المختلفة. يتم جمع *Frankliniella occidentalis* و *Thrips spp* و *Thrips tabaci* من عدة نباتات. أظهرت النتائج أن Solanaceae تجتذب عدداً كبيراً من التريبس، نظراً لتشتتها وطبيعتها متعددة الأكل وخصوبتها العالية.

تشير هذه النتائج إلى أن مجتمع التريبس الذي تمت دراسته لديه خصوصية منخفضة وأنماط استخدام النبات يمكن أن يكون نتيجة للأنظمة الغذائية العامة.

يختلف توزيع الأنواع المأخوذة من العينات، ربما بسبب التركيب الفيزيائي والكيميائي للنباتات المضيفة، ويعتبر سلوك تشتت ريبس عنصراً رئيسياً في وبائيات الفيروس *F.occidentalis* (TSWV) على Solanaceae و Rosaceae أقل حركة من *F. bispinosa* أو *F. tritici* أخيراً، درسنا تأثير درجة الحرارة على تطور *Thrips tabaci* ودرجة الحرارة الدنيا اللازمة لإكمال دورة الحياة. في الواقع تظهر نتائج عند درجة حرارة منخفضة، ومستويات الايواء منخفضة والضرر المتعلق بلسعات التغذية لا يكاد يذكر.

عندما تتراوح درجة الحرارة الدنيا بين 1 و 2 درجة مئوية في يناير وفبراير، يتم تقليل عدد تريبس تاباسي. من ناحية أخرى، عند درجة حرارة لا تقل عن 13.7 درجة مئوية، يكون عدد تريبس تاباسي مرتفعاً، مما يعني تكاثراً كبيراً

الكلمات المفتاحية: التنوع، النظام الزراعي، درجة الحرارة، الناقل، النبات

REMERCIEMENTS

A l'issue de ce travail, je remercie Dieu le tout puissant, de m'avoir procuré le courage et la volonté pour compléter ce travail. Et pour son aide miséricordieuse durant toutes mes années d'étude.

Je présente mes sincères remerciements et ma profonde gratitude à ma Directrice de Thèse Professeur Benrima .A, pour son encadrement, ses conseils, Merci pour cette liberté permise, sans laquelle le chercheur ne saurait affirmer sa manière de penser et de procéder.

Mes vifs remerciements au Professeur Kara, qui m'a fait l'honneur de faire partie du jury, et accepter d'évaluer cette thèse à sa juste valeur

Merci également au professeur Benkinana N. Université de Constantine 1, de consacrer son temps et son attention afin d'examiner notre travail.

Mes vifs remerciements au Professeur Benchaabane.M d'avoir accepté de présider le jury, pour son aide et ses précieux conseils, Je lui suis très reconnaissante pour, sa disponibilité, ses encouragements depuis la reprise de mes études

Je voudrais exprimer mes remerciements et ma très vive reconnaissance, au professeur Gerald Moritz, Université d'Allemagne pour sa contribution, à l'identification de quelques espèces de Thrips

Je remercie très chaleureusement Docteur Navarro Cristina Université de Valence (Espagne) pour son accueil dans son laboratoire, pour son aide, tout au long de mes stages, Merci de m'avoir initié à l'identification des Thrips .

Mes chaleureux remerciements au Professeur Kherbouche. O, Pour son soutien, sa disponibilité, sa patience, et son aide aux différentes entraves rencontrées

Mes remerciements s'étendent également Au Professeur Abeer Salah El-Deen Abe El-Wahab Université du Caire (Egypte), pour l'accueil la documentation fournie, et son aide pour l'identification des Thrips

Qu'il me soit permis de présenter mes remerciements et ma profonde reconnaissance à mes amis et collègues : Docteur Tchaker FZ, Docteur Messaoud .N , Docteur Ait Saidi N.Docteur Mohamed Mahmoud Fadhila, Docteur Benzina Z, c'est vous qui avez rendu ce rêve réel, et vous avez rendu possible la présente étude vous avez contribué par vos remarques et suggestions, mais aussi par vos encouragements dans les moments clés de son élaboration.

Merci à tous les producteurs, et les agriculteurs des régions ouest qui ont collaboré avec nous, et qui m'ont fait confiance en ont acceptant de me laisser réaliser mon expérimentation aux niveaux de leurs parcelles, pendant cinq années

En dernier

Merci à ceux qui m'ont blessé, grâce à vous je suis plus forte

Merci à ceux qui voulaient détruire mon parcours, grâce à vous j'ai progressé

Merci à ceux qui sont entré dans ma vie, grâce à vous ma vie est remplie d'affection

Merci à ceux qui ont quitté ma vie, grâce à vous j'ai appris a bien m'entourer

Merci à ceux qui sont restés dans ma vie, grâce à vous j'ai une vie saine et une amitié sincère

NELSON MANDELA : « JE NE PERDS JAMAIS SOIT JE GAGNE SOIT J'APPRENDS »

DEDICASSES

Je Dédie cet événement marquant de ma vie ; a la mémoire de mon père partie trop tôt. Son rêve était de me voir progresser dans mes études. Puisse Dieu, Le Tout Puissant, l'avoir En Sa Sainte Miséricorde

A Celle qui m'a donnée par sa patience et sa souffrance le courage pour tracer ma vie .elle n'a épargné aucun effort pour nous rendre heureuses. « Ma mère » quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point te remercier comme il se doit.

Aune personne exceptionnelle, source intarissable d'affection et de compréhension, « Didi chakir » les mots sont insignifiants pour t'exprimer mon affection et ma profonde reconnaissance .merci pour les sentiments paternels'. J'implore le tout-puissant pour t'accorder une bonne santé.

A tata wassila très précieuse pour moi, Tu m'as souvent embellie, avec des couleurs et des tenus, par un geste magique de tes doigts merci pour les petites attentions, qui ont rendu ma vie si agréable avec vous.

A Mes Sœur Anissa, Dalila,Djawida, Que Dieu Le Tout Puissant Les Protège Et Leurs accorde la bonne santé ,le bonheur et une vie longue et heureuse.

A Mes Sœurs De Cœur, Fettouma, Yasmine, Rosa, vous comptez énormément pour moi .merci pour toutes les joies partagées. Merci pour le soutien permanent. Votre présence a donné des couleurs indélébiles à ma vie.

A Mes Frères, Dahmene, Mounir, Soufiene, Vous êtes Les Frères Qui assurent et rassurent. Vous m'avez soutenu, et encouragé. Puissent nos liens fraternels se consolider et se pérenniser encore plus.

Fethia

Je crois que la science et la paix triompheront de l'ignorance et la guerre, Que les peuples s'entendront non pour détruire, mais pour édifier et que l'avenir appartiendra à ceux qui auront le plus fait Pour l'humanité faible, ignorante et souffrante.

Louis Pasteur

TABLES DES MATIERES

RESUME

OBSTRACT

ملخص

REMERCIEMENTS

DEDICACES

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET DES TABLEAUX

INTRODUCTION..... 16

CHAPITRE I. : DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LES THYSANOPTERES

Introduction..... 20

I.1. Cadre taxonomique général des thysanoptères 21

I.1.1. Position systématique 21

I.1.2. Critères d'identification..... 22

I.1.3. Identification du genre *Thrips*..... 22

I.2. Caractères morphologiques..... 24

I.3. Biologie des Thrips..... 25

I.4. Régime alimentaire..... 27

I.4.1. Sélection de la plante hôte..... 27

I.4.2. Alimentation..... 28

I.5. Dégâts des Thrips..... 29

I.5.1. Dégâts directs..... 29

I.5.2. Dégâts indirects 31

I.5.3. Impacts des dégâts indirects sur les cultures..... 33

I.6. Espèces vectrices de virus 33

I.6.1. Principales espèces vectrices de virus..... 34

I.6.2. Données sur les *Tospovirus* 35

I.6.3. données Taxonomiques..... 36

I.7. Etude épidémiologique de virus de la tache jaune de l'iris (IYSV).... 37

I.7.1. Cycle de vie du virus 38

I.7.2. Acquisition et transmission du virus (TSWV)..... 38

I.7.3	Transmission du TSW par <i>Frankliniella occidentalis</i>	39
I.7.4.	Acquisition du virus	43
I.7.5.	Gestion du TSWV et des thrips vecteurs.....	44
I.7.5.1.	Lutte préventive.....	44
I.7.5.2.	Lutte chimique.....	44
I.7.5.3.	Contrôle biologique.....	45
I.7.5.4.	Lutte culturale.....	46
I.7.5.5.	Lutte intégrée contre les Thrips.....	47
	CHAPITRE II.: GÉNÉRALITÉS SUR LES CULTURES MARAÎCHÈRES	48
II.1.	Importance économique	48
II.2.	Évolution des superficies des cultures maraîchères en Algérie.....	51
II.3.	Évolution des productions des cultures maraîchères en Algérie....	50
II.4.	La situation du maraîchage en Algérie.....	52
II.5.	Insectes nuisibles aux cultures maraichères.....	53
II.6.	Les Thrips inféodés aux cultures maraichères.....	54
	CHAPITRE III.: MATÉRIEL ET MÉTHODES	56
-	Introduction.....	56
III.1	Objectifs.....	57
III.2	Présentation de la région d'étude	60
III.2.1	Choix des régions d'études.....	57
III.2.2	Situation géographique des régions d'études	58
III.2.3	Particularité et types climatiques des régions d'études.....	62
III.2.3.1.	Diagrammes Ombrothermiques.....	59
III.2.3.2.	Quotient pluviométrique.....	60
III.3	Matériel et méthodes d'étude.....	64
III.3.1	Matériel d'étude.....	66
III.3.1.1.	Matériel biologique.....	64
III.3.1.1.1	Matériel biologique animal	68
III.3.1.1.2	Matériel biologique végétal.....	64
III.3.1.2.	Matériel non biologiques.....	65
III.3.2	Méthodes d'étude.....	67
III.3.2.1.	Méthodologie d'échantillonnage adopté sur terrain.....	67

III.3.2.1.1	Parapluie japonais.....	68
III.3.2.1.2	Pièges à eau bleu et jaune	68
III.3.2.1.3	Plaques engluées (Pièges chromo-attractifs).....	69
III.3.2.1.4	Aspirateur.....	69
III.3.2.2.	Méthodes appliquées au laboratoire.....	69
III.3.2.2.1	Triage et Comptage.....	69
III.3.2.2.2	Identification des thrips.....	70
III.2.2.3.	Préparation des lames pour l'identification.....	70
III.2.3	Estimation de l'abondance.....	72
III.3	Analyse statistique.....	78

CHAPITRE VI.: RESULTATS

VI.1	Inventaire des espèces de Thrips recensés.....	74
VI.1.1	Liste systématique des espèces recensées.....	76
VI.1. 2.	Classification des espèces identifiées	76
VI.1.2.1.	Importance des familles de thrips au niveau des zones d'étude.....	76
VI.1.2.2.	Diversité des Thrips suivant les zones d'études...	78
VI.1.2.3.	Type trophiques des espèces inventoriées.....	83
V.2.	Evaluation de l'effet de la température sur l'abondance de <i>Thrips tabaci</i>	79
VI.3	Etude de la dynamique des principales espèces de thrips vectrices de virus dans les régions d'études.....	83
VI.3.1.	Evaluation temporelle des abondances des thrips dans les différents sites d'études.....	83
VI.3. 1.1.	Evolution des espèces de thrips sur solanacées	83
VI.3.1.2.	Evolution des Thrips sur cucurbitacées et Asteraceae.....	86
VI.3.1.3.	Evolution des espèces de thrips sur Fabacées	87
VI.3.1.4.	Evolution des espèces de thrips sur Liliacées et Alliacées	88
VI.3.1.5.	Evolution des espèces de thrips sur Rosacées...	89
VI.3. 2.	Projection spatio-temporelle des populations des thrips.....	90

VI.3. 3. Impact des cultures sur l'abondance des populations des thrips.....	96
CHAPITRE V.: DISCUSSION GENERALE	110
CONCLUSION GENERALE	102
APPENDICE	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	131

LISTE DES ILLUSTRATION, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure I.1.	Caractères généraux des thrips (vue dorsale d'une femelle de <i>Thrips palmi</i>)	21
Figure I.2.	Photos des deux sous ordres de <i>Thrips</i>	24
Figure I.3.	Cycle biologique de la famille des <i>Thripidae</i> (S/O des Térébrants).....	27
Figure I.4.	Symptômes sur les feuilles, fruits et tubercule	30
Figure I.5.	Schéma des étapes de l'acquisition du virus.....	39
Figure I.6.	Représentation schématique du cycle de vie des thrips et du cycle de transmission des <i>Tospovirus</i>	40
Figure I.7.	Sites de localisation du site du virus chez <i>Frankliniella occidentalis</i>	41
Figure II.1.	Evolution des superficies des cultures maraichères.....	52
Figure II.2.	Production des cultures maraichères par Région.....	51
Figure II.3.	Rendement des Production des cultures maraichères par Région.....	54
Figure III.1.	Symptômes des Thrips sur différentes cultures étudiées.....	57
Figure III.2.	Limite géographique de la région d'étude.....	61
Figure III.3.	Diagrammes Ombrothermiques de BGRNOULS et GAUSSEN	61
Figure III.4.	Localisation des régions d'études dans le Climagramme D'EMBERGER.....	63
Figure II.5.	Collecte des espèces de thrips sur les différentes cultures étudiées.....	67
Figure III.6.	Dispositif expérimental.....	67
Figure III.7.	Étapes suivies de la collecte des thrips sur terrain à la technique d'identification des thrips au laboratoire.....	72

Figure VI.1.	Importance des familles de thrips dans la région d'étude.....	75
Figure VI.2.	Importance des Genres de thrips dans la région d'étude.....	76
Figure VI.3.	Type trophique des espèces inventoriées dans la région d'étude.....	78
Figure VI.4.	Dynamique des populations de <i>Thrips tabaci</i> (Lindemann 1889) au niveau Des trois régions d'étude	80
Figure VI.5.	Effet comparée de la température minimale sur l'abondance de <i>Thrips tabaci</i> (Lindemann 1889) dans les trois régions étudiées.....	81
Figure VI.6.	Evolution des populations de <i>Thrips tabaci</i> (Lindemann 1889) en fonction de la température minimale dans les trois régions d'étude.....	82
Figure IV.7.	Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Poivron, pomme de terre, tomate).....	85
Figure VI. 8	Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Melon, Pastèque, Concombre, Laitue).....	86
Figure VI. 9	Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Fève).....	88
Figure V.10	Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Oignon, Ail).....	89
Figure V.11	Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Fraises).....	90
Figure VI.12	Projection des abondances des thrips en fonction du temps sur les deux axes de l'ACP.....	92
Figure VI.13.	Projection des abondances des thrips en fonction du temps sur les deux axes de l'ACP.....	93
Figure VI.14.	Projection des abondances des thrips en fonction du temps sur les deux axes de l'ACP.....	94
Figure VI.15.	Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction des régions d'études.....	95
Figure VI.16.	Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction	97

	des régions d'études.....	
Figure VI.17.	Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction des régions d'études.....	99
Figure VI.18.	Etude comparative des abondances des thrips en fonction des cultures.....	100
Tableau I.1.	Caractères communs du genre <i>Thrips</i> , spécimens adultes	23
Tableau I. 2.	Espèces vectrices de tospovirus	33
Tableau III.1.	Coordonnées géographiques des différentes stations d'études prospectées.....	58
Tableau III.2.	Situation bioclimatique des régions d'études.....	66
Tableau III.3.	Matériels utilisés sur terrain.....	62
Tableau VI.1.	Liste des espèces de Thysanoptères identifiées dans la région d'étude	75

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE

L'Algérie, située dans une zone de transition, entre les régimes tempérés et subtropicaux, un pays majoritairement aride et semi-aride, notamment la région ouest. L'Algérie va éventuellement subir des variations importantes des hausses des températures et des baisses conséquentes des précipitations [1 ; 2]. L'agriculture est l'un des secteurs qui dépendent directement des facteurs climatiques, par conséquent, la variabilité et les changements climatiques ont été impliqués pour avoir des impacts significatifs sur la production alimentaire mondiale et régionale [3 ; 4].

En moyenne mondiale, 18 % des pertes de rendement dans les cultures agricoles sont causées par des arthropodes nuisibles malgré l'application de pesticides [5]. L'effet du changement climatique devrait aggraver les défis de la sécurité alimentaire, en particulier dans les pays en développement où les ravageurs sont à l'origine de 30 à 50 % des pertes de rendement des cultures agricoles [6]. Des prédictions récentes prévoient (90%), des températures de saison plus élevées dans les régions tropicales et subtropicales qui dépasseront les températures saisonnières [7]. Les conséquences du changement climatique sur les groupes taxonomiques animaux et sur la phénologie des plantes sont importantes. Sous des conditions thermiques favorables, la phytophagie cause des dégâts importants liés à l'apparition précoce des insectes phytophages, Au nombre élevé de générations et une augmentation du taux de plantes consommées [9 ; 10]. Cependant, les interactions ravageurs/ennemis naturels peuvent être altérées avec la perte de synchronisme entre les deux partenaires [11]. Dans ces nouvelles conditions climatiques, l'agriculture peut souffrir ainsi de l'établissement de nouveaux ravageurs envahissants [12; 13].

Les insectes sont des organismes poïkilothermes, leur température corporelle dépend de celle du milieu ambiant [14]. La température présente le facteur climatique clé qui conditionne les processus vitaux des insectes et détermine leur distribution géographique, leur nombre de générations annuelles

ainsi que l'abondance de leurs populations [15]. Les changements climatiques altèrent le cycle de vie des insectes. Des valeurs thermiques plus fortes ou plus faibles diminuent le taux d'éclosion des œufs, et influencent la durée du développement larvaire [16; 17]. Ainsi, l'impact des changements climatiques sur les insectes aura des conséquences sur la productivité agricole et la sécurité alimentaire. L'impact du réchauffement climatique sur les insectes phytophages pourrait exercer une pression accrue sur les cultures, alors que certaines régions deviendront plus favorables à la croissance de certaines cultures et seront envahies par de nouvelles espèces de ravageurs. C'est ce cas de figure qui a favorisé l'installation des Thrips.

La diversité de ces derniers est très peu connue en Algérie, particulièrement en cultures sous serres, qui offrent une diversité de production de légumes de haute valeur ajoutée; mais, l'intensification des systèmes de production et la monoculture, a favorisé la sélection des ravageurs, en particulier les thrips. Ces derniers sont des insectes suceurs de sève de feuilles, de fleurs, de fruits et de jeunes pousses [18; 19; 20]. Lors de la prise alimentaire, les thrips injectent dans la blessure une salive très toxique. Leurs piqûres provoquent des déformations sur jeunes fruits [21; 22; 23]. La gravité des dommages dépend de l'organe infesté, du stade de la plante et du degré de toxicité de la salive du thrips. Ceci déprécie fortement la valeur commerciale et peut entraîner des chutes de rendement pouvant aller jusqu'à 40% de la production [22; 23; 24; 25]. Certaines espèces de thrips sont vecteurs de virus [26; 27; 28]. Le principal vecteur du TSWV (*Tomato Spotted Wilt Virus*) est *Frankliniella occidentalis*, et le principal vecteur de INSV (*Impatiens Necrotic Spot Virus*, est *Thrips tabaci*) [29; 30; 31; 32; 33; 34].

TSWV, est classé parmi les 10 virus des plantes les plus dommageables et provoque une perte de récolte globale estimée à plus de 1 milliard de dollars (US) par an. Depuis son introduction aux États-Unis au milieu des années 80, le TSWV a causé des pertes considérables sur tomate, poivron, l'arachide, pomme de terre, le tabac Floride, Géorgie, Caroline du Nord, en Caroline du Sud et Texas, sur

tabac, tomate et poivron, le TSWV a réduit le rendement commercialisable de plus de 50% [35].

Peu d'entomologistes en Algérie ont étudié la variabilité de ce groupe d'insectes, ou des spécialistes capables d'identifier rapidement, avec précision les thrips, en utilisant des techniques morphologiques et moléculaires [36; 37]. La première étude réalisée en Algérie par philipe [38]; qui a pu inventorier 41 espèces à travers tout le pays. Dans la Mitidja, le travail de Benmassaoud *et al.* [39] en 2010, ont mis en évidence la présence de six espèces, à savoir, *Gynaikothrips ficorum*, *Aeolothrips intermedius*, *Thrips* sp., *Limothrips cerealium*, *Limothrips* sp., *Haplothrips tritici*, *Odontothrips loti* et *Frankliniella occidentalis* et en 2013, treize espèces ont été identifiées à travers sept régions par Toudji [40]: à savoir *Frankliniella occidentalis*, *Thrips tabaci*, *Odontothrips karnyi*, *Thrips angusticeps*, *Aeolothrips intermedius*, *Aeolothrips deserticola*, *Aeolothrips collaris*, *Melanthrips areolatus*, *Melanthrips hispanicus*.

La lutte contre les thrips est limitée à la lutte chimique. Divers insecticides synthétiques et biologiques sont utilisés pour lutter contre les Thrips. L'organophosphoré, chlorpyrifos, le carbamate méthomyl, le néonicotinoïde acétamipride, Cyperméthrine, Acétamépride et le spinosad ont été les plus efficaces. Le chlorpyrifos méthyle semble être efficace, agissant par contact [41].

Cependant de nombreuses populations de thrips sont résistantes à ces insecticides. Une très forte résistance de *F. occidentalis* au spinosad a également été constatée en Espagne [42; 43].

Vu ce qui précède, ce travail prend toute son importance, en mettant en évidence, l'étude de la biodiversité des espèces thrips vectrices de virus et d'acquérir une connaissance précise sur ce groupe d'insecte dans les agroécosystèmes maraichers qui demeure une préoccupation urgente pour les agronomes qui cherchent à déterminer l'impact réel et potentiel des Thrips. Cette étude est réalisée sur l'ensemble des régions ouest, à vocations maraichères durant une période d'étude de 5 années "2015, 2016, 2017, 2018, 2019". Ce

travail s'est focalisé sur plusieurs objectifs afin d'éclaircir l'image sur les espèces de thrips, soit en groupe taxonomique, en statut trophique, soit en effectif qui indique l'importance des populations des Thrips dans les différents agroécosystèmes étudiés.

Dans ce contexte, nous avons ciblé notre présente étude vers une contribution à l'étude des points suivant:

- Réaliser un inventaire complet des thrips inféodés aux cultures maraichères
- Évaluer la diversité des thysanoptères inventoriés dans les cultures maraichères hôtes;
- Identifier les thrips vecteurs de virus, étudier leur dynamique suivant le stade phénologique de la plante hôte;
- Connaître les cycles biologiques des Thrips et les stades sensibles aux transmissions des virus;
- Savoir évaluer l'impact du ravageur (seuil de nuisibilité);
- Étudier les facteurs pouvant favoriser ou limiter la multiplication des thrips (facteurs biotiques et abiotiques, prédateurs, température);
- Étudier la relation des Thrips-Plante/hôte, comparaison entre la présence, l'installation et la dynamique des peuplements de thrips selon la plante hôte;
- Comparer l'acquisition et la transmission des virus entre les espèces vectrices aux différentes plantes hôtes.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUES

CHAPITRE I
DONNEES
BIBLIOGRAPHIQUES SUR
LES THYSANOPTERES

CHAPITRE I

DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES SUR LES THYSANOPTERES

L'ordre des Thysanoptères comprend de minuscules insectes de quelques millimètres de long, avec des ailes frangées bordées de longues soies, ainsi que des ailes asymétriques (Figure I.1) d'où leur nom grec : *thysano* signifiant frange et *petron* signifiant aile [44;45]. Ils sont présents dans le monde entier avec une prépondérance d'espèces tropicales [46;47;48]. Certains sont bénéfiques en tant que pollinisatrices ou agents de lutte biologique, en revanche, d'autres sont considérées comme des ravageurs des plantes, l'horticulture et les essences forestières [49;50; 51].

Les Thysanoptères ont été décrits pour la première fois en 1744 comme un genre *Physapus* par De Greer, puis rebaptisé *Thrips* par Linné en 1758. Passé dans le langage courant en anglais et en français qui signifie, en grec «ver qui ronge le bois» en 1836 en les renommant Thysanoptère [55 ; 56]. La petite taille de ces insectes, rend leur capture, leur observation, leur identification et leur élevage assez difficiles [52; 53; 54]. Ces dernières années, des outils modernes, notamment la biologie moléculaire, ont permis de résoudre les problèmes liés aux variations intra-spécifiques [56].

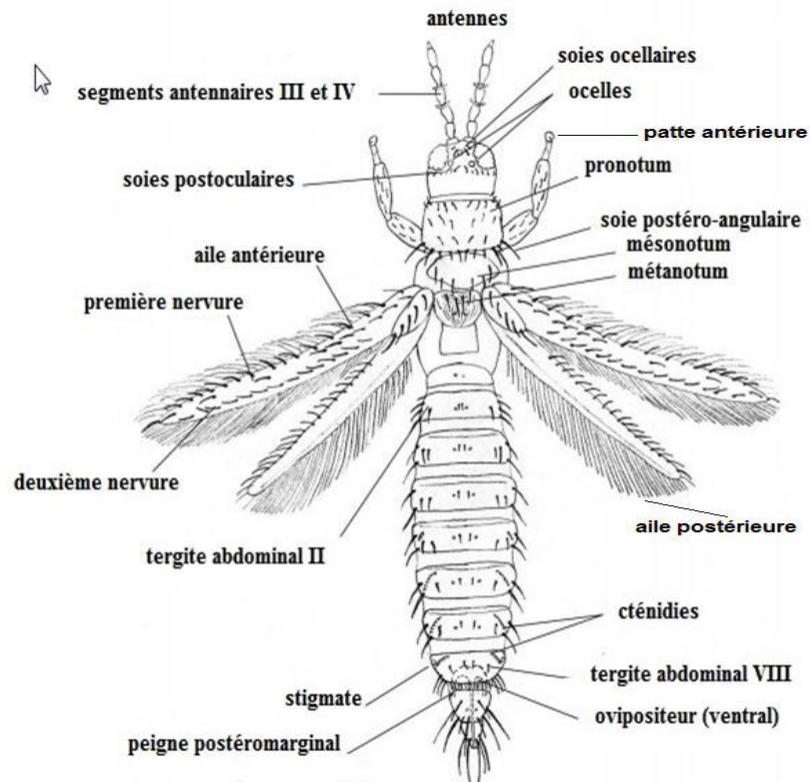


Figure I.1.Caractères généraux des thrips (vue dorsale d'une femelle de *Thripspalmi*) [57].

I.1. Cadre taxonomique général des thysanoptères

I.1.1. Position systématique

Selon Moritz (1994), les thrips ont la position systématique suivante :

- Règne: Animalia
- Embranchement : Arthropoda
- Sous-Embranchement:Hexapoda(Mandibulates)
- Classe: Insecta
- Sous-classe: Pterygogènes
- Section: Paranéoptères
- Sous-section: Hétérométaboles
- Super ordre: Thysanoptéroïdes
- Ordre : Thysanoptères appelés communément Thrips

Les Thysanoptères constituent l'un des ordres le moins connu puisqu'ils sont, relativement, peu étudiés[58;59]. Ces dernières années, grâce à la biologie moléculaire, les problèmes liés aux variations intraspécifiques ont été résolus [60 ; 61]. Plusieurs espèces ont été attribuées à d'autres genres à partir des Thrips, et d'autres genres ont été traités comme des synonymes de Thrips [62].

I.1.2. Critères d'identification

Lewis Tommasini et Maini en 1995 [58] ont signalé que les œufs des *Terebrantia* sont de forme cylindrique et de coloration crème ou jaune. Alors que les œufs des *Tubulifera* sont ovales, symétriques et rétrécis de couleur rose, jaune ou blanc. Les stades larvaires ont presque, la même forme que l'adulte, dépourvus d'ailes. Leur tégument est translucide et mou et orné de soies, leur coloration est généralement unie, de blanc à jaune-crème [63].

La famille des *Thripidae* (sous-ordre *Terebrantia*) comprend principalement des espèces nuisibles et deux genres, *Thrips* et *Frankliniella*, qui sont de sérieux ravageurs des cultures agricoles [64]. Le genre *Thrips* est le plus grand genre de *Thysanoptera*, composé de 280 espèces dans le monde. Il existe plus de 180 espèces dans le genre *Frankliniella*, la majorité se trouvant dans les néotropiques [65 ; 66].

I.1.3. Identification du genre *Thrips*

L'identification des Thrips est limitée aux adultes, il n'existe pas de clés pour les œufs et les larves. La principale méthode d'identification repose sur les caractères morphologiques ou des outils modernes, notamment la biologie moléculaire [54; 55]. Les membres du genre ont en commun les caractères mentionnés dans le Tableau I.1. [67].

Tableau I.1.Caractères communs du genre *Thrips*, spécimens adultes [68].

Partie du corps	Caractères
Forme du corps (femelle)	Macroptères ou Microptères
Antennes	Sept ou huit segments les segments III-IV présentent des cônes sensoriels fourchus saillants.
Soies ocellaires	Deux paires seulement (la paire I étant absente) La paire II plus courte (tout au plus de même longueur) que la paire III
Pronotum	Deux paires (rarement une ou aucune) de soies, stéroangulaires principales généralement trois, parfois quatre paires de soies
Basantra du prosternum	Absence de soies
Ailes antérieures	Première nervure pourvue d'une rangée de soies espacées de manière variable, deuxième nervure avec une rangée de soies Complète clavus avec cinq (rarement 6) soies sur la nervure
Metascutum	Paire médiane de soies sur ou derrière le bord antérieur Strié ou réticulé sensilles campaniformes (pores métanotaux) présentes ou absentes.
Tergites et sternites abdominaux	Sans craspedapostéromarginales (bords relevés).
Tergites abdominaux	Tergites V-VIII aux cténidies couplées latéralement (peignes – comprenant chacun une rangée submarginale de microtriches) (parfois aussi sur IV) Tergite VIII : cténidies en position postéromésiale par rapport aux stigmates.
Sternites et pleurotergites abdominaux	Avec ou sans soies discales (accessoires).
Sternites abdominaux (mâle)	Sternums abdominaux III-VII, ou moins, chacun étant pourvu d'une aire glandulaire.

I.2.Caractères morphologiques

Les thrips adultes sont généralement de petits insectes (de 1 à 2 mm de longueur), minces, avec deux paires d'ailes au stade adulte [52]. Les ailes sont longues et étroites avec une frange de longs poils sur les ailes antérieures et postérieures. Appelés insectes « à ailes marginales », le cône buccal est asymétrique et orienté vers l'arrière sur la face inférieure de la tête [53]. Les antennes des *Thripidae* adultes sont filiformes avec 7 à 8 rarement 6 à 9 segments de taille approximativement égale [54 ; 55].

Près de 6500 espèces de thrips connus, sont placées dans l'ordre *Thysanoptera*, dans lesquels deux sous-ordres sont reconnus, *Terebrantia* et *Tubulifera*[69 ;70]. Le sous-ordre des *Tubulifera* comprend une seule famille, *Phlaeothripidae* avec environ 3500 espèces décrites, alors que le sous-ordre *Terebrantia* comprend environ 2400 espèces dans huit familles [70 ;71]. Les Tubulifères sont identifiés par leur segment abdominal apical en forme de tube caractéristique (Figure I.2a).Les femelles de *Terebrantia* ont un ovipositeur en forme de scie sur le segment abdominal (Figure.I.2 b)[72; 73;74].



Figure.I.2. Photos des deux sous ordres de Thrip[74].
a : *Halothripsverbasci* (*Tubelifera*), b : *Thripstabaci* (*Terebrantia*)

Le premier sous ordre se compose de huit familles composées de minuscules insectes, de 1-3 mm de longueur. Ils sont pour la plupart phytophages, seule une petite partie d'entre eux sont des prédateurs obligatoires ; la famille des *Aeolothripidae* [73]. La famille des *Thripidae* avec près de 2500 espèces est la plus importante.

Le deuxième sous ordre *Tubulifera* compte une seule famille *Phlaeothripidae* avec près de 3500 espèces connues [69]. Le Sous-ordre des Tubulifères est très diversifié, avec un régime alimentaire, très varié allant de feuilles, de fleurs, les hyphes fongiques, les spores fongiques, les mousses et peuvent être prédateurs d'autres arthropodes [72].

Les membres de cette famille peuvent être reconnus par le dernier tube ou dixième segment abdominal, bordé de soies ; la femelle n'a pas de tarière, les ailes antérieures, sont croisées sur le ventre. Au repos, les maxillaires stylets sont longs et insérés à l'intérieur de la tête, seules quelques espèces de cette famille sont d'une importance agricole. Les autres espèces se nourrissent de champignons ou de spores fongiques et plusieurs espèces sont prédatrices[74].

Les *Teranbrantia* ont des ailes antérieures bordées d'une nervure sur leur pourtour et maintenues parallèles au repos. Les femelles ont une tarière ovipositrice non terminale. Les Tubelifères ont des ailes antérieures non bordées, avec le plus souvent une seule nervure longitudinale raccourcie. Les femelles n'ont pas de tarière et le dernier segment abdominal est allongé en tube [69 ; 72].

1.3. Biologie des Thrips

Les Thrips sont haploïde-diploïdes. Les femelles provenant des œufs fécondés et non fécondés, peuvent produire des œufs à descendance males. En général, les générations issues d'une reproduction parthénogénétique donnent naissance à des mâles [73].

Les œufs sont insérés sur les tissus végétaux; la larve émerge et commence à se nourrir de la plante. Les Thrips tombent au sol afin de chercher un

endroit sombre pour s'abriter, où ils se transforment en pupes. Les stades pré-pupes et pupes ne s'alimentent pas et sont immobiles [73]. La différence entre femelle et mâle est plus marquée chez les *Terebrantia* que pour les *Tubulifera*, le mâle du premier sous-ordre est beaucoup plus petit avec une coloration plus pâle que la femelle [74;75].

Les femelles peuvent être produites sexuellement ou par parthénogenèse, tandis que les mâles sont issus uniquement de la parthénogenèse. *Frankliniella Occidentalis* est arrhénotoque alors que certaines populations de *Thrips tabaci* sont thélytoques; produisant des femelles provenant d'œufs non fécondés [77; 73].

Les Thrips déposent leurs œufs dans les tissus végétaux et les œufs éclosent après 2 à 3 jours, selon la température et la plante hôte. Le cycle de vie dure environ 20 à 30 jours de l'œuf à l'adulte. Le nombre de cycles de vie par an dépend des températures dominantes [78 ; 79]. Dans des climats plus variables, les thrips hivernent à l'état adulte dans les mauvaises herbes, les graminées, les débris végétaux au sol jusqu'au retour des conditions plus chaudes au printemps, lorsque les adultes peuvent voler vers les espèces hôtes préférées pour pondre leurs œufs [80; 83; 84].

Ce sont des insectes hémimétaboles dont la métamorphose incomplète est caractérisée par une certaine identité entre larve et adulte sur le plan de la morphologie. A l'instar de l'adulte, la larve du premier stade possède une tête bien visible, 3 segments thoraciques et 11 segments abdominaux. Le développement larvaire passe par 4 à 5 stades. Les deux premiers sont aptères, tandis que les 2 ou 3 derniers sont des stades nymphaux, sans activité ni alimentation [81; 82;84].

La durée du cycle de reproduction varie suivant les espèces et les conditions climatiques, le seuil minimal se situe autour de 10°C. Sous des températures optimales situées entre 25°C et 30°C, le développement de l'œuf à l'adulte peut se compléter pendant que 9 à 13 jours [85] (Figure I.3).

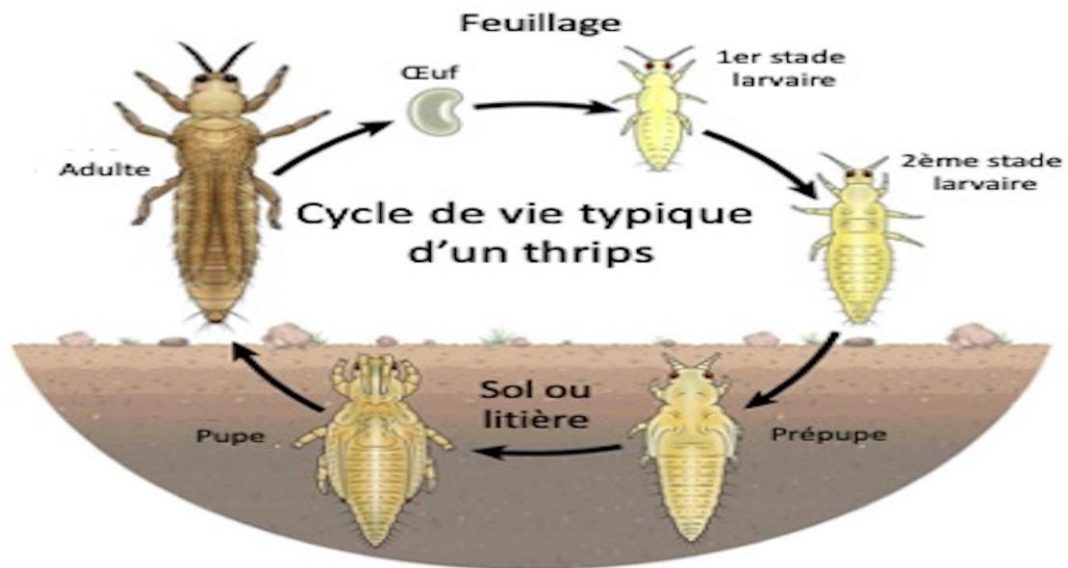


Figure I.3. Cycle biologique de la famille des *Thripidae* (S/O des Térébrants) [80].

Le cycle de vie des thrips se compose du stade œuf, deux stades larvaires d'alimentation (1^{er} et 2^{ème} stades), deux phases de chrysalide non-alimentaire (pupe et propupa) et le stade adulte. Une fois le développement terminé, les larves se nymphosent généralement dans le sol. Le cycle de vie prend 20-30 jours à partir de l'œuf à l'adulte en fonction de la température [81 ; 82].

Le développement des thrips dépend de la température. Les femelles adultes peuvent survivre pendant 4 à 5 semaines à 30°C et pondre 50 œufs [58]. L'espèce *Frankliniella occidentalis* nécessite un minimum de 194 degrés-jours (température minimale de 9,5°C) pour compléter une génération [77] mais elle a été estimée à 254 degrés-jours avec une température minimale de 6,5°C.

I.4. Régime alimentaire

I.4.1. Sélection de la plante hôte

La plante hôte attire un nombre important de Trips pendant la floraison. De nombreuses espèces de thrips d'importance économique sont très phytophages. La compréhension des facteurs influençant la sélection de la plante hôte est importante pour déterminer le mode alimentaire des thrips. Le choix de la plante hôte est une réponse au vent, à la couleur, à la réflectance UV et aux volatils qui sont tous impliqués dans la sélection des plantes [83;84; 85; 86].

Bien que les thrips soient des insectes qui volent très peu, ils sont capables de se disperser via les courants de vent. Ils ont, ainsi, un contrôle minimal de leur trajectoire de vol et de leur destination. Cependant, certaines espèces de thrips présentent un niveau de contrôle pour atterrir sur des plantes hôtes spécifiques [86; 87; 88].

L'orientation vers les plantes puis l'utilisation des contrastes à l'intérieur des plantes pour trouver des fleurs, font que les thrips soient capables de localiser les teintes spectrales bleues. On suppose également que la configuration des pétales, des fleurs, affecte les préférences de la plante hôte [89; 90].

Les fleurs de chrysanthème avec des fleurons en forme de disque sont plus attrayants pour *F. occidentalis*[91; 92]. La principale caractéristique des thrips pour localiser la plante hôte est la couleur [78]. Les thrips sont capables de localiser les plantes hôtes grâce à des indices visuels tels que les couleurs bleus, blanc et jaune[93; 94].

1.4.2. Alimentation

Les deux stades larvaire et adulte se nourrissent en absorbant le contenu des cellules épidermiques et du parenchyme sous-jacent. L'insecte applique l'extrémité du labre sur l'épiderme et injecte la salive. Il viderait ainsi toutes les cellules, cette aire vidée prend une couleur blanc nacré très caractéristique. La salive provoque probablement une nécrose des parties attaquées [95]. Les Térébrants sont des insectes suceurs de sève, de feuilles, de fleurs, de fruits et de jeunes pousses. Quelques espèces de ce groupe se nourrissent de grains de pollen en les avalant ou en suçant leur contenu. Les Tubulifères sont pour la majorité des suceurs de substances foliaires [96;97].

Le pollen est consommé par de nombreuses espèces de thrips. En raison de sa valeur en protéine richement azotée et des concentrations d'acides aminés [98;99], le supplément en pollen dans l'alimentation des thrips pourrait fournir des nutriments essentiels qui ne se trouvent pas dans le feuillage de la plante hôte [64 ; 65]. Quand les thrips se nourrissent à partir des grains de pollen et du nectar, les

fleurs se déforment et avortent [58 ; 100]. Sur les jeunes fruits, les piqûres de thrips à épiderme tendre provoquent des subérisations et des déformations [58 ; 59].

I.5. Dégâts des Thrips

Les Thrips sont phytophages et se nourrissent principalement de pollen, de fleurs, des Bourgeons, des feuilles tendres, de fruits. Les espèces phytophages ciblent généralement les tissus de l'organe attaqués de la plante pour en sucer le contenu, entraînant ainsi une perturbation du développement végétatif qui se manifeste par un retard de croissance, de fructification et de maturité. Les dommages et dégâts occasionnés aux plantes, par les thrips sont de deux types, ils peuvent être directs ou indirects [100].

I.5.1. Dégâts directs

Le ravageur insère sa mandibule gauche dans le tissu végétal et suce le contenu des cellules avec ses stylets maxillaires. Les dommages dus à l'alimentation des thrips sont : feuilles déformées, feuilles argentées, des zones plus au moins claires, présence de froissement, des taches et des stries chlorotiques ; des galles foliaires ; stries sur les pétales; chute prématurée de fleurs et des fruits ; noircissement et nécrose des bourgeons, les feuilles jaunissent et tombent au sol [101; 102].

La salive injectée, lors de la prise alimentaire, est toxique pour les tissus végétaux particulièrement les tissus tendres (jeunes feuilles, tiges tendres, bourgeons terminaux méristèmes apicaux, fleurs, jeunes fruits). Elle diffuse largement à travers les parois celluloses, détruit une plage de cellules entourant la pique. Ces cellules se déshydratent, se vident de leur contenu, se décolorent, se remplissent d'air et prennent d'abord une teinte blanc nacré puis brunissent peu à peu [98].

Certaines espèces de Thrips s'attaquent aux fleurs, aux boutons floraux et à la base des pétales, entraînant ainsi la chute. Les dommages de ponte peuvent

être caractérisés par des taches brunes sous les sépales, un brunissement des pétales des zones nécrotiques sur les étamines et à la base des stylets [100].

1.5.2. Dégâts indirects

Les thrips infligent des dégâts en se nourrissant de plantes, et en transmettant des virus aux plantes [101; 102]. Au moins, 10 espèces polyphages de Thrips peuvent acquérir un virus du genre *Tospovirus* au cours de leurs stades larvaires et transmettre le virus par la suite à d'autres espèces végétales, bien que l'efficacité de la transmission varie selon les espèces de *Thrips* et de *Tospovirus* [103].

Les activités dues à l'alimentation entraînent des déformations: la croissance des feuilles et des fleurs, la cicatrisation des feuilles, des pétales et des fruits, peuvent ainsi entraîner une perte de récolte. Sur les fruits, il s'ensuit une dépréciation qualitative réduisant leur valeur marchande [104]. Selon les plantes, cette action se traduit par, un dessèchement des pétales, une stérilité des fleurs, une destruction des étamines, une déformation des jeunes gousses, une réduction du nombre de graines, une déformation, une tubérisation de l'épiderme des fruits, une décomposition des bulbes, un raccourcissement des entre-nœuds et une distorsion de feuilles. Les tâches argentées caractéristiques des feuillages piqués sont le résultat de la présence de bulles d'air dans les cellules ainsi que par la dessiccation des tissus. Leur accumulation a pour effet de réduire la surface foliaire disponible pour la photosynthèse causant ainsi des dommages (Figure I.4) [105.106].



Figure I.4. Symptômes sur les feuilles, fruits de (a,b)tomate et tubercule de et feuille pomme de terre(c,d)[102].

1.5.3. Impacts des dégâts indirects sur les cultures

Le Tomato Spotted Wilt Virus (TSWV) est considéré comme l'un des dix virus végétaux les plus dévastateurs en raison de la nature omniprésente du vecteur Thrips et de la gamme d'hôtes extrêmement large du virus [107]. Les pertes associées au TSWV et aux autres tospovirus dépassent des dizaines de millions de dollars dans le monde et on estime qu'elles causent des pertes de récoltes de plus de 1,4 milliard de dollars sur une période de dix ans aux États-Unis seulement [108; 109].

En Californie, les Thrips ont causé 50 à 80% de dégâts en 1997 avec une perte de 80% des vergers commerciaux. Les dommages causés par l'alimentation des pétales apparaissent généralement sous forme de plaques argentées, les symptômes sur les cultures florales comprennent la décoloration des pétales, la distorsion et les stries [108]. Certaines plantes développent une tache locale décolorée où les œufs de thrips ont été insérés dans les tissus végétaux. Plusieurs espèces de thrips transmettent également les tospovirus impatiens necrotic spot virus (INSV) et tomatospottedwilt virus (TSWV) [110; 111].

Sur fraisier, *Frankliniella occidentalis* est considéré comme une espèce très polyphage entraînant l'avortement des fleurs, des fruits bronzés et présentant des déformations avec des pertes de 10 à 20% annuellement. Des pertes de 7 à 11 millions de dollars par an ont été estimés au Royaume-Uni [111; 112].

1.6. Espèces vectrices de virus

TSWV est l'un des seuls virus de plantes connus pour être transmis par les thrips. La spécificité pourrait être étroitement liée à la variation ou la multiplication de virus des larves aux adultes. La réussite de la transmission des tospovirus n'est possible que si le virus est acquis pendant le 2^{ème} stade larvaire en se nourrissant de plantes infectées [113]. De ce point de vue, la durée plus longue du premier stade larvaire est un danger, puisque les possibilités d'acquisition du virus sont augmentées [113; 114].

I.6.1. Principales espèces vectrices de virus

La flétrissure tachetée de la tomate, (TSWV) est une maladie causée par un virus, décrit pour la première fois en Australie en 1919. Douze ans plus tard, *Thrips tabaci* Lindeman (*Thripidae*), a été découvert comme vecteur de ce virus (Pittman 1927) [114].

- *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895)
- *Frankliniella fusca* (Hinds, 1902)
- *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1895)
- *Frankliniella intonsa* (Trybom, 1895)
- *Frankliniella bispinosa* (Morgan 1895)
- *Frankliniella tritici* (Fitch, 1855)
- *Thrips tabaci* (Lindman, 1889)
- *Thrips palmi* (Karny 1925)

Tableau I.2. Espèces vectrices de tospovirus[115].

Noms des espèces de Tospovirus	Acronymes	Vecteurs	Auteurs
Virus des stries nécrotiques de l'Alstroemeria	ANSVa	<i>Frankliniella occidentalis</i>	(Hassani-Mehraban et al., 2010)
Virus de la mosaïque nécrotique du haricot	BeNMVa	<i>Inconnu</i>	(d'Oliveira et al. 2012)
virus des taches chlorotiques du lys calla	CCSVa	<i>Thrips palmi</i>	(Chen et al. 2005)
Virus de la chlorose du capsicum	CaCVa	<i>Ceratothripoides claratris palmi</i> <i>Frankliniella schultzei</i>	<i>Thrips</i> (McMicheal et al. 2002)
Virus de la nécrose de la tige du chrysanthème	CSNVa	<i>Frankliniella occidentalis</i> <i>Frankliniella intonosa</i> <i>Frankliniella schultzei</i>	(King et al., 2012)
Virus de la nécrose des bourgeons de l'arachid	GBNV	<i>Frankliniella schultzei</i> <i>Scirtothrips dorsalis</i> <i>Thrips palmi</i>	(King et al., 2012)
Virus de la tache en éventail chlorotique de l'arachide	GCFSVa	<i>Scirtothrips dorsalis</i>	(King et al., 2012)
Virus des taches annulaires de l'arachide	GRSV	<i>Frankliniella occidentalis</i> <i>Frankliniella schultzei</i> <i>Frankliniella gemina</i>	(King et al., 2012)
Virus de la tache jaune de l'arachide	GYSV	<i>Scirtothrips dorsalis</i>	(King et al., 2012)
Virus des taches annulaires chlorotiques de l'Hippeastrum	HCRVa	<i>inconnu</i>	(Dong et al., 2013)
Virus des taches nécrotiques de l'Impatiens	INSV	<i>Frankliniella occidentalis</i> <i>Frankliniella fusca</i> <i>Frankliniella intonosa</i>	(King et al., 2012)
Virus de la tache jaune de l'iris	IYSV	<i>Frankliniella fusca</i> <i>Thrips tabaci</i>	(King et al., 2012)
Virus de la mosaïque sévère du melon	MSMVa	<i>inconnu</i>	(King et al., 2012)
Virus de la tache jaune du melon	MYSVa	<i>Thrips palmi</i>	(King et al., 2012)
Virus des taches nécrotiques du poivre	PCSVa	<i>inconnu</i>	(Torres et al., 2012)
Virus de la marbrure sévère Physalis		PSMV	(King et al., 2012)
Virus de la tache jaune de l'arachide		PYSV	(Satyanarayana et al., 1998)

Virus des taches annulaires polygonales	PolRSV	<i>Dictyothripsbetae</i>	(King et al., 2012)
Virus de la nécrose veineuse du soja	SVNVa	<i>Neohyatothripsvariabilis</i>	(Zhou et al., 2011)
Virus des taches chlorotiques de la tomate	TCSV	<i>FrankliniellaoccidentalisFrankliniellaschultzeiFrankliniellaintonosa</i>	(King et al., 2012)
Virus de la nécrose de la tomate	TNeVa	inconnu	(King et al., 2012)
Virus des taches annulaires nécrotiques de la tomate	TNRVa	<i>Ceratothripoidesclaratris Thrips palmi</i>	(Seepiban et al., 2011)
Virus de la flétrissure tachetée de la tomate	TSWV	<i>FrankliniellaoccidentalisFrankliniellafuscaFrankliniellaschultzeiFrankliniellaintonosaFrankliniellabispinosaFrankliniellacephalicaFrankliniellagemina Thrips setosus Thrips tabaci</i>	(King et al., 2012)
Tomato yellow (fruit) ring virus	TYRVa	<i>Thrips tabaci</i>	(Hassani-Mehraban et al., 2005)
Tomatozonate spot virus	TZSVa	<i>Frankliniellaoccidentalis</i>	(Dong et al., 2008)
Watermelonbudnecrosis virus	WBNV	<i>Thrips palmi</i>	(King et al., 2012)
Watermelonsilvermottle virus	WSMoV	<i>Thrips palmi</i>	(King et al., 2012)
Zucchiniethalchlorosis virus	ZLCV	<i>Frankliniellazucchini</i>	(King et al., 2012)

1.6.2. Données sur les *Tospovirus*

Les facteurs écologiques et épidémiologiques ne sont pas bien compris, les vecteurs sont très peu identifiés, ce qui rend la gestion du virus très difficile, et représente un énorme défi pour les scientifiques, ce qui a rendu la gestion du virus encore plus difficile [116; 117].

Seules 14 espèces de thrips sont identifiées comme vectrices de tospovirus, 12 espèces transmettent tospovirus et deux espèces transmettent des génotypes émergents [103]. À l'échelle mondiale, *Frankliniella occidentalis*, est considérée comme le principal vecteur en raison de sa grande répartition géographique et de sa capacité à transmettre plusieurs tospovirus [118 ; 120 ; 121]. *Frankliniella fusca*, *Frankliniella bispinosa* et *Thrips tabaci* sont également d'importants vecteurs de tospovirus [119; 120; 121].

Le TSWV, a été caractérisé comme un virus des taches nécrotiques de l'Impatiens (INSV) [122; 123]. Lorsque le genre Tospovirus a été créé, TSWV a été désigné comme membre type et INSV (Virus des taches nécrotiques de l'impatiens) comme premier membre supplémentaire de ce genre [124]. Depuis plus d'une douzaine de membres sérologiquement distincts du genre Tospovirus ont été identifiés et caractérisés comme de nouveaux virus sur la base de la caractérisation moléculaire de leurs gènes de nucléocapside [125; 126].

Frankliniella occidentalis est actuellement le vecteur le plus important de TSWV et INSV dans les cultures en serre. Les larves contractent le virus en se nourrissant de plantes infectées, après une période d'incubation de quelques jours, les adultes peuvent alors transmettre le virus. Une fois infecté, les individus de thrips peuvent transmettre le virus pendant un mois. Les thrips adultes infectés ne transmettent pas TSWV à leur progéniture ; par conséquent, le cycle se poursuit lorsque les larves infectées contractent le virus en se nourrissant de plantes infectées [116; 118; 119].

Les symptômes du TSWV et de l'INSV sont variables et différents selon la période de l'année, l'âge de la plante, l'espèce végétale et la souche virale [127]. Les symptômes typiques des deux virus comprennent des taches nécrotiques, un

rabougrissement et/ou un flétrissement de la plante hôte, mais la détection du virus peut être difficile car les symptômes du tospovirus imitent souvent les symptômes associés à des troubles fongiques, bactériens ou nutritionnels [128]. Certaines plantes infectées sont asymptomatiques tandis que chez d'autres, les symptômes peuvent mettre plusieurs semaines à se développer [129].

L'INSV a une répartition géographique plus restreinte que le TSWV, étant présent en Afrique, en Asie, en Australasie, en Amérique centrale et dans les Caraïbes, en Europe et en Amérique du Nord[130].Le WSMOV (Virus de la marbrure argenté de la pastèque) est actuellement limité à l'Asie et peut-être à certaines parties de l'Amérique du Sud [131].La distribution limitée décrite pour ces deux derniers virus peut refléter le fait qu'ils n'ont été distingués que récemment [132].

Les trois virus sont tous transmis et propagés dans la nature par des thrips (*Frankliniella* spp. et *Thrips* spp.), qui acquièrent le virus au stade larvaire et le transmettent via les adultes. Les virus ne sont pas signalés comme étant transmis par les semences ou le pollen ou transmis mécaniquement par contact entre les plantes. Cependant, expérimentalement, ils peuvent être transmis mécaniquement ou par greffage [133].

1.6.3.données Taxonomiques

Le virus de la tâche bronzée de la tomate a été décrit en (1919) en Australie. Samuel et consorts en 1930 [122] ont caractérisé l'agent pathogène en tant que virus et l'ont nommé tomate spottedwilt virus (TSWV). Depuis lors, la maladie a été signalée dans plusieurs régions tropicales et tempérées [122 ; 123;134]

- **Name** : *Tomato spotted wilt virus* (TSWV)
- **Synonyms**: *Pineapple yellow spot virus*
- **Taxonomic position** : *Bunyaviridae, Tospovirus*
- **Common names**: *Impatiens necrotic spot virus* (INSV)

I.7. Etude épidémiologique de virus de la tache jaune de l'iris (IYSV)

Le virus de la tache jaune de l'iris (IYSV) est un membre du genre Tospovirus qui infecte les plantes au sein de la famille des Bunyaviridae [134; 135; 136]. Elle a été observée pour la première fois au début des années 1980 sur oignons cultivés au Brésil, où la maladie était connue parmi les producteurs [137 ; 138].

En 1990, le virus a été trouvé aux États-Unis [139; 140]. Il infecte désormais la production d'oignons aux États-Unis, en Californie et New York. L'IYSV est présent dans le monde entier avec une incidence signalée en Amérique du Sud, en Nouvelle-Zélande, en Afrique, en Asie, au Moyen-Orient et en Europe, du sud-ouest de l'Allemagne à l'est de la Bosnie-Herzégovine et au sud de l'Espagne et de l'Italie [141].

L'IYSV est transmis exclusivement par des insectes de l'ordre des Thysanoptères. Jusqu'à récemment, on pensait que l'IYSV était uniquement transmis par le thrips de l'oignon (*Thrips tabaci*). Cependant, on sait que *Frankliniella fusca*, peut également être vecteur [141].

Les thrips acquièrent le virus en se nourrissant de matériel végétal infecté pendant les stades larvaires. Comme d'autres relations tospovirus-thrips, l'IYSV est persistant et propagateur au sein des thrips, ce qui signifie qu'après ingestion au cours des premier et deuxième stades larvaires, le virus est retenu par les thrips pour le reste de sa vie. L'acquisition larvaire du virus est essentielle au vecteur adulte statut [136 ; 142].

Les symptômes de l'IYSV chez l'oignon comprennent des taches nécrotiques en forme d'œil ou de fuseau sur les feuilles et les hampes. Les lésions en expansion peuvent fusionner, entraînant un dépérissement foliaire total [142]. L'infection conduit invariablement à l'avortement des fleurs et la perte de la surface foliaire photosynthétique due aux lésions ce qui entraîne une diminution de la taille des bulbes [143; 144].

I.7.1. Cycle de vie du virus

Le cycle de vie des thrips varie d'une espèce à l'autre et dépend de l'histoire de vie du vecteur le plus étudié. Généralement, les adultes de *F. occidentalis* insèrent des œufs en forme de haricot dans les tissus des feuilles, des fleurs ou des fruits [145]. Les premiers stades éclosent en 5 jours et muent en seconds stades en une journée à 30°C. Les deuxièmes stades se transforment en prénymphe en 4 à 5 jours. Les stades tardifs du deuxième stade tombent généralement dans le sol et se nymphosent, mais certains peuvent rester sur la plante [146]. Le stade nymphal non nourrissant est essentiellement immobile. (Lewis, 1973) [52]. En 3 jours à 30°C les thrips adultes peuvent infecter de nombreuses espèces végétales tant que l'insecte ne l'utilise pas comme hôte pour la ponte ou la reproduction reproducteur. Par conséquent, de nombreuses épidémies de tospovirus sont causées par des thrips qui sont transitoires dans la culture affectée [147].

I.7.2. Acquisition et transmission du virus (TSWV)

Les larves du premier stade (L1), sont les plus efficaces pour acquérir le virus. Au cours du développement, l'efficacité de l'acquisition diminue. Les stades pré-nymphal et nymphal ne se nourrissent pas de plantes et n'acquièrent ni le virus ni la possibilité de le transmettre. Les thrips adultes sont les principaux vecteurs du virus, vu la présence des ailes fonctionnelles facilitant ainsi la mobilité. L'efficacité de la transmission du virus dépend de la quantité de virus acquise par les larves. C'est un facteur déterminant pour l'acquisition du virus et de la transmission (Figure I.3.) [148; 149].

Le schéma illustre l'ingestion de tospovirus à partir de plantes infectées et la réplication du virus aux stades de thrips (lignes vertes) ; l'acquisition (triangle rouge) par ingestion de virus au premier stade larvaire se traduit par la transmission aux seconds stades larvaires et les adultes (triangles et rectangles bleus) la phase métabolique pupale des thrips (ligne pointillée), et la période de ponte (crochet violet) [150].

Les thrips adultes peuvent acquérir des tospovirus, mais ils ne les transmettent pas. Cela est dû à une multiplication insuffisante dans l'intestin moyen, dû à un manque de mouvement vers les glandes salivaires et à un manque de multiplication par la suite. Ce sont des conditions préalables à la transmission du Tospovirus[151].

Frankliniella occidentalis, thrips des petits fruits, est considéré comme le principal vecteur, le virus se réplique dans l'insecte, circule dans le corps et persiste à travers les différents stades de développement. L'acquisition du virus est un phénomène dépendant du stade de développement et seuls les thrips qui acquièrent le virus au stade larvaire, sont capables de transmettre le virus (Figure I.5.) [120].

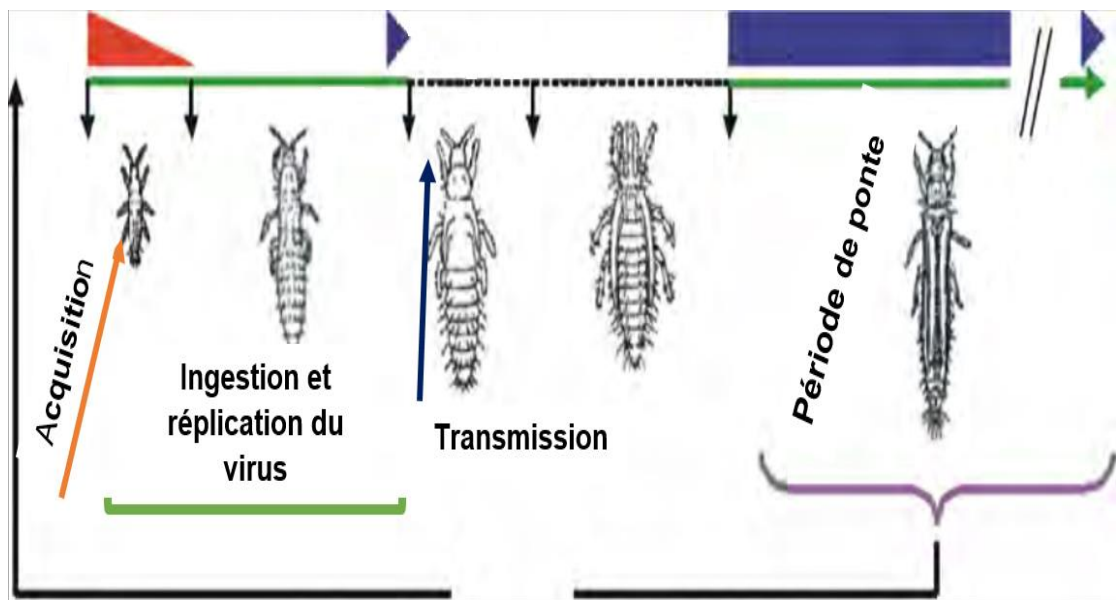


Figure I.5. Schéma des étapes de l'acquisition du virus [120]

I.7.3 Transmission du TSW par *Frankliniella occidentalis*

Les paramètres d'histoire de vie du vecteur de Tospovirus le plus étudié, est *F. occidentalis*. Généralement, les adultes de *F. occidentalis* insèrent des œufs en forme de haricot dans les tissus des feuilles, des fleurs ou des fruits. Les premiers stades éclosent en 5 jours et muent en seconds stades en une journée à 30°C. Les deuxièmes stades se transforment en prénymphe en 4 à 5 jours. Les stades tardifs du deuxième stade tombent généralement dans le sol et se nymphosent,

mais certains peuvent rester sur la plante. Le stade nymphal non nourissant est essentiellement immobile[52]. L'acquisition du virus se produit pendant les stades larvaires, après quoi le virus persiste dans le vecteur et est transmis à l'adulte. Les pupes peuvent se trouver dans le sol ou les tissus foliaires. Les adultes émergent et peuvent se disperser largement. Seuls les adultes (mâles et femelles) qui ont acquis le virus au cours de leurs stades larvaires peuvent transmettre des tospovirus(Figure I.6.) [151; 107].

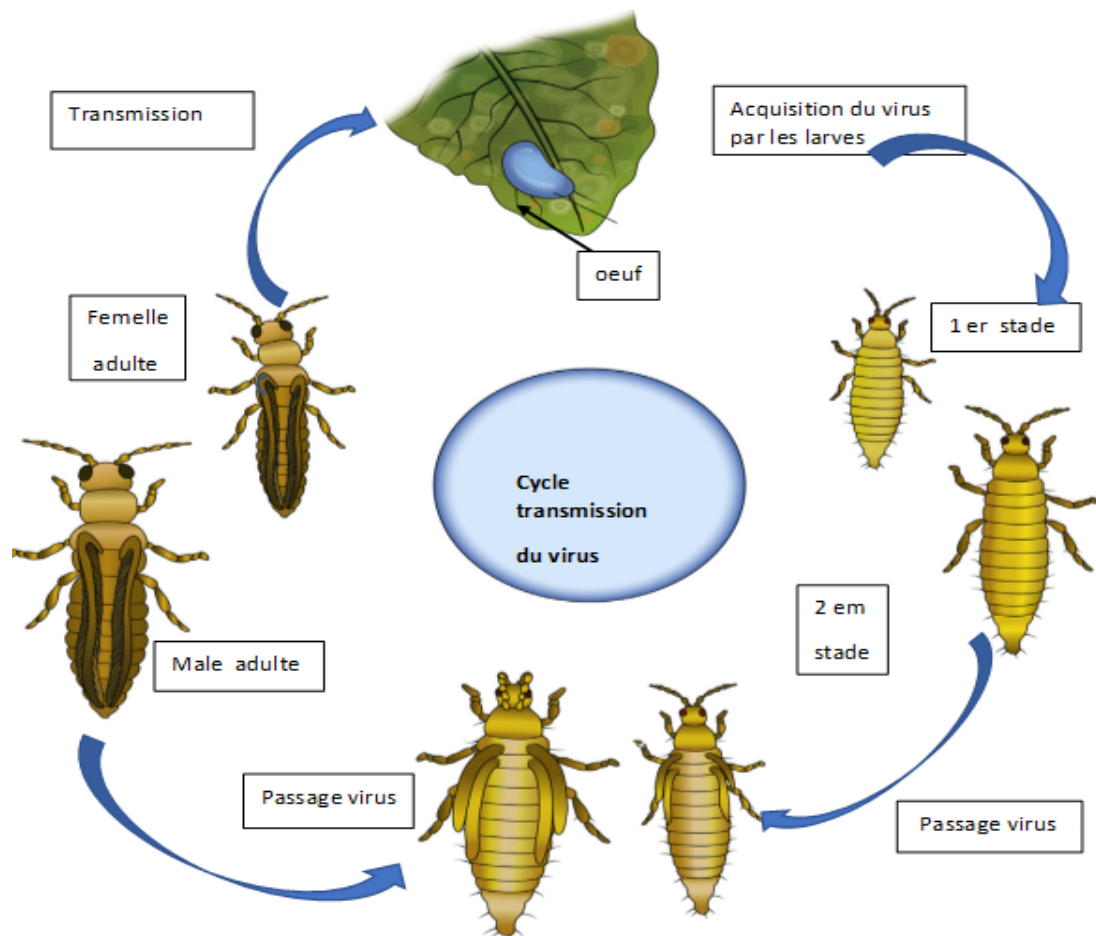


Figure I.6. Représentation schématique du cycle de vie des thrips et du cycle de transmission des *Tospovirus*[155]

La propagation mondiale de *F. occidentalis* depuis la fin des années 1970 a contribué de manière significative à une résurgence du TSWV et à son introduction dans des zones où cette espèce n'est pas signalée auparavant[152; 153]. La maladie a été introduite dans plusieurs pays africains [154; 155; 156]. Cependant, excepté pour l'Afrique du Sud, il existe peu d'informations sur sa répartition, sa gamme d'hôtes et sa diversité génétique. Au Kenya, la maladie a

été signalée en 1999 causant des pertes de rendement allant jusqu'à 80 % sur tomates [155].

Le premier site d'entrée et d'infection par le TSWV chez les thrips aux stades larvaires est l'intestin moyen. Après, des signes de réplication virale peuvent être détectés dans d'autres cellules et organes [152]. Les inclusions, produites lors de la réplication du virus, se trouvent dans les cellules épithéliales de l'intestin moyen, les cellules musculaires entourant le tube digestif, les ligaments putatifs reliant l'intestin moyen aux glandes salivaires et aux glandes salivaires [152]. L'infection des muscles entourant l'intestin moyen et des ligaments supposés fixant les glandes salivaires à l'intestin moyen, peut jouer un rôle très important dans la médiation du mouvement du virus vers les glandes salivaires. La proximité des muscles et des ligaments avec l'épithélium de l'intestin moyen et les glandes salivaires suggère que ces cellules peuvent servir d'autoroute pour le trafic de tospovirus chez les thrips [127] (Figure I.7.).

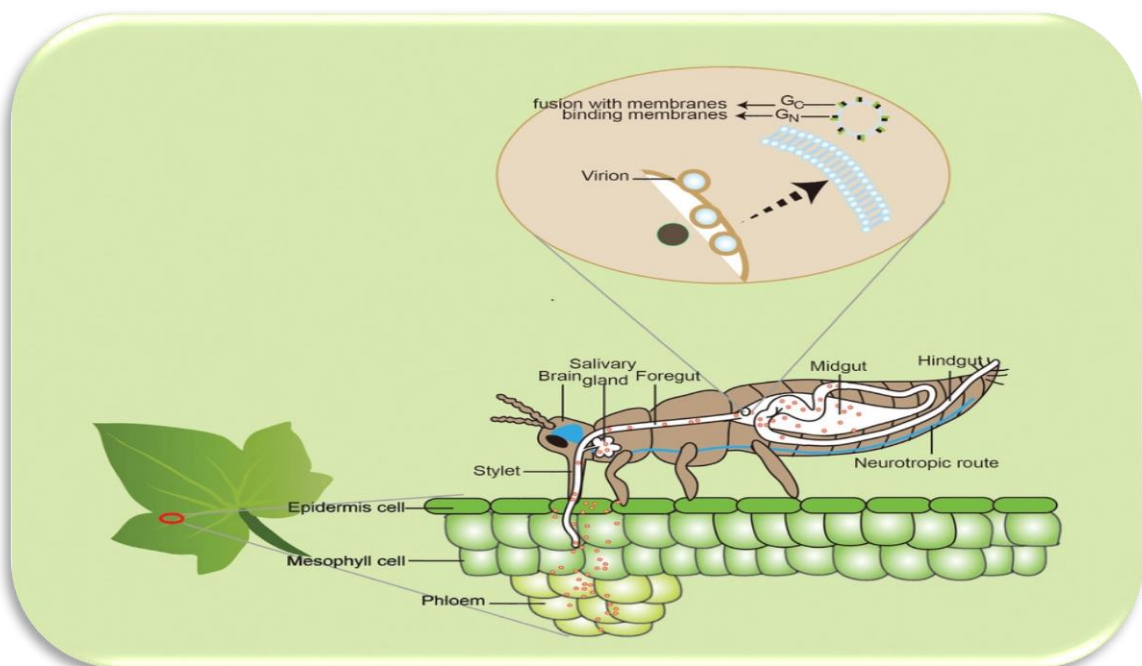


Figure I.7. Sites de localisation du site du virus chez *Frankliniella occidentalis* [157].

Les virus sont initialement acquis par les stylets. Ils traversent ensuite, le tube digestif à la région antérieure de l'intestin moyen (MG), où les glycoprotéines de surface, Gn et Gc, facilitent leur entrée dans la MG des thrips. Par la suite, les virus se répliquent, s'accumulent dans les muscles viscéraux de l'intestin, puis se propagent dans la salive glandes à travers les ligaments conjonctifs, où ils sont ensuite retransmis aux plantes par les stylets. L'acquisition de TSWV par *F. occidentalis* est un processus dépendant du stade de développement, avec le 1er stade larvaire considéré comme la phase la plus sensible [157 ; 158].

Les interactions entre TSWV et *F. occidentalis* et sa voie de dissémination chez les thrips a été minutieusement examinée [126 ; 159]. TSWV est acquis par les stylets des thrips et voyage à travers le tube digestif, canal vers la région antérieure de l'intestin moyen (MG), où les glycoprotéines de surface, Gn et Gc, facilitent son entrée dans la MG des thrips [126]. Par la suite, TSWV se réplique et s'accumule dans les muscles viscéraux de l'intestin, se propageant plus tard dans les glandes salivaires à travers les ligaments connectés, et est ensuite transmise à la plante par les stylets (Figure 1.5.) [126].

Frankliniella occidentalis a une grande distribution, répandue aux États-Unis. C'est l'une des espèces les plus étudiées au monde; [159 ; 160]. Sa propagation par les expéditions internationales de plantes ornementales a été documentée [161]. Les thrips des petits fruits attaquent au moins 60 familles de plantes qui comprennent des plantes cultivées importantes telles que les haricots, le concombre, l'aubergine, la laitue, l'oignon, le poivron, la tomate, la pastèque et les plantes ornementales [162].

Les thrips des fleurs se nourrissent principalement des parties florales telles que les pétales et le pollen, ce qui entraîne des taches et une déformation des boutons floraux. Même s'ils sont répandus dans les fleurs [163; 158], ils peuvent également être trouvés sur le feuillage [164; 165]. De plus, l'alimentation des thrips peut également causer des capitons à la surface des fruits [159].

Les virus causaient de graves pertes de rendement dans diverses cultures, comme la tomate, dans de nombreuses régions du monde [109; 127]. Pour la

plupart des virus transmis par des vecteurs, il a été démontré que la présence de vecteurs dans des conditions favorables peut provoquer une épidémie [165;166]. Au Kenya, on note la présence de trois tospovirus à savoir: TSWV sur tomate, poivron et concombre, (virus des taches jaunes de l'iris) IYSV sur oignon et poireau, et le (virus de l'anneau jaune de la tomate) TYRV sur la tomate. Ces trois virus ont été signalés [167 ;168 ;169 ;170]et leurs principaux vecteurs *Frankliniella occidentalis*, *Thrips tabaci* et *Frankliniella schultzei* ont également été signalés dans différents systèmes horticoles [172 ; 173].

1.7.4. Acquisition du virus

L'opportunité pour l'acquisition du virus est très réduite pour *F.occidentalis*. En effet, au fur et à mesure du développement larvaire, la compétence d'acquisition des tospovirus diminue. Les stades pupes ne se nourrissent pas et l'acquisition par les adultes ne se produit pas. Une fois acquis par les larves, le virus se réplique dans l'insecte, se déplace d'une cellule à l'autre et est transmis[174; 175;176]. Seules les plantes hôtes qui favorisent la reproduction des thrips et l'infection virale sert d'hôte d'acquisition et de source de thrips infectieux [177 ;178 ;179]. Après ingestion, le virus se déplace dans l'épithélium de l'intestin moyen où il initie la réplication. Ensuite, le virus passe dans les cellules musculaires entourant l'intestin moyen et continue de se propager aux glandes salivaires .Le virus doit atteindre la glande salivaire des thrips pour être transmis lors de l'alimentation des thrips [179; 180].

Les derniers stades, les adultes non infectieux qui se nourrissent de plantes infectées sont incapables de transmettre le virus [181]. De plus, comme le virus n'est pas transmis des adultes aux descendants via l'œuf, chaque génération de thrips doit réacquérir le virus. Seules les plantes infectées par le TSWV et produisant des populations importantes de thrips infectieux servent de sources de propagation du TSWV [182; 183;184].

I.7.5. Gestion du TSWV et des thrips vecteurs

Les thrips sont très difficiles à combattre, ceci est dû à leur petite dimension, difficiles à observer, avec un cycle de développement à différents endroits, les œufs sont insérés dans les feuilles, et peuvent se retrouver à plusieurs endroits suivant le stade de développement. Les larves sont insérées au sein des jeunes bourgeons, et les pulpes dans le sol [117].

La lutte contre le TSWV et les thrips vecteurs de virus sur cultures maraîchères a rarement été couronnée de succès. La connaissance de l'épidémiologie de la maladie du TSWV est limitée lors des infections des plantes. Il est souvent trop tard pour intervenir en cultures sous serre ou en plein champs. Cependant, de nombreux producteurs appliquent des insecticides, dans le but de prévenir ou de réduire la propagation du virus aux plantes non infectées. Certains producteurs appliquent régulièrement des insecticides comme mesure préventive contre les thrips vecteurs, notamment pour les solanacées et les cucurbitacées étant des spéculations très susceptibles aux contaminations du TSWV [185].

I.7.5.1. Lutte préventive

Le dépistage est très importants pour les thrips car ils se reproduisent très rapidement et sont difficiles à contrôler. Ils sont très petits et plutôt discrets, les thrips peuvent être très nombreux avant qu'on ne détecte leur présence. Les thrips adultes se retrouvent souvent sous le feuillage. Un moyen simple de détecter les thrips est de secouer vigoureusement une fleur sur une surface blanche, la ponte se fait au niveau des fleurs, avec une loupe, on observe facilement les larves surtout sur les grandes fleurs des cucurbitacées. Pour un bon dépistage, on utilise des pièges bleus ou jaunes [117].

I.7.5.2. Lutte chimique

Les thrips transportent généralement le TSWV, ce qui rend souvent les applications d'insecticides assez intéressantes afin de contrôler les fortes densités

de population de thrips pendant les périodes chaudes. Des applications répétées à des intervalles de 7 à 10 jours sont nécessaires [185;186]. Trois stades sur six sont insensibles aux traitements chimiques (œuf, prépupe, puppe), et les trois autres sont difficiles à atteindre, car ils sont dissimulés à l'intérieur des fleurs. De plus, la grande diversité de plantes hôtes permet aux thrips de se développer dans le milieu adjacent à la culture. Cela augmente donc les risques de nouvelles infestations. Par la suite, les thrips peuvent repeupler une serre après les applications d'insecticides. Pour assurer un contrôle adéquat, plusieurs applications d'insecticides, par exemple jusqu'à 16 dans les cultures de tomates, sont tenues tout au long de la saison de croissance [117].

Pour cette raison, les insecticides systémiques sont souvent utilisés. *F. occidentalis* et *Thrips tabaci* développent rapidement une résistance aux insecticides, limitant ainsi l'efficacité des pesticides [187; 188]. Ce qui nécessite de développer des méthodes de lutte non chimiques contre ces ravageurs [189;190].

1.7.5.3. Contrôle biologique

La lutte biologique est une approche qui ne stresse pas les plants, ne brûle pas et n'abîme pas les fleurs comme le font les pesticides. Les blessures et les stress sont des portes d'entrée aux virus [117].

Les ennemis naturels qui ont été utilisés pour la lutte biologique contre les thrips sont des guêpes parasites, les nématodes entomopathogènes, les acariens prédateurs, et les punaises. Les espèces de la famille Phytoseiidae sont largement utilisées comme prédateurs et sont disponibles dans le commerce pour la lutte biologique contre les thrips. *Amblyseius cucumeris* est l'auxiliaire le plus utilisé. Les ennemis naturels étudiés comme agents de lutte biologique contre les thrips comprennent les insectes prédateurs, les acariens prédateurs, les guêpes parasites, les champignons pathogènes et les nématodes. Les *Orius* spp. (Heteroptera) et les punaises des plantes, y compris les espèces *Dicyphus tamaninii* Wagner et *Macrolophus caliginosus* Wagner (Heteroptera : Miridae) [191; 192; 193; 194].

Plusieurs espèces d'*Orius* ont été enregistrées comme prédateurs de *F. occidentalis* et certaines ont été utilisées dans des essais en serre pour évaluer leurs efficacités, notamment *Oriuslaevigatus* (Fieber), *O. majusculus* (Reuter), *O. armatus* Gross, *O. heterorioides* Woodward & Postle, *O. tantillus* (Motschulsky) et *O. insidiosus* [192;193].

Les problèmes avec de tels agents de contrôle comprennent leur nature de diapause induite par des jours courts. L'autre inconvénient des insectes prédateurs, et plus généralement des agents de lutte biologique, est que s'ils peuvent être efficaces contre la réduction des populations de thrips au fil du temps, ils sont peu utiles pour prévenir les infections initiales par le TSWV en raison des temps d'alimentation courts suite à un afflux de thrips [194], une source externe d'inoculum. De nombreux prédateurs de *T. tabaci* ne deviennent abondants que relativement tard en été [142 ; 141], après que les pommes de terre aient déjà été exposées, à leurs stades les plus vulnérables, à l'infection par le TSWV [195].

1.7.5.4. Lutte culturale

La lutte culturale doit éviter des cultures ou des cultivars sensibles aux thrips, gérer la végétation dans le champ et en bordure du champ, et éviter les niveaux élevés d'azote. Les mauvaises herbes sensibles au TSWV doivent être éliminées. Les rotations de cultures peuvent être utilisées pour empêcher les plantations successives de cultures sensibles. La plantation intercalaire avec des cultures non hôtes peut également être efficace pour empêcher la formation de grandes populations [196;197].

Dans les situations de serre, une jachère d'été peut réussir, dans laquelle toutes les plantes sont enlevées et la serre chauffée pour maintenir la température du sol à 60 °F (16°C) pendant trois semaines. Pendant ce temps, tous les œufs de thrips éclosent et les nymphes meurent de faim par manque de nourriture [197].

I.7.5.5. Lutte intégrée contre les Thrips

Le TSWV est difficile à contrôler, en raison des temps assez courts de l'alimentation pour assurer une transmission réussie, ajoutée à cela la difficulté à contrôler le thrips vecteur, et le manque de connaissances relatives aux sources d'inoculum. L'hôte résistant au TSWV et aux thrips - devrait être plus efficace pour réduire les infections et les épidémies [198], en combinaison d'une stratégie intégrée. Les options de gestion supplémentaires comprennent la certification des semences, le phytosanitaire avant la plantation et après la récolte, la surveillance des thrips, les cultures pièges (systèmes push-pull), la gestion de la nutrition des plantes, la plantation, le lieu de plantation et les insecticides en pré et post-levée. Le développement de cultivars résistants à l'infection par le TSWV et/ou à la translocation du TSWV et/ou aux thrips vecteurs améliorerait grandement l'efficacité de ces options de gestion [199].

Les cultures pièges sont de plus en plus considérées comme faisant partie de la lutte intégrée contre les ravageurs sur quelques cultures. Les cultures pièges présentent plusieurs avantages. Ils peuvent réduire la présence de ravageurs dans la culture, permettant de mener des opérations de pulvérisation sur de plus petites surfaces en utilisant moins d'insecticide, afin de maintenir les populations d'insectes bénéfiques dans la culture et de réduire l'impact chimique sur la culture et le sol [200].

CHAPITRE II

GÉNÉRALITÉS SUR LES CULTURES MARAICHÈRES

CHAPITRE II

GÉNÉRALITÉS SUR LES CULTURES MARAÎCHÈRES

II.1. Importance économique

Les cultures maraîchères sont caractérisées par une grande diversité des espèces cultivées, associées à des modes de production différents en plein champ et sous serres. Les cultures maraîchères en plein champ, sont cultivées dans les différentes zones du pays: en montagne, en zones côtières, et en zones intérieures.

À partir des années 1950, l'activité agricole a connu une intensification sans précédent dans le monde conduisant à une augmentation considérable de la production. La conséquence néfaste est la diminution de la biodiversité patrimoniale. Cette réduction de biodiversité est en particulier imputable à la fragmentation du paysage, conséquence de cette simplification, qui induit une raréfaction ou une perte de certains habitats [201].

En Algérie l'agriculture est un facteur important de l'économie. En 2017, elle génère, sans les industries agroalimentaires, près de 12,3% du produit intérieur brut (PIB), mais avec des variations importantes et ce, en fonction des conditions climatiques. Le secteur agricole employait 10,4 % de la population. Depuis les années 2000, elle devient l'une des priorités du gouvernement afin de diversifier son économie, encore dominée par la production pétrolière [202].

Les principales productions végétales sont les céréales, largement majoritaires, l'arboriculture, les cultures maraîchères, notamment les pommes de terre, les agrumes et les fourrages. En 2014, la production agricole Algérienne atteint 35 milliards de dollars permettant de satisfaire les besoins du pays à 72% [203].

Les cultures maraichères constituent un complément nutritionnel intéressant aux aliments de base. Elles représentent une composante indispensable dans les systèmes de culture des pays du bassin méditerranéen, principalement en Algérie où elles occupent une superficie de 372.096 ha et un rendement de 15,93 tonnes/ha. Ainsi, elles occupent la 2ème place après les céréales avec une production nationale de 13,2 millions de tonnes et un rendement moyen de 30 T/hectare d'après][203].

La famille des solanacées (tomate, aubergine, poivron, pomme de terre,) occupe une place prépondérante dans l'économie agricole légumière algérienne. Cependant, la production de ces cultures est fortement contrainte par les conditions climatiques (température, régime des pluies), les diverses déprédations ainsi que les maladies affectants aussi bien la qualité que la quantité des produits. Les légumes sont considérés comme denrées alimentaires à hautes valeurs nutritionnelles et commerciales, assurant une ration alimentaire équilibrée des populations, et permet aux états de bénéficier de recettes supplémentaires liées à l'exportation [204].

Leurs besoins ont augmenté suite à l'explosion démographique. En effet, nous constatons une nette évolution des superficies et des productions même si les rendements restent relativement très faibles par rapport aux normes de la production. Très peu de diversité variétale est utilisée en culture. Les variétés locales sont souvent délaissées au profit de variétés introduites. Plusieurs contraintes limitent l'expansion et le développement du maraîchage en Algérie[204; 205].

La structure des espèces légumières s'articule autour des produits dits principaux à savoir la pomme de terre classée en tête suivi par la tomate et l'oignon. D'autres produits, cultivés en quantité importantes complètent l'assortiment de la demande du marché. Les cultures protégées sont réparties sur le territoire national au niveau du littoral, dominées par les cultures stratégiques telles que, la tomate le poivron, le piment, l'aubergine et la courgette. Les plaines sont concernées par les cultures de plein champ conditionnées par la disponibilité de l'eau. La pomme de terre représente 18% de la production dominante dans la

zone d'AinDefla suivi par la tomate industrielle avec 39% de production concentrés à l'est. L'oignon et la tomate maraîchère dominent respectivement avec 15% et 14% des productions réparties à l'ouest et sud du pays[206; 207].

II.2. Évolution des superficies des cultures maraîchères en Algérie

Pour répondre aux besoins de consommation de la population en cultures maraîchères, on assiste à une augmentation de la production. Les cultures maraîchères sont pratiquées dans tous les pays du monde où l'augmentation des surfaces a entraîné une évolution de la production maraîchère. Ces dernières années, nous assistons à une extension des superficies des cultures maraîchères qui est passé de 509,341 en 2018 ha à 533,060, en 2019 [206](Figure II.1).

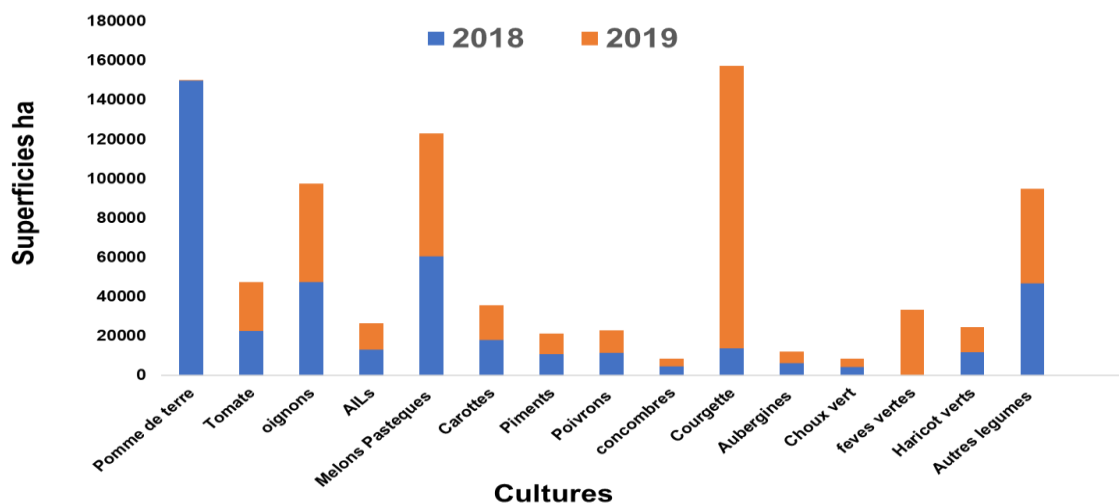


Figure II.1. Evolution des superficies des cultures maraîchères [206].

Globalement les cultures maraîchères ont enregistré un niveau d'occupation du sol appréciable et ont enregistré ainsi un accroissement de +5 % en superficie et 7 % en production, soit 146,7 millions de quintaux[206].

L'Algérie a mis en place, depuis les années 2000, une politique visant l'amélioration de la sécurité alimentaire nationale, le développement de certaines filières agricoles prioritaires et la mise en valeur des terres. Cette politique a été mise en œuvre au travers de différents plans nationaux façonnés au rythme des

fluctuations des recettes pétrolières, dont notamment le Programme National de Développement Agricole (PNDA 2000-2010), la Politique de Renouveau Agricole et Rural (PRAR 2010-2014) et aujourd'hui, Plan FELAHA 2014-2020[207].

II.3. Évolution des productions des cultures maraîchères en Algérie

La production de légumes est variée, on retrouve la salade, carottes, oignon et la pomme de terre. Cette dernière est un produit de grande consommation, considérée la spéculative la plus représentée avec une production de 47 millions quintaux en 2017, contre 50 millions quintaux en 2019. Les superficies cultivées sont passées de 105.121 hectares en 2009 à 157,864 hectares en 2019. L'Algérie est d'ailleurs devenue récemment exportatrice de pomme de terre[206](Figure II.2).

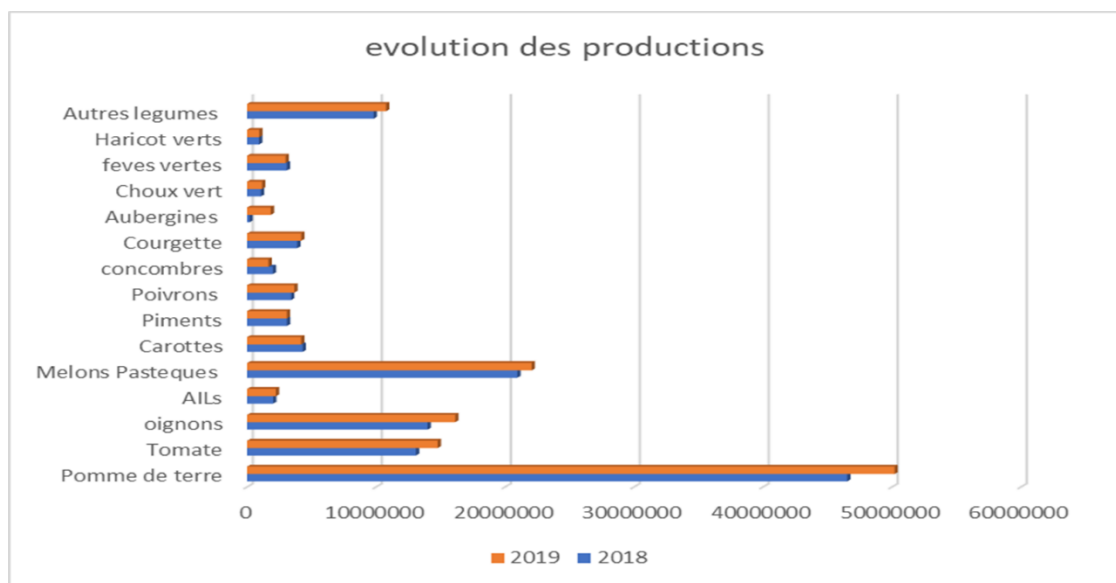


Figure II.2. Production des cultures maraîchères par année[206].

L'intensification des cultures maraîchères, par la plasticulture a permis d'accroître le rendement et aussi d'assurer la précocité très recherchée par les agriculteurs. Parmi les cultures maraîchères cultivées sous-verres, nous citons les solanacées : tomate, piment et poivron qui constituent la culture la plus appréciée par les agricultures[206](Figure II.3).

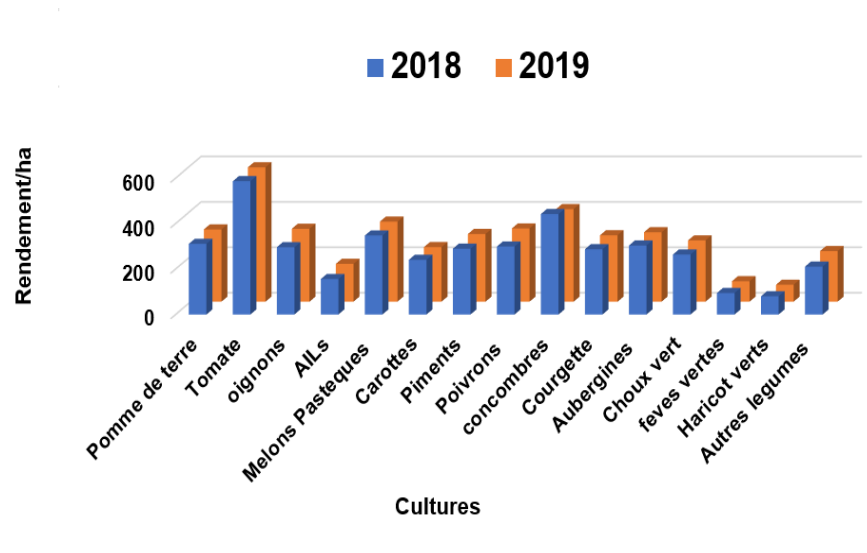


Figure II.3. Rendement des Production des cultures maraîchères par année [206].

II.4. La situation du maraîchage en Algérie

Le secteur de l'agriculture compte 1.023.799 exploitations agricoles dont 967.864 exploitations réparties sur les 8.458.680 ha de superficie agricole utile (SAU). Les cultures maraîchères et industrielles sont pratiquées dans 19,2% des exploitations. Le maraîchage de plein champ prédomine; il est pratiqué dans 15,72% des exploitations et sur 2,76% de la SAU totale; il occupe 85% de la sole maraîchère [202].

Au titre de la campagne 2017/2018, La production nationale des cultures maraîchères s'élevait à 136,57 millions de quintaux, contre 130,2 millions de quintaux en 2017, soit une hausse de 5%. Cette production est constituée de trois espèces de grande consommation, à savoir la pomme de terre avec 34%, l'oignon avec 10,24% et la tomate avec 10%. Par ailleurs, les pastèques et les melons dont la production n'est pas moins importante représentent tout deux réunis 15,3% de la production globale des maraîchages [202].

La production de légumes est variée, on retrouve la salade, carottes, oignon et la pomme de terre. Cette dernière est un produit de grande consommation, est l'espèce la plus représentée avec une production de 47 millions quintaux en 2017, contre 26 millions quintaux en 2009. Les superficies

cultivées sont passées de 105.121 hectares en 2009 à 148.692 hectares en 2017. L'Algérie est d'ailleurs devenue récemment exportatrice de pomme de terre [205;206].

II.5. Insectes nuisibles aux cultures maraichères

Les cultures maraichères particulièrement les trois familles botaniques à savoir: les solanacées, cucurbitacées et liliacées, occupent une place prépondérante dans l'économie agricole légumière en Algérie. Elles représentent plus 70% de la surface cultivée du pays où occupant ainsi une place majeure. Cependant, la production de ses cultures est fortement contrainte par les conditions climatiques (température, précipitations) [205].

Les cultures maraichères sont sujettes à de nombreux agresseurs qui causent de fortes pertes en rendements. De nombreux insectes et maladies affectent aussi bien la qualité que la quantité des produits. Les principaux ravageurs des cultures maraichères, se rencontrent parmi les aleurodes (*Bemisia tabaci*, *Trialeurodes vaporariorum* sur diverses plantes), les mouches des légumes (*Neoceratitis cyanescens* sur tomate, *Bactrocera cucurbitae*, *Dacus ciliatus* et *Dacus demmerzi* sur cucurbitacées), les chenilles (*Plutella xylostella* sur chou, *Heliothis armigera* sur tomate) et le doryphore de la pomme de terre (*Leptinotarsa decemlineata*) [208].

Les thrips commencent à devenir une menace, sur cultures maraichères causant jusqu'à 60% des pertes. Au cours des deux dernières décennies, les thrips commencent à devenir un vrai fléau, en raison de leur résistance aux insecticides et leur fertilité à des températures élevées. *Thrips tabaci* est confirmé comme étant la seule espèce à transmettre le virus TSWV [209].

Les Thrips provoquent une réduction significative (73 %) dans la taille du bulbe, ou le fruit [58]. Si la culture est attaquée au début des stades de croissance, la perte peut atteindre 90 %. Les Thrips peuvent endommager directement la récolte, en suçant la sève et en se nourrissant des feuilles. Ils provoquent une

sénescence prématurée, ce qui réduit le taux de photosynthèse, production des bulbes et des fruits déformés et sous-dimensionnés [209].

La lutte chimique classique ayant montré ses limites, il devient indispensable de s'orienter vers d'autres méthodes comme la lutte intégrée en utilisant des auxiliaires qui peuvent limiter le développement de certains ravageurs, en combinaison avec une lutte chimique raisonnée [210].

En cultures sous serres, les thrips sont considérés parmi les ravageurs les plus dommageables en se nourrissant à la fois de feuillage, de fleurs et sur le fruit. De plus, ils sont vecteurs de différents virus (TSWV, INSV) qui causent également d'importants dommages [210].

Les thrips causent des dégâts considérables sur le plan économique, ils sont résistants aux pesticides courants. Certains stades sont inaccessibles par les insecticides, car les œufs sont insérés dans les tissus. Les stades nymphaux sont protégés dans le sol et les adultes ont une sensibilité aux insecticides beaucoup moins importante que les larves. Toute intervention chimique, même dirigée contre un stade larvaire dominant n'est jamais suffisante pour éradiquer une population dans une serre [211].

II.6. Les Thrips inféodés aux cultures maraichères

Les principales espèces qu'on rencontre sur cultures maraichères sont : *Frankliniella occidentalis*, *Thrips tabaci*, *Thrips palmi*, *Frankliniella tritici*. Ces trois espèces sont répandues dans le monde entier. Quelques espèces sont reconnues pour être vecteurs de virus [212].

Thrips palmi, espèce nuisible surtout aux cucurbitacées et aux solanacées, provoque des dégâts d'importance économique sur plantes cultivées par effet direct de son activité alimentaire et en tant que vecteur de certains virus tels que le *Groundnut bud necrosis virus*, le *Melon yellow spot virus* et le *Watermelon silver mottle virus*. Il s'agit d'un organisme extrêmement polyphage signalé sur plus de 36 familles végétales [213].

Frankliniella occidentalis est le ravageur le plus nuisible des cultures maraîchères sous serres. Sa grande polyphagie s'étend à plus de 200 espèces végétales, ce qui explique les contaminations importantes [213]. Les ravageurs des cultures sont principalement régulés par l'application de pesticides sur les parcelles cultivées. Ce mode de contrôle agit négativement sur la conservation de la biodiversité [214]. De plus, il a été démontré que l'utilisation fréquente des pesticides engendrait un phénomène d'accoutumance ce qui induit à une adaptation des ravageurs, en développant des mécanismes de résistance aux produits phytosanitaires [215].

CHAPITRE III

MATÉRIEL ET MÉTHODES

**PRESENTATION
DE LA ZONE D'ETUDE**

Le principe de la protection des cultures est basé sur la lutte contre les insectes ravageurs responsables des pertes dans les systèmes de production agricoles. Cette lutte est encore très dépendante de l'utilisation de pesticides, mais la nécessité d'utiliser des méthodes de lutte différentes s'est révélée accentuée après l'apparition de problèmes environnementaux et d'une diminution globale de l'efficacité de ces traitements [215].

III.1.Objectifs

Cette étude est la suite des recherches réalisées (Toudji en 2013) dans la région centre et le sud-est de l'Algérie (Biskra). Dans la présente étude nous avons fixé un objectif global qui porte sur le besoin en inventaires les plus exhaustifs possibles de thrips inféodés à la différente culture et d'apporter des informations sur ce groupe d'insectes, très peu connus et étudiés.

Tout en soulignant les objectifs spécifiques cités ci-dessous

- Identification des espèces de thrips inventoriées;
- Détermination des thrips inféodés aux différents agro-écosystèmes;
- Mise en évidence de la dynamique de population des thrips vecteurs de virus
- Mise en évidence du statut bioécologique des espèces vectrices de virus recensées;
 - Cartographie des espèces inventoriées.
 - Etude des types d'associations thrips/plante hôte.

III.2. Présentation de la région d'étude

Notre travail se déroule dans le Tell oranais situé dans la partie occidentale de l'Algérie (Figure III.2.). Il est limité au Nord par la Mer Méditerranéenne, à l'Est par les Monts du Dahra et le massif de l'Ouarsenis, au Sud par la limite septentrionale des Hauts plateaux et à l'Ouest par la frontière Algéro-Marocaine [219].

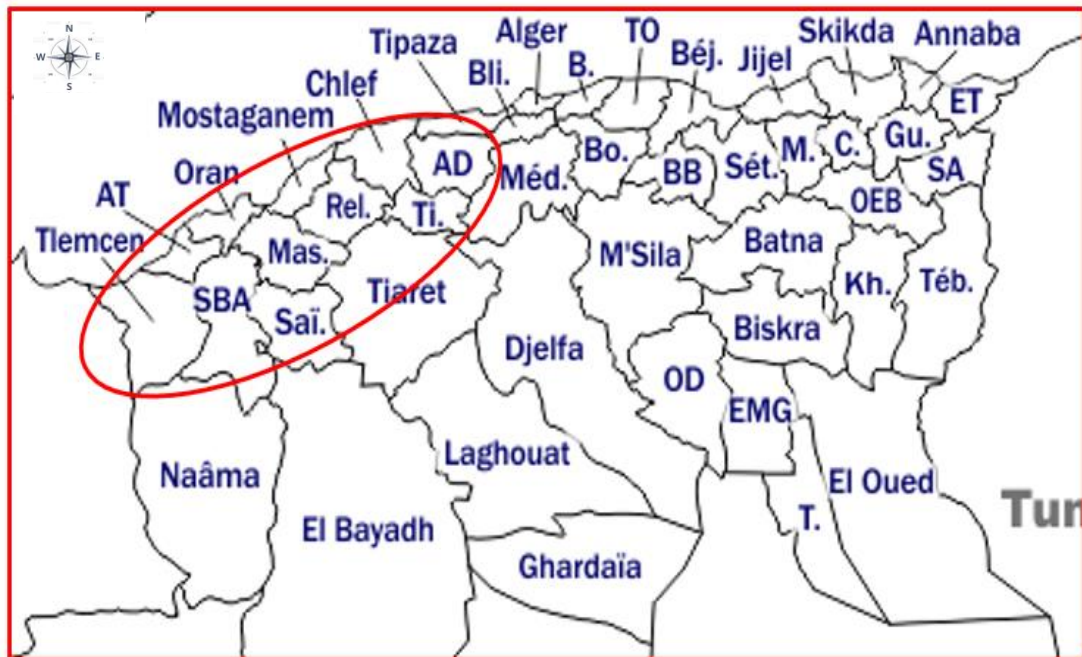


Figure III.2. Limite géographique de la région d'étude [225]

III.2.1. Choix des régions d'études

Ces dernières années la région ouest a connu une grande intensification des systèmes de productions agricoles, particulièrement les solanacées et les cucurbitacées en particulier la quasi-monoculture de variétés sélectionnées pour leur rendement. Né-en-moins cette région connaît un afflux de ravageurs notamment les insectes suite aux températures élevées au printemps.

Ces régions appartiennent aux étages bioclimatiques aride-semi-aride, caractérisées par un climat sec et froid en hiver et chaud et sec en été. Ce climat favorise l'installation de plusieurs ravageurs, souvent pendant les printemps chauds accompagnés de sirocco. Ces facteurs climatiques ont pour conséquences une pullulation des thrips transportés par le vent, notamment pour les deux espèces vectrices de virus (*Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*), considérées fléaux sur cultures maraichères.

III.2.2.Situation géographique des régions d'études

Notre étude est réalisée dans Neuf stations de l'Oranais, dont les conditions gestationnelles sont différentes à savoir la région d'Ain-Defla, Chlef, Relizane, Mascara, Saida, Mostaganem, Oran, Sidi Bel Abbes et Tlemcen.

La répartition géographique des différentes localités sont rassemblées dans le Tableau III.1. Le choix de ces régions a été motivé par leurs positions géographiques, par la variabilité des cultures et par la variabilité des conditions pédoclimatiques. Ajoutant à cela chaque région représente un pôle important en agriculture (Figure III.2.).

Tableau III.1. Coordonnées géographiques des différentes stations d'études prospectées.

Régions	Latitude	Longitude	Altitude (m)
Ain-Defla	36°15' N	01°56'E	294 m
Chlef	36°10' 26" N	1°20' 12" E	114 m
Relizane	35°43' 59" N	0°33' 0" E	98
Mostaganem	35°53' 00" N	00°07' 00" E.	137 m
Mascara	35° 24' 00"N.	0° 08'36.00"E.	680 m
Saida	34° 50' 00"N.	0° 09' 00"E.	980m
Oran	35° 42' 10"N.	O° 38' 57" W.	91 cm
Tlemcen	34° 53' 24" N.	1°19' 12" W.	815 m
Sidi Bel Abbes	35°12' N.	00°37' W.	475 m

III.2.3.Particularité et types climatiques des régions d'études

La nature du relief et les conditions bioclimatiques constituent les principaux facteurs limitant de l'agriculture algérienne. En Algérie les surfaces utiles, c'est-à-dire celles où se déploient les espaces agricoles, sont marquées par

la présence de deux chaînes montagneuses, l'Atlas Tellien et l'Atlas Saharien, tendues de la frontière Ouest à la frontière Est. Entre ces deux chaînes, s'étalent les hautes plaines algéro-oranaises et les hautes plaines constantinoises [220]. Le Tell oranais est soumis à un climat de type méditerranéen. L'étage bioclimatique varie du semi-aride inférieur (littoral oranais) à l'aride supérieur et moyen (sud) à variante thermique hivernale fraîche [219]. Le climat de région d'étude est caractérisé par des pluies concentrées durant la période froide de l'année. La sécheresse coïncide avec les mois chauds.

Les pluies sont caractérisées par une irrégularité spatio-temporelle. Elle s'exprime par des oscillations d'une année à l'autre et d'une station à l'autre. L'originalité du climat de l'oranais réside dans la répartition des précipitations dans le temps et dans l'espace. Ces précipitations annuelles varient de 100 à 400 mm/an. Le régime thermique est de type continental. Les minimas thermiques oscillent entre -7°C et -2°C alors que les maximas thermiques se situent entre 28°C et 35°C . L'amplitude thermique est généralement supérieure à 20°C . La saison sèche dure 4 à 6 mois et parfois plus [221 ; 222]. Le vent dominant en hiver est celui du Nord-Ouest. En été, c'est la saison où le sirocco, vent du sud-est, fait sentir son influence [220].

III.2.3.1. Diagrammes Ombrothermiques

Les diagrammes Ombrothermiques de Gaussen, portent en abscisse, les mois et en ordonnées à la fois les températures moyennes mensuelles et les précipitations mensuelles, on obtient ainsi deux courbes (Figure III.3.). L'ordonnée doit être graduée de telle sorte que $P=2T$. Cela permet de représenter le déroulement annuel des précipitations, des températures et laisser apprécier le rapport entre les deux [234, 235]. Un mois est réputé « sec » si les précipitations (mm) sont inférieures à deux fois la température moyenne ($^{\circ}\text{C}$); il est réputé « Humide » dans le cas contraire.

Les différentes courbes, montrent l'existence de deux périodes fondamentales: une est sèche indiquant des précipitations faibles et une période humide (Figure III.3.).

III.2.3.2. Quotient pluviométrique

La classification bioclimatique d'Emberger, utilisée dans la région méditerranéenne repose sur les caractéristiques qui influent la vie des êtres vivants. Une délimitation zonale du bioclimat méditerranéenne a été établie du plus sec vers le plus humide [219].

L'indice d'Emberger permet la caractérisation des climats et leur classification dans les différents étages bioclimatiques. Ce dernier prend en compte les précipitations annuelles, la moyenne des températures Maximales du mois le plus chaud (M) et la moyenne des minima de température du mois le plus froid (m) [232]. Cet indice est donné par la formule suivante :

$$Q_2 = \frac{2000 \times P}{M^2 - m^2}$$

Dont:

P: pluviométrie annuelle (mm);

M : Moyennes des températures maximales du mois le plus chaud (K°);

m : Moyennes des températures minimales du mois le plus froid (K°).

Les valeurs du quotient pluviométrique d'Emberger Q₂, indiquent que les régions d'étude se situent entre l'étage bioclimatique Sub-humide et Aride (Tableau III.2. et Figure III.4.).

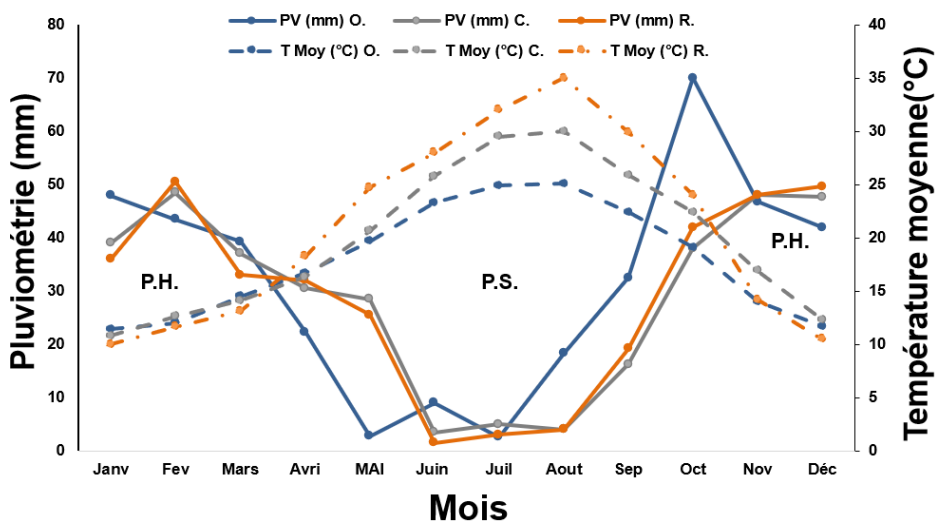
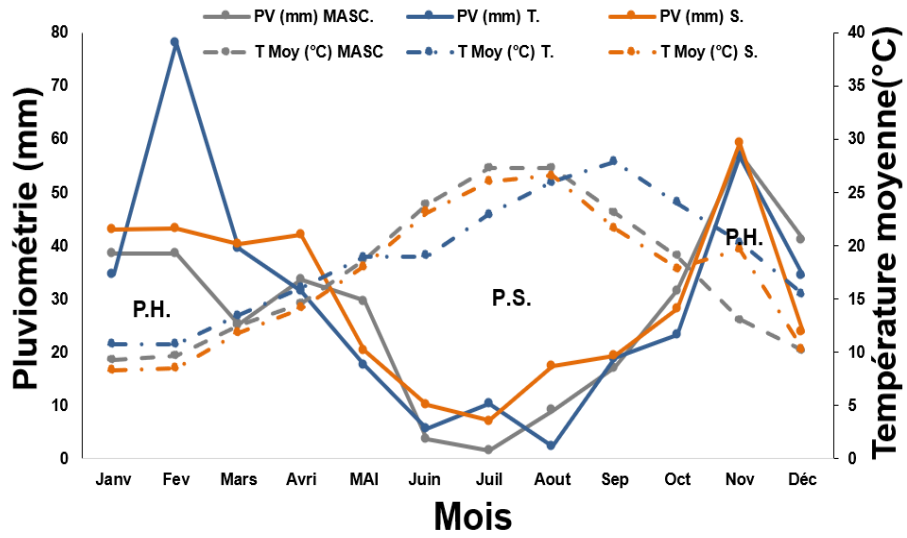
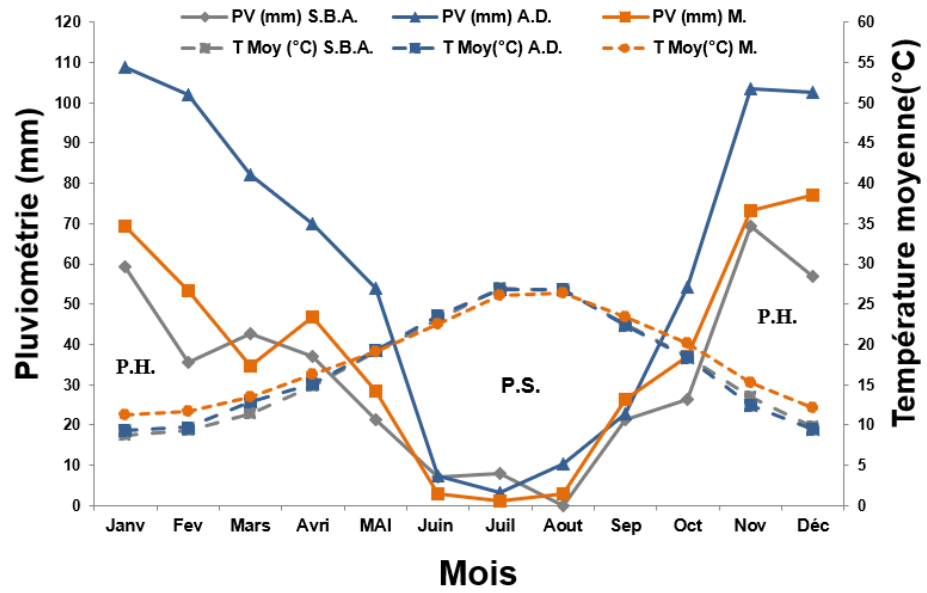


Figure III.3. Diagrammes Ombrothermiques de BGNUOLS et GAUSSEN
 A.D. : Ain Defla, M : Mostaganem, S.B.A. : Sidi Bel Abbes, O. Oran, C : Chlef ; R. : Relizane, S. :
 Saida, Masc.: Mascara, T.: Tlemcen

Tableau III.2. Situation bioclimatique des régions d'études

Regions	Q₂	T min °C	Etage bioclimatique	Périodes
Ain-Defla	92,74	6 °C	Sub-humide à hiver doux	2009 à 2019
Chlef	35,78	5,5°C	Aride à hiver Doux	2006 à 2016
Relizane	38,91	7 °C	Aride à hiver Doux	2005 à 2015
Mostaganem	79.64	8.1°C	Semi-aride à hiver chaud	2009 à 2019
Mascara	34,32	3,3°C	Aride à hiver Doux	2006 à 2016
Saida	37,44	2,6 °C	Semi-aride à hiver Frais	2007 à 2017
Oran	50,76	5,7°C	Semi-aride à hiver Doux	2007 à 2017
Tlemcen	40,20	4,9 °C	Semi-aride à hiver Doux	2006 à 2016
Sidi Bel Abbes	38,50	2,19°C	Aride à hiver Frais	2009 à 2019

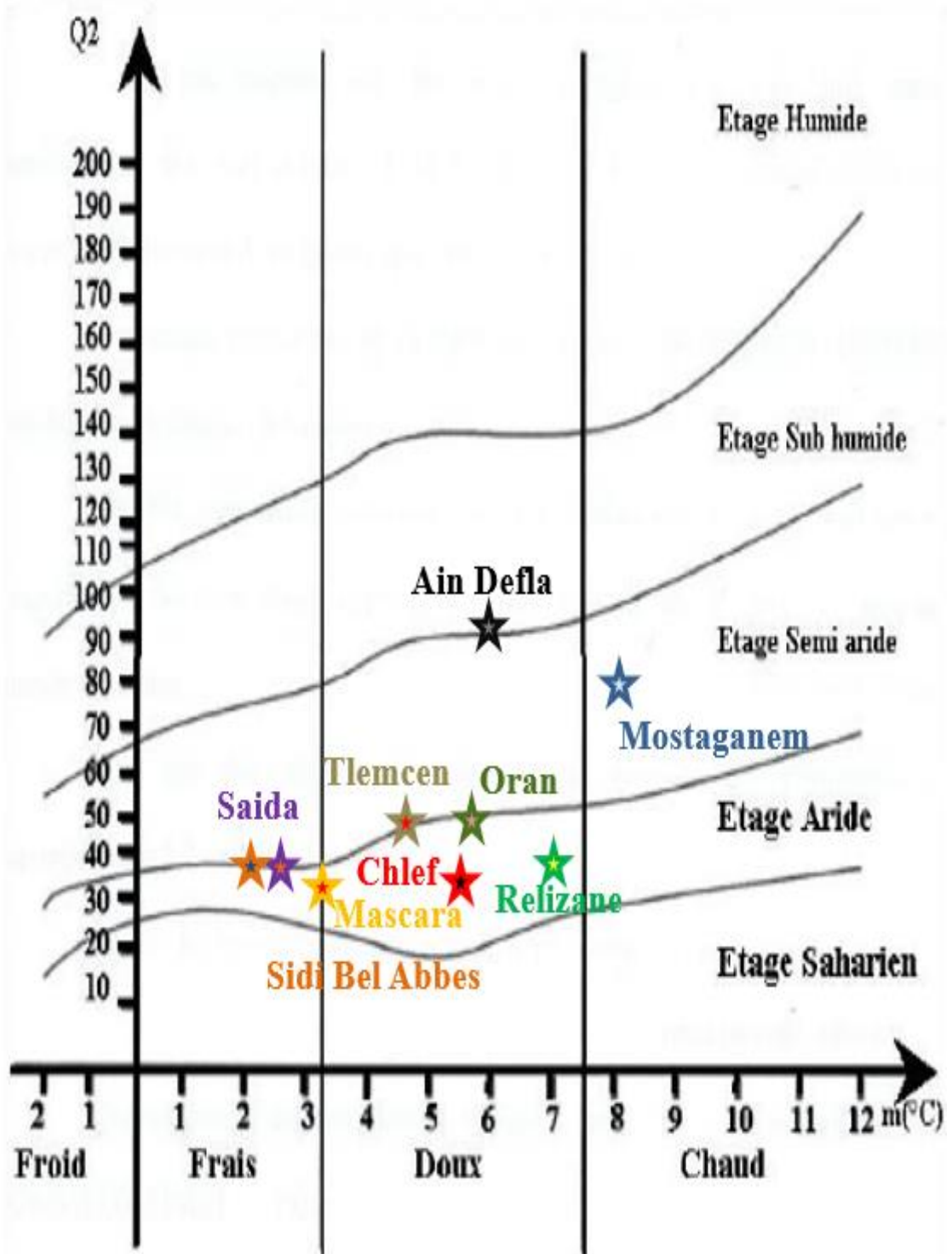


Figure III.4. Localisation des régions d'études dans le Climagramme D'EMBERGER

III.3. Matériel et méthodes d'étude

III.3.1. Matériel d'étude

III.3.1.1. Matériel biologique

III.3.1.1.1. Matériel biologique animal

Pour notre étude, nous avons eu recours aux individus de différentes espèces de thrips (Figure III.5), prélevés des spéculations variées aux niveaux des régions d'études et ce entre la période allant de 2015 à 2019.

Ce groupe d'insecte est très peu étudié, classé autre fois comme ravageurs secondaires. On leur attribue des dégâts directs et indirects occasionnés sur les cultures induisant un impact économique par la baisse des rendements, en qualités et quantités.

III.3.1.1.2. Matériel biologique végétal

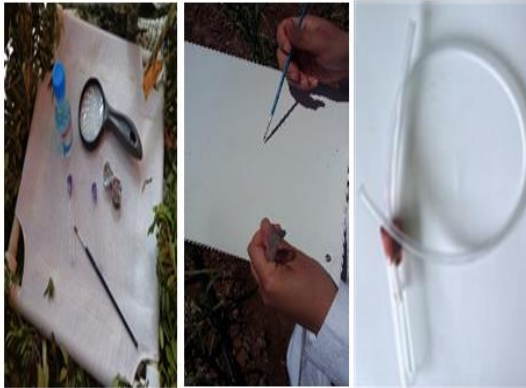
Le matériel végétal utilisé dans notre expérimentation appartient à sept familles botaniques: Solanacées, Cucurbitacées, Liliacées, Alliées, Rosacées, fabacées et Astéracées (Figure III.5). Le choix de ces cultures est dicté par plusieurs raisons, nous citons, le degré d'infestation, la sensibilité des cultures vis-à-vis de l'attaque des thrips ainsi que le manque d'études réalisées dans cette région, vu que les cultures maraichères représentent un complément nutritionnel intéressant aux aliments de base pour le citoyen Algérien.

Notre choix est basé sur une expérience de plusieurs années sur terrain, en tant qu'agronome, où nous avons activé plus de 10 ans années au niveau des régions ouest, sur plusieurs projets dans le cadre d'instaurer une stratégie de protection phytosanitaire, au niveau des régions ouest algérien.

III.3.1.2. Matériel non biologiques

Notre étude se divise en deux étapes: La première se déroule sur terrain, considérée étape déterminante pour la réussite de notre travail. La collecte des thrips se déroule tout au long du stade phénologique des cultures. Les thrips collectés sont conservés dans des tubes à essais contenant de l'alcool 70%. L'étape qui suit la collecte, est le transfert des thrips conservés ainsi que les différentes parties des plantes (fleurs ou feuilles) au afin de préparer les espèces de thrips a l'identification. Les deux étapes, nécessitent un matériel spécifique, vu la petite taille de ces insectes, il est impératif de manipuler avec précaution que ça soit sur terrain ou au laboratoire, et ce pour éviter d'endommager les espèces de thrips collectés.

Tableau III.3. Matériels utilisés sur terrain



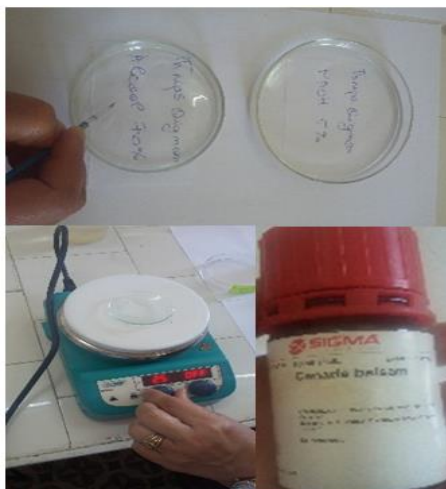
- Plaque blanche façonnée avec tissu blanc +surface blanche lisse «parapluie japonais».
- Outil dur ou bâtonnet pour réaliser le frappage, des cultures.
- Pinceau fin, pour récupérer les thrips qui tombent.
- Eppendorf contenant de l'alcool 70 %
- Étiquettes pour garder informations du terrain.
- Loupe 10 fois plus spéciale.



- Plaques engluées blues et jaunes.



- GPS: coordonnées des sites d'études.



- Boîtes de Pétri, Verres de montres.
- Épingles entomologiques.
- Na OH, eau distillée.
- Bomme de Canada ; ou liquide Hoyer Pour fixer les espèces thrips.
- Lames et lamelles étiquetées, la lamelle doit être très fine pour éviter de casser les ailes en le déposant.
- Loupe binoculaire; Microscope optique.
- Étuve plaque chauffante.

III.3.2. Méthodes d'étude

III.3.2.1. Méthodologie d'échantillonnage adopté sur terrain

Le prélèvement des insectes a été effectué en plein champs et sous serres, sur des cultures appartenant à sept familles botaniques: Solanacées, Cucurbitacées, Cosacées, Alliées, Liliacées, Fabacées, Asteracées.

Au niveau de chaque culture étudiée, nous avons installé des transects linéaire qui seront considérés comme des blocs expérimentaux (Figure III.6.) [245]. Les différentes techniques de prélèvement (plaques engluées jaunes et bleus, pièges jaunes à eau jaunes et bleus, le parapluie japonais et l'aspirateur à bouche) sont installés au niveau des transects.



La larve des thrips émerge se nourrir des feuilles. Une fois la plante est attaquée par les thrips les symptômes de la nutrition, apparaissent sur le fruit. Suivant l'évolution des thrips, nous prélevons les individus sur les jeunes feuilles et les fleurs, notamment pour les solanacées et les cucurbitacées. Concernant les Alliées et les Liliacées, les feuilles sont différentes, les thrips se localisent au centre des bulbes (oignon ou ail) dans ces cas nous avons prélevé des jeunes feuilles en les décortiquant. L'échantillonnage est réalisé chaque dix jour.

III.3.2.1.1. Parapluie japonais

Technique très efficace, qui nous permet de collecter 80% des adultes. 20 à 30 plants pris d'une manière aléatoire sont secoués pour déloger les thrips et récupéré sur le parapluie japonais pris dans les transect. Les Thrips ont tendance généralement à marcher sur le support blanc, ce qui nous laisse le temps de les recueillir à l'aide d'un pinceau fin humide. Ils sont facilement visibles sur le plateau blanc à l'aide d'une loupe de poche. Les spécimens tombés sur la surface blanche sont placés dans des tubes à essai contenant de l'éthanol à 70% jusqu'à identification.

Quand la collecte est difficile sur les plantes à petites fleurs comme la fève, la laitue ou le chou, on doit décortiquer la fleur au-dessus du parapluie, et récupérer les spécimens, ou imbiber directement la fleur dans l'alcool pour libérer les individus de Thrips. Une fois l'étape de secouage des plants achevée, nous avons collecté quelques fleurs au hasard des différentes cultures, à raison d'une fleur ou deux par plante notamment la tomate, poivron, fève, et fraise. Les fleurs collectées et placées dans des sacs en plastique sont transportés au laboratoire [223].

III.3.2.1.2. Pièges à eau bleu et jaune

Pour cette étape, nous avons installé des pièges jaunes et bleus (20 cm de diamètre et 12 cm de profondeur), remplis au deux tiers (2/3) de son volume d'eau contenant des gouttes de détergent.

Dans chaque parcelle, 2 à 3 pièges sont déposés sur sol et espacés entre eux de 8 à 10 mètres et de chaque entrée de serre de 20 m [224]. Le contenu des pièges, est recueilli chaque semaine, à travers une passoire puis placé dans des tubes contenant de l'éthanol à 70 %. Les couleurs les plus attractives sont le bleu, le blanc, le jaune. Plusieurs recherches confirment l'efficacité des couleurs dans ce type de pièges, [225 ; 226 ; 227].

III.3.2.1.3. Plaques engluées (Pièges chromo-attractifs)

Pour les cultures en serre notamment les Solanacées, nous avons utilisé des pièges englués. Ce type de piège, nous permet de détecter la période du vol, et faciliter le dénombrement des thrips. Le piégeage nous aide à suivre l'abondance relative des Thrips tout au long du stade phénologique de la culture. Les pièges englués jaunes sont plus attractifs pour les adultes que les pièges bleus [228].

III.3.2.1.4. Aspirateur

Pour prélever les thrips directement sur le feuillage ou les fleurs, sur Cucurbitacées (la fleur est profonde) et solanacées, nous avons aussi utilisé l'aspirateur à bouche afin de récupérer les adultes rapidement avant l'envol.

III.3.2.2. Méthodes appliquées au laboratoire

III.3.2.2.1. Triage et Comptage

Les spécimens conservés sont versés dans une boîte à Pétri et placés sous loupe binoculaire. À l'aide d'une aiguille on effectue un triage, selon des données morphologiques. C'est une étape délicate (vu la petite taille des thrips) demandant une grande prudence pour éviter de perdre des éléments importants pour leur identification (les ailes, les antennes). Les thrips sont triés d'abord selon leur couleur et leur taille. Après avoir compté le nombre d'individus, chaque lot qui présente les mêmes caractères est placé dans un tube à essai à part. Les

espèces présentant des caractères morphologiques différents sont éliminées. A la fin, un comptage des d'individus, adultes est réalisé [229;230].

III.3.2.2.2. Identification des thrips

L'identification des espèces est l'étape la plus difficile. La petite taille des thrips et leur ressemblance rend leur identification très difficile. L'identification des thrips est limitée aux adultes. Il n'existe pas de clés pour les œufs et les larves. Les observations sont réalisées avec différents grossissements.

La principale méthode d'identification repose sur les caractères morphologiques et le respect du protocole de préparation.

L'identification est réalisée à l'aide des clés de Bhatti [231] ; Palmer [232] ; Moritz [233] et Mound [234]. Nous avons eu l'honneur de collaborer avec le professeur Gerald Moritz, Thysanoptériste de l'Université d'Allemagne, et Docteur Navarro Cristina- (Campos, université Polytechnique de valence (Espagne).

III.2.2.3. Préparation des lames pour l'identification

Le montage des thrips destinés à l'identification nécessite plusieurs opérations. La méthode adoptée est celle décrite par Mound et Kibby 1998[235].

- 1. Retirez les échantillons du liquide collecteur dans de l'alcool à 70 % propre.
- 2. Si les spécimens sont raisonnablement flexibles, essayez d'ouvrir les ailes et de redresser les antennes à l'aide de micro-broches (voir ci-dessous).
- 3. Déposer une goutte de sur une lamelle (cercle de 13 mm, n° 0 ou 1). Placez un thrips dans cette goutte, face ventrale vers le haut, et abaissez doucement une lame sur la goutte. Retourner la lame dès que le milieu de montage s'est suffisamment répandu.
- 4. Placer immédiatement au four, ou sur une plaque chauffante, à environ 40-50°C. Laissez pendant 6 heures.
- 5. Laisser au four pendant environ 3 semaines pour sécher le support, puis entourer de vernis à ongles et étiqueter de manière appropriée (voir ci-dessous).

- 6 - La lamelle couvre-objet utilisée doit être petites, les grandes lamelles couvre-objets écrasent les spécimens et nécessitent plus de milieu de montage. [235;236].

Chaque individu de Thrips à identifier est déposé sur sa face ventrale dans une goutte de la bombe du Canada suffisamment étalé sur une lame. À l'aide d'une épingle entomologique fine, les ailes et les pattes sont étalées et les antennes sont redressées. Après avoir bien étalé l'échantillon toujours sous une loupe binoculaire, chaque lame est recouverte par une lamelle. Sur le bord de chaque lame préparée, deux étiquettes sont fixées ; l'une porte le nom de la plante hôte, le lieu et la date, alors que, sur la deuxième, il est mentionné le nom de l'espèce identifiée. Une fois terminé, l'ensemble des montages est placé dans une étuve de séchage réglée à 35-40 C° pendant 6 heures[235;237].



Figure III.7 Étapes suivies de la collecte des thrips sur terrain à la technique d'identification des thrips au laboratoire (photos originales)

III.2.3. Estimation de l'abondance

La technique de dénombrement effectuée sur les individus du thrips obtenus par le biais des transects végétal consiste à prélever des fleurs en plus de secouage des plants durant la période d'investigation. Les différents stades biologiques (larves et adultes) ont été observés sous une loupe binoculaire.

III.3. Analyse statistique

L'ensemble des tentatives ont été répétées au minimum trois fois. Les résultats, présentés sous forme de courbes ou d'histogrammes ont été réalisés par le logiciel Microsoft Excel. Les analyses de la variance sont faites sur des moyennes homogènes adoptées sur la base d'un coefficient de variance (C.V. <15%).

Une analyse factorielle des correspondances en composantes principales (A.C.P.) fut effectuée sur les abondances (variables) des thrips. Dans cette analyse, les espèces sont groupées en fonction de leur plante hôte. Les projections d'abondance spécifique ainsi que les classifications sont déroulées par le logiciel PAST 2,11 (Hammer *et al.*, 2001).

Les comparaisons des moyennes été réalisées par analyses de la variance (one-way ANOVA) et à l'aide du test F pour les variables suivant la loi normale. Parmi les variables participant le plus souvent à la variance totale, celles dont la contribution est significative au seuil de 0,05 ont été retenues. Dans les cas où plusieurs facteurs sont en jeu, il peut arriver que toutes les interactions entre facteurs ne soient pas pertinentes à tester. Nous avons alors utilisé le modèle linéaire global (G.L.M.).

La description statistique des tendances de la variation temporelle des abondances sous l'effet des conditions climatiques ont été établies par une présentation en BoxPlot.

CHAPITRE VI

RESULTATS

CHAPITRE VI

RESULTATS

VI.1. Inventaire des espèces de Thrips recensés

VI.1.1. Liste systématique des espèces recensées

L'inventaire réalisé durant la période de notre expérimentation tout au long de Cinq années 2015, 2016, 2017, 2018 et 2019, a fait ressortir la présence de Trent cinq espèces de thrips appartenant à l'ordre des Thysanoptera, au sous ordre des Terebrantia et Tubulifera, appartenant à 4 familles et 8 genres. La classification des différentes espèces identifiées ainsi que leurs familles sont présentées dans le tableau ci-dessous (Tableau VI.1).

Tableau VI.1. Liste des espèces de Thysanoptères identifiées sur dans la région d'étude

Ordre	S/O	Famille	espèce	
THAYSANOPTERA	TERENRANTIA		<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)	
			<i>Frankliniella intonsa</i> (Trybom, 1895)	
			<i>Frankliniella bispinosa</i> (Morgan 1895)	
			<i>Frankliniella tritici</i> (Fitch, 1855)	
			<i>Frankliniella schultzei</i> (Trybom, 1910)	
			<i>Frankliniella fusca</i> (Hinds, 1902)	
			<i>Frankliniella</i> spp	
			<i>Thrips</i> spp	
			Thripidea	<i>Thrips tabaci</i> (Lindman, 1889)
				<i>Thrips major</i> (Uzel, 1975)
		<i>Thrips flavus</i> (Schrank, 1776)		
		<i>Thrips imaginis</i> (Bagnall, 1926)		
		<i>Thrips angusticeps</i> (Uzel, 1895)		
		<i>Thrips meridionalis</i> (Priesner 1926)		
		<i>Odontothrips karnyi</i> (Priesner, 1924)		
		<i>Tenothrips oninodis</i> (Bournier, 1962)		
		<i>Odontothrips loti</i> (Priesner 1926)		
		<i>Limothrips cerealium</i> (Haliday, 1836)		
		<i>Aeolothrips intermidius</i> (bagnall, 1934)		
		<i>Aeolothrips deserticola</i> (Priesner, 1929)		
		<i>Aeolothrips collaris</i> (Priesner, 1919)		
		Aeolothripidae		
		<i>Aeolothrips linaria</i> (Priesner, 1919)		
		<i>Aeolothrips fasciatus</i> (Linnaeus, 1758)		
		<i>Aeolothrips tenuicornis</i> (Bagnall, 1926)		
		<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)		
		<i>Melanthrips ficalbii</i> (Buffa, 1907)		
		Melanthripidae		
		<i>Melanthrips areolatus</i> (Priesner, 1936)		
		<i>Melanthrips hispanicus</i> (Pelikan, 1977)		
		<i>Melanthrips pallidior</i> (Priesner, 1919)		
		<i>Melanthrips libyscus</i>		
		<i>Haplothrips tritici</i> (Kurdjumov, 1912)		
		<i>Haplothrips nige</i> (Osborn, 1883)		
		Phlaeothripidae		
		<i>Haplothrips aculeatus</i> (Fabricius, 1903)		
		<i>Haplothrips</i> sp.		
		<i>Bolothrips icarus</i> (Uzel, 1895)		

VI.1.2. Classification des espèces identifiées

VI.1.2.1.Importance des familles de thrips au niveau des zones d'étude.

Le sous ordre des Terebrantia est représenté par la famille des Thripidae, qui compte 18 espèces, soit 52 % du total. 6 espèces font partie de la famille des Aelothripidae soit 18%. Quant à la famille Melanthripidea, elle est représenté par 5 espèces soit 15%, et en dernier, la famille des Phleaothripidae, représenté avec 5 espèces soit (15%). Le sous ordre des Tubulifera est représenté uniquement par une famille, celle des Phleaothripidae représentée par le genre *Haplothrips* (Figure V.1).

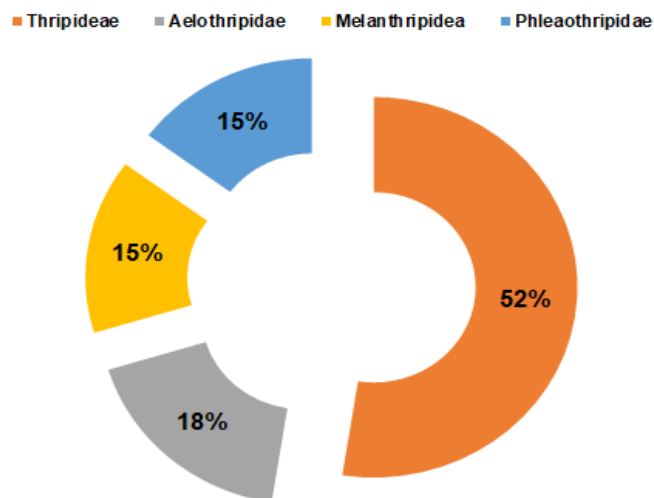


Figure VI.1. Importance des familles de thrips dans la région d'étude

En classant les quatre familles de Thrips, nous notons que la famille la plus abondante en effectif dans notre collecte est *Thripidae*, sous famille *Thripinae*, reconnue comme étant la famille qui abrite le plus grand nombre d'espèces de ravageurs. Cette famille se retrouve sur toutes les cultures étudiées, et au niveau de tous les sites de collecte (Figure V.2).

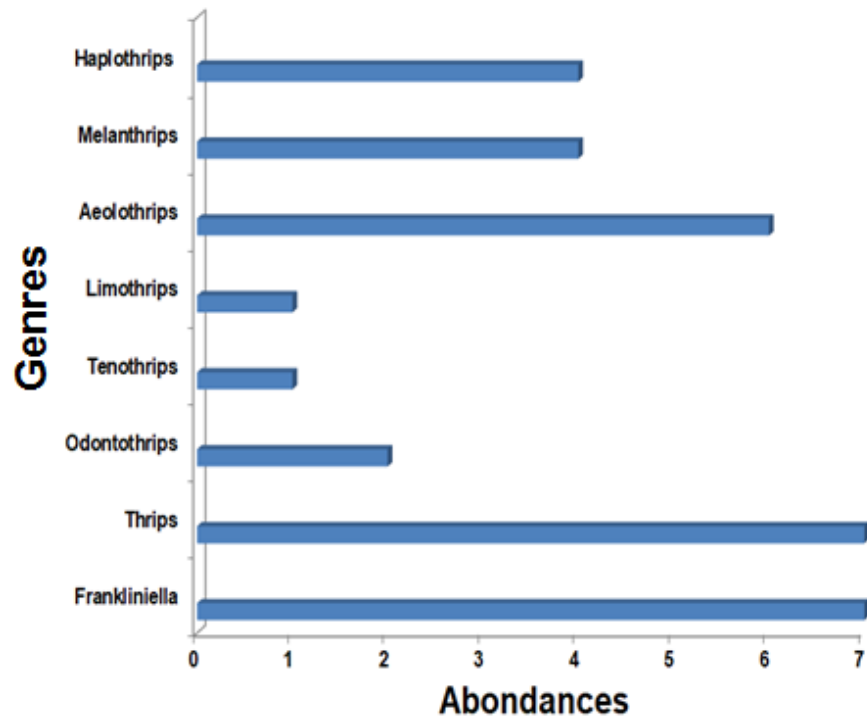


Figure VI.2. Importance des Genres de thrips dans la région d'étude

Les résultats de l'inventaire réalisés dans la région d'étude, révèle la présence de huit genres répartis sur quatre familles. La famille des Thripidae est la plus importante, soit 56% contenant cinq genres (Figure V.2).

VI.1.2.2. Diversité des Thrips suivant les zones d'études

Le genre *Frankliniella* est présenté par: *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella intonsa*, *Frankliniella bispinosa*, *Frankliniella tritici*, *Frankliniella schultzei*, *Frankliniella fusca*, *Frankliniella* spp. Le deuxième genre est représenté par: *Thrips* sp, *Thrips tabaci*, *Thrips major*, *Thrips flavus*, *Thrips imaginis*, *Thrips angusticeps*, *Thrips meridionalis*, *Odontothrips karnyi*, *Odontothrips loti*, *Tenothrips oninodis* et *Limothrips cerealium*. La famille Thripidae est la plus diversifiée et la plus riche en espèces avec plus de 290 genres, représentent un peu plus de deux mille espèces. La famille Thripidae est composée de deux sous famille *Thripinae* et *Dendrothripoidinae* réparties dans le monde entier [238].

Cette étude a permis la détermination de dix-huit espèces, appartenant à la famille des Thripidae. Parmi ces espèces nous citons *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*, espèces classées en liste de quarantaine.

Le genre *Aeolothrips* regroupe six espèces: *Aeolothrips intermidus*; *Aeolothrips deserticola*; *Aeolothrips collaris*; *Aeolothrips linaria*; *Aeolothrips fasciatus*. Dans la famille Aeolothripidae, la plupart des espèces sont des prédateurs. *Aeolothrips intermedius* espèce cosmopolite, connue par ses larves prédatrices [239].

VI.1.2.3. Type trophiques des espèces inventoriées

Il est important de connaître le régime alimentaire, lors de réalisation des inventaires (Figure VI.3), cela nous permettra d'avoir des renseignements sur :

- La spécialisation trophique ; si la ponte s'effectue dans la même zone où l'alimentation a lieu, ou sur une autre plante [240];
- Le régime alimentaire nous aide à comprendre la richesse de ce milieu en éléments d'une espèce donnée [241];
- La distribution spatiale ; le cycle que peut avoir une espèce [242].

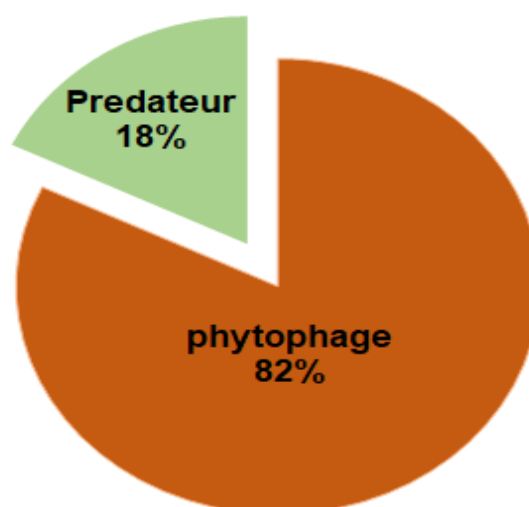


Figure VI.3. Type trophique des espèces inventoriées dans la région d'étude

Dans la famille des Melanthripidae, nous citons: *Melanthrips pallidior*, *Melanthrips fuscus*; *Melanthrips ficalbii* et *Melanthrip silybicus*, *Melanthrip sareolatus*, *Melanthrips hispanicus*, *Melanthrips ficalbii*, *Melanthrips areolatus* et *Melanthrips hispanicus*.

Le genre *Melanthrips* est principalement d'Europe avec quelques espèces en Afrique, en Inde et en Amérique du nord [243]. Plus de 60 espèces de cette famille sont des phytophages. Certaines espèces étant localement abondantes en Europe et en Amérique du Nord, il existe peu d'études sur la biologie de cette famille [239].

V.2. Evaluation de l'effet de la température sur l'abondance de *Thrips tabaci*

Le démarrage de la population de *Thrips tabaci* est assez long au niveau de Sidi Bel Abbés, comparé à Ain defla et Mostaganem. Les résultats montrent une augmentation progressive des abondances, allant de janvier jusqu'au mois de juillet. Au-delà de cette période l'évolution de la population des *Thrips tabaci* devient disproportionnelle par rapport à la température jusqu'à la fin du suivi.

La population de *T. tabaci* sur les feuilles a augmenté progressivement à partir de la 18^{ème} semaine pour la région de Sidi Bel Abbés et la 14^{ème} et 16^{ème} semaine respectivement pour Mostaganem et Ain defla. Le suivi des populations d'oignon a permis de constater une différence entre les trois régions. Nous avons noté, une première période au mois de janvier où le nombre de *Thrips tabaci* est très réduit vu les basses températures. Une deuxième période est observée au début mars, avec une légère augmentation du nombre. Une troisième période du mi-avril allant jusqu'à la mi-mai où nous avons noté des populations intensives de *Thrips* (Figure VI.4).

A Ain Defla, la population culmine deux fois en deux périodes : à la 10^{ème} semaine d'avril, et du mars et à la 23^{ème} semaine de juillet. A Mostaganem un pic est affiché à la 12^{ème} semaine au mois de mai, avec un effectif inférieur à celui enregistré à Ain defla. *Thrips tabaci*, marque un pic culminant, avec un effectif nettement plus inférieur. Pour la région de Sidi Bel Abbés à partir de la

19^{ème} semaine, nous observons une régression progressive de la population de *Thrips tabaci* (Figure VI.4). Notons que la dynamique des populations de thrips a été enregistrée à partir des feuilles pendant la période de croissance de la culture pour mettre en évidence le rôle des paramètres météorologiques sur la dynamique des Thrips. Le début de l'évaluation du nombre de *Thrips tabaci* sur oignon a commencé vers la mi-janvier, soit deux semaines après le repiquage des bulbes d'oignon. Cependant, un nombre réduit a été observé pour la région de sidi Bel abbés, contrairement à Mostaganem et Ain defla ou le nombre de *thrips tabaci* augmenté progressivement (Figure VI.4).

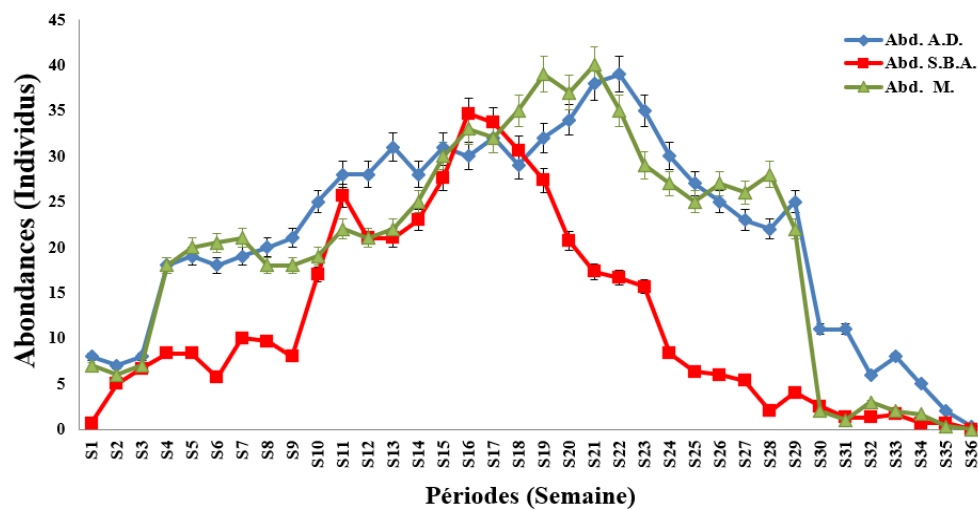


Figure VI.4. Dynamique des populations de *Thrips tabaci* (Lindemann 1889) au niveau Des trois régions d'étude

S : Sortie, Abd : Abondance, A.D. : Ain Defla, M : Mostaganem, S.B.A. : Sidi Bel Abbes.

La boîte à moustache (Figure VI.5), indique le changement des abondances des populations de *Thrips tabaci* pour les trois régions d'études. Le test ANOVA montre la présence d'une différence hautement significative ($p= 0.001$; $p \leq 0.001$) entre les abondances des régions en fonction des températures. Les valeurs des quartiles ($Q1=11$; $Q2=24$; $Q3=30$) indiquent que les abondances les plus importantes sont enregistrées au niveau de Ain defla. Celles de Sidi bel Abbes sont les plus faibles ($Q1=3.62$; $Q2=8.33$; $Q3=20.74$).

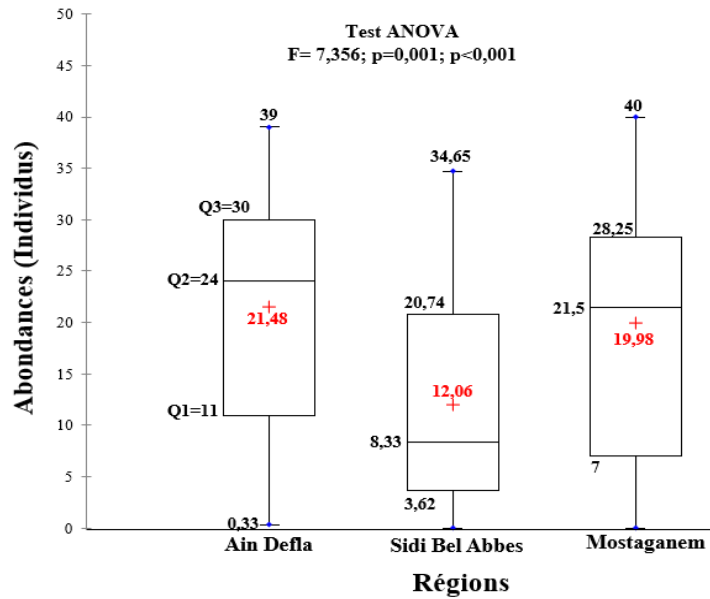


Figure VI.5. Effet comparée de la température minimale sur l'abondance de *Thrips tabaci* (Lindemann 1889) dans les trois régions étudiées.

La prise en compte de température minimale nous permet de comprendre le seuil minimal de l'espèce étudiée. La population de *T. tabaci* a été détectée dans les champs d'oignon initiés à partir de transplantations, à la mi-janvier avec un nombre très réduit. Dans le cas de Sidi Bel abbés, la population est très limitée. (Fig. 6 c). Dans la région de Ain defla et Mostaganem, avec une température minimale au mois de janvier et février (de 4.4°C à 5 °C). La population des Thrips a augmenté d'une manière linéaire (Figure VI. 6 a et b).

Exceptionnellement, nous avons laissé les plants d'oignon en place après maturité, afin de collecter le maximum de données (biotique et abiotiques) qui interviennent dans l'évolution du *T. tabaci*. Les pics de population de *T. tabaci* sont observés au mois de juillet pour Ain defla et Mostaganem.

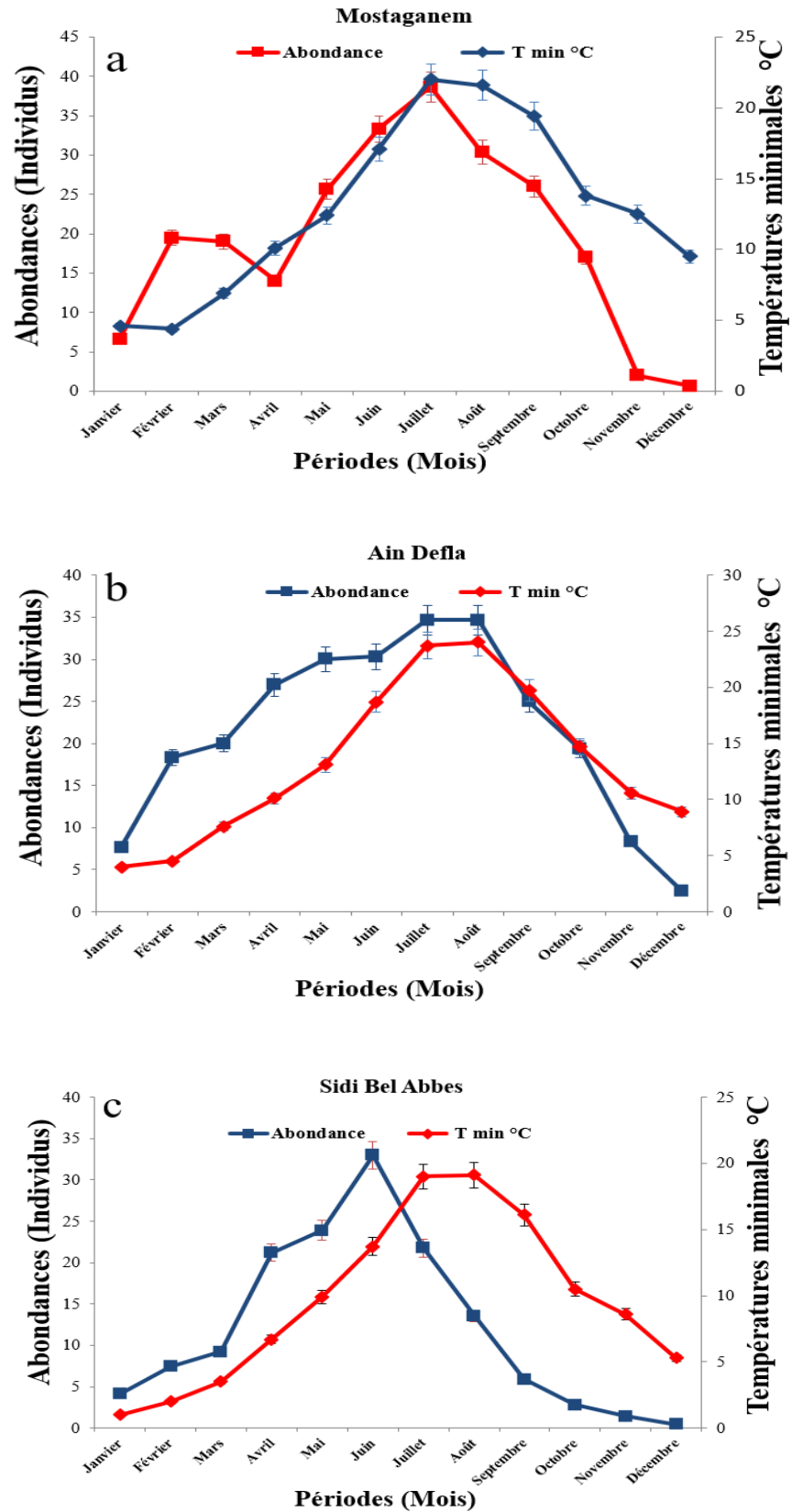


Figure VI.6. Evolution des populations de Thrips tabaci (Lindemann 1889) en fonction de la température minimale dans les trois régions d'étude

Pour ces deux régions, nous avons pu collecter des thrips au mois de septembre (Figure VI.6a et b). Après maturation, les plants d'oignon sont laissés au sol et ont régénéré suite aux précipitations survenues la fin août début septembre. Par la suite, nous avons remarqué une deuxième génération de *Thrips tabaci*, la population a chuté vers la fin d'automne. L'activité des thrips au niveau de Sidi Bel Abbes (Figure VI.6.c), s'est arrêtée avec une chute subite, quand la Température Minimale a atteint 13.7°C.

VI.3. Etude de la dynamique des principales espèces de thrips vectrices de virus dans les régions d'études

VI.3.1. Evaluation temporelle des abondances des thrips dans les différents sites d'études

VI.3. 1.1. Evolution des espèces de thrips sur solanacées

- Evolution des espèces de thrips sur Poivron

Trois espèces du genre *Frankliniella* ont été collectées sur poivron dans la région d'**Oran** à savoir : *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella fusca* et *Frankliniella spp.* Ces trois espèces appartiennent à la famille des Thripidea. La dominance de *F. Fusca* et *F. spp* est très nette. Ces deux espèces sont les principaux ravageurs qui s'installent en début de saison, tandis que *F. Occidentalis* espèce connue comme ravageur des cultures maraîchères, se trouve en début de saison, avec un effectif assez réduit comparée à *Frankliniella fusca* et *Frankliniella spp* aux deux autres espèces (Figure VI. 7. a).

- Evolution des espèces de thrips sur Pomme de terre

D'après la Figure VI.7.b, nous remarquons une nette progression des espèces de thrips suivant l'évolution du stade phénologique de la plante. Les espèces collectées à **Mascara**, sont : *Thrips tabaci*, *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella schultzei* et *Thrips angusticeps*. Les populations de *Frankliniella*

occidentalis et *Frankliniella schultzei* culminent le 30 Mai période de floraison. *Frankliniella schultzei* se présente avec un effectif très important, avec un taux de 50% suivi par *Frankliniella occidentalis* avec un taux de 19%. *Thrips angusticeps* est une espèce qu'on rencontre souvent sur pomme de terre, présente avec un taux de 17% alors que *Thrips tabaci* affiche un taux de 10%. *Thrips angusticeps* se manifeste d'une manière timide, dans le temps de marquer le pic et le nombre de cette population étant très réduite comparé à *Frankliniella schultzei* (Figure VI.7.b).

- Evolution des espèces de Thrips sur Tomate

D'après la figure IV.7.c, on note la dominance du genre *Frankliniella* avec les espèces *F. occidentalis*, *F. bispinosa*, *F. tritici* et *F. fusca* à **Mostaganem**. La présence de *Frankliniella tritici* est marquée, par un effectif très important suivi de *Frankliniella occidentalis*. Ces deux espèces ont culminé à la même période le 30 Mai (période de floraison). A cette étape du stade phénologique de la tomate, on observe une légère croissance de population pour *F. bispinosa* et *F. fusca*.

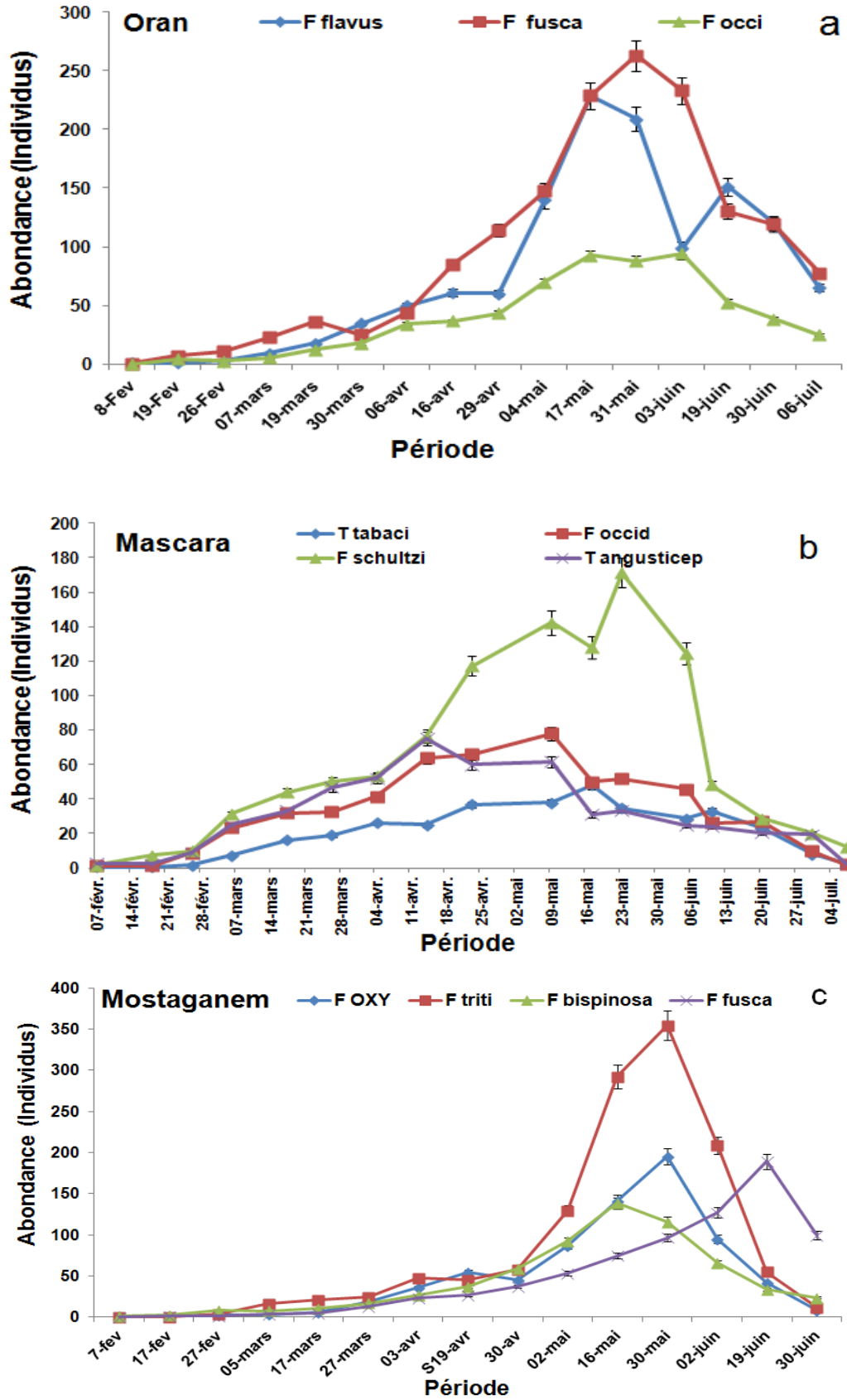


Figure IV.7. Variation temporelle des abondances des thrips en fonction descultures (Poivron, pomme de terre, tomate)

VI.3.1.2. Evolution des Thrips sur cucurbitacées et Asteraceae

Sur cucurbitacées (melon, pastèque et concombre), nous avons collecté trois espèces de thrips: *Thrips tabaci*, *Frankliniella occidentalis* et *F.spp.* Sur Asteraceae (laitue), nous avons collecté *Frankliniella occidentalis* et *F.spp* (Figure VI.8.).

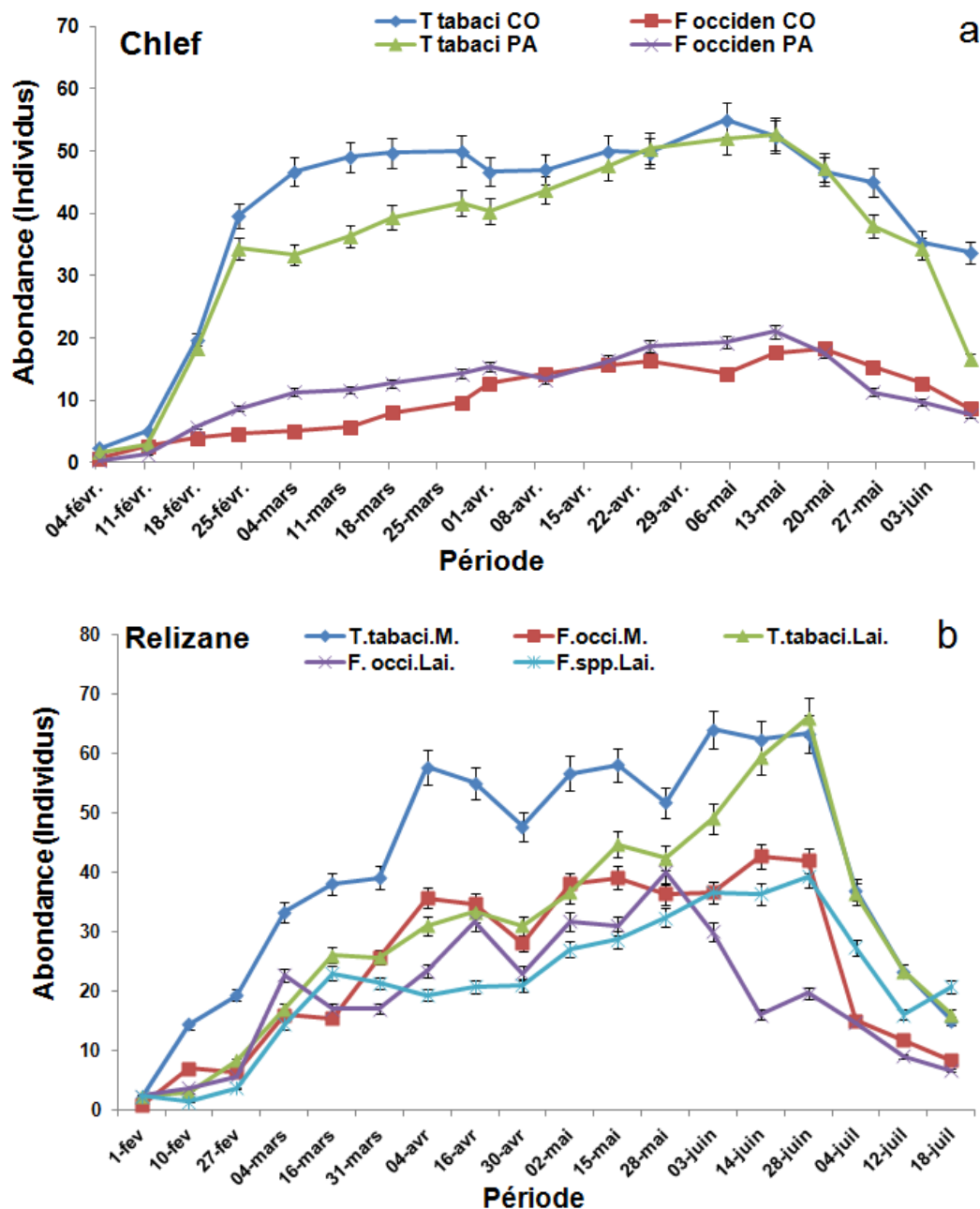


Figure VI. 8. Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Melon, Pastèque, Concombre, Laitue)

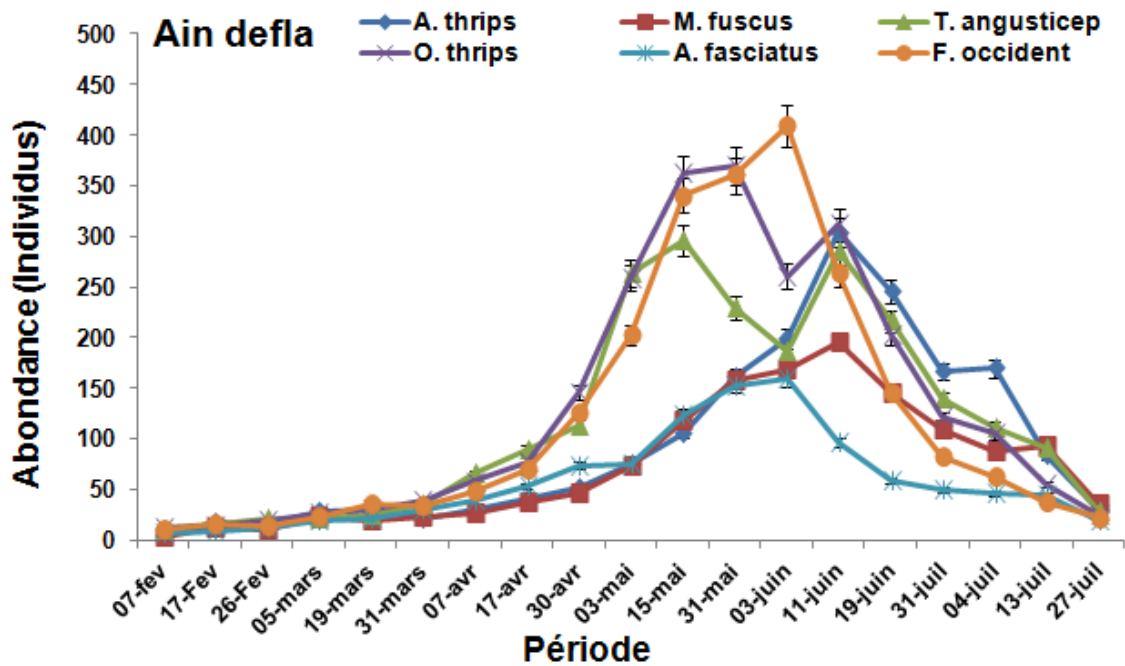
M.: melon, P A.: pastèque, CO: concombre, Lai: Laitue

Au niveau de **Relizane**(FigureVI. 8 b),*Frankliniella spp* est collectée sur laitue. *F. occidentalis* et *thrips tabaci* espèce très polyphages. Le concombre attire un nombre important de *thrips tabaci*(37%).La même espèce est retrouvée sur melon (30%) et sur pastèque (29%). Cette espèce est présente dès le début des stages végétatif sur concombre et pastèque, et culmine à deux périodes, en premier Avril et le 6 Mai.

Thrips tabaci affiche une abondance assez marquée.Sur melon se présente avec des effectifs important dès le début de la culture. Tandis que la même espèce sur Laitue, elle présente une abondance élevée (25%). *F. occidentalis* sur melon enregistre une abondance progressive de16%. En fonction de la culture, plusieurs pic, sont notés, mais affiche une chute vers le 30 juin accompagnée d'une baisse de la population. *F occidentalis* 10% sur laitue sa présence est assez puis décline assez tôt vers le 28 mai(FigureVI. 8 b).

VI.3.1.3. Evolution des espèces de thrips sur Fabacées

Parmi les 6 espèces identifiées, sur fève au niveau de **Ain defla**;l'espèce la plus dominante est *Frankliniella occidentalis*. Elle s'attaque aux feuilles et aux fleurs. *Aeolothrips intermidius* est très répondue, Il s'agit d'un thrips cosmopolite, floricole.En comparant les espèces les plus dominantes, *Odontothrips karnyi*, culmine vers le mois de mai. On note que *frankliniellaoccidentalis*culmine le 31 Mai et présente une abondance de 36% comparée aux autres espèces collectées sur fève.*Aeolothrips collaris*représente 8% et *Odontothrips karnyi*avec 16%(Figure VI.9.).



09iFigure VI. 9. Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Fève)

VI.3.1.4. Evolution des espèces de thrips sur Liliacées et Alliacées

Le suivi des populations dans les parcelles d'oignon et d'ail dans la région **Saida** a permis de constater une grande différence entre les deux cultures. Une première période en mois de janvier où le nombre de *Thrips tabaci* est assez réduit. Une deuxième période est observée au début de mars avec une légère augmentation du nombre. Une troisième période intensive débutant en mi-avril allant jusqu'à la mi-mai (Figure VI.10.). Le démarrage de la population de *thrips tabaci* est assez long sur oignon, contrairement à l'ail. La population culmine deux fois en deux périodes (18 mars et 24 avril). Sur l'ail la population de *Thrips tabaci*, marque un pic, avec un effectif nettement plus inférieur. Du 26 mai au 09 juin, on note une baisse de la population de *Thrips tabaci* sur oignon. Pour l'ail La périodes du 05 mai au 09 juin, avec une baisse remarquable du nombre du *thrips tabaci* (Figure VI.10).

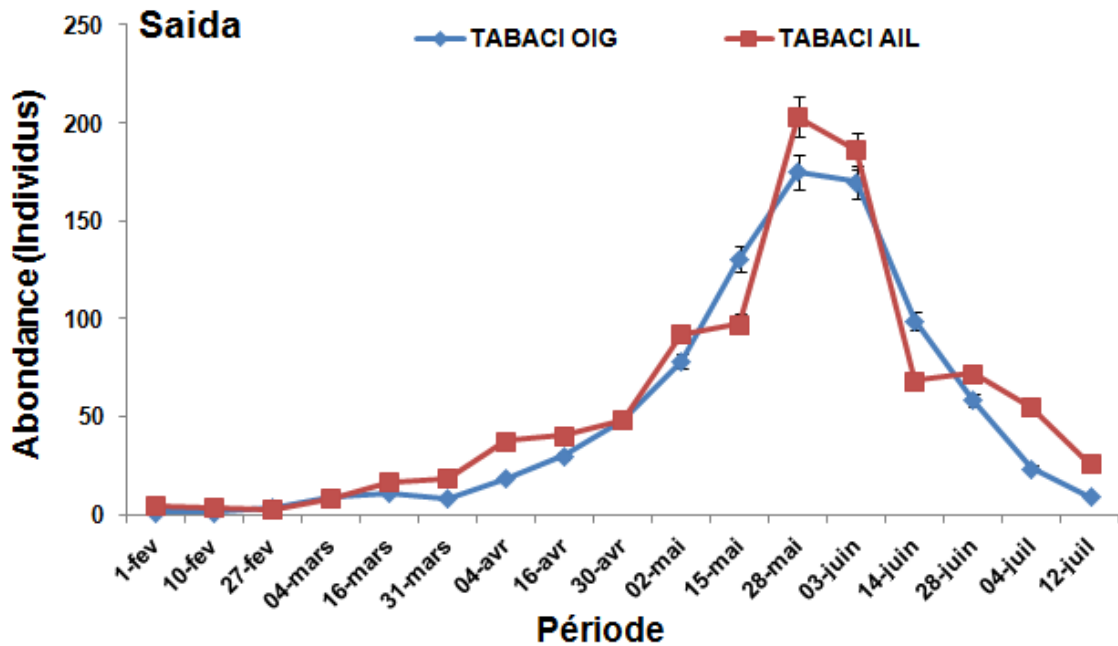


Figure V. 10. Variation temporelle des abondances des thrips en fonction descultures (Oignon, Ail)
OIG: Oignon

VI.3.1.5. Evolution des espèces de thrips sur Rosacées

ATlemcen, nous avons identifié cinq espèces du même genre : *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella atritici*, *Frankliniella intonsa*, *Frankliniella bispinosa*, et *Frankliniella schutzei*. Parmi les cinq espèces, on note l'abondance très marquée de *Frankliniella bispinosa*, avec un effectif atteignant 270 individus soit un taux de 44%, suivie par *F. atritici*, *F. schutzei*, *F. Occidentalis* et *F. intonsa* avec respectivement des taux de 22%, 18%, 12% et 8%. Le genre *Frankliniella* est présent avec des effectifs importants, dépassant les 100 individus, le cas de *F. occidentalis*, *F. atritici* et *F. schutzei*. *F. intonsa* se présente sur fraise avec un effectif important, mais assez faible comparé aux autres espèces. Les cinq espèces collectées sur fraise sont présentes sur la culture depuis le début de la végétation, avec des populations très réduites. Au moment de la floraison (19 mars), on observe une augmentation des effectifs de thrips, et l'évolution se poursuit, en fonction du stade phénologique de la plante (Figure VI.11).

Le deux genre *Thrips* et *Frankliniella* appartenant à la famille des Thripidae sont présents dans toutes les régions d'étude et sur la majorité des cultures échantillonnées.

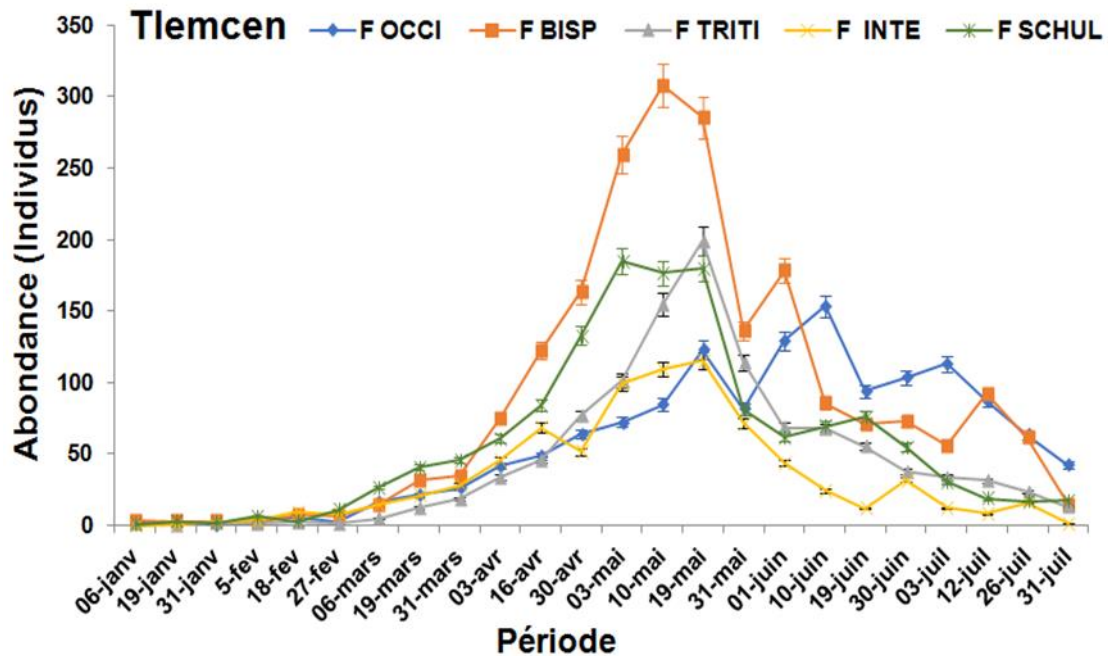


Figure V. 11. Variation temporelle des abondances des thrips en fonction des cultures (Fraises)

VI.3. 2. Projection spatio-temporelle des populations des thrips

L'analyse en composantes principales effectuée avec PAST vers 1.95 est satisfaisante dans la mesure où plus de 90% de la variance sont exprimés sur les deux premiers axes.

La projection des variables par l'axe 1(74,88%) montre que l'abondance, de *Frankliniella occidentalis* se rapproche de celle de *Frankliniella fusca* et se distinguent de l'abondance de *Frankliniella spp.* L'axe 2 (4,25 %) désigne l'effet temporel sur l'abondance où le facteur temps montre que l'abondance reste limitée de la première semaine jusqu'à la huitième semaine. Au-delà de cette période, nous notons une augmentation jusqu' la quinzième semaine de suivi(Figure VI. 12 .a).

La figure VI.12. b, montre d'une part une similarité entre l'abondance de *Frankliniella occidentalis*, *Aelothrips fasciatus*, *Odontothrips loti*, et *thrips angusticeps*, d'une autre part, nous remarquons une similitude entre *Melanthrips fuscus* et *Aelothrips collaris*. Les mêmes résultats exhibent que l'abondance de ces espèces est très importante, entre la dixième et la dix-septième semaine de suivi (Figure VI.12 .b).

L'analyse en composantes principales (ACP) effectuée sur l'abondance de *Thrips tabaci* évaluée sur oignon et ail (Figure VI. 12.c), dévoile une distinction entre l'abondance de *thrips tabaci* sur les deux cultures citées. L'effet temporel sur l'abondance étale que l'abondance reste faible de la première semaine jusqu'à la neuvième semaine. Au-delà de cette période, nous signalons un accroissement jusqu' la quinzième semaine de suivi (Figure VI.12 .c).

La projection de l'ACP sur l'axe 1 (80,04%), présente une certaine ressemblance entre *Thrips tabaci* et *Frankliniella schultzei*, quant au *Thrips angusticeps* et *Frankliniella occidentalis*, on note une différenciation d'abondance. Cependant le deuxième axe 2 (11,87%), désigne l'effet temporel sur les abondances des espèces en fonction du temps (Figure VI.13 .a).

Suite aux projections des variables sur les deux axes de l'ACP, nous constatons qu'il y a une similarité entre les abondances de *Frankliniella intonsa*, *Frankliniella Schultzei*, *Frankliniella bispinosa* et *Frankliniella tritici*. Il est à noter aussi qu'il y a une dissemblance avec l'abondance de *Frankliniella occidentalis* (Figure VI.13 .b). La figure étale que l'abondance des espèces de thrips est très importante, entre la dixième et la vingtième sortie (Figure VI. 13.b)

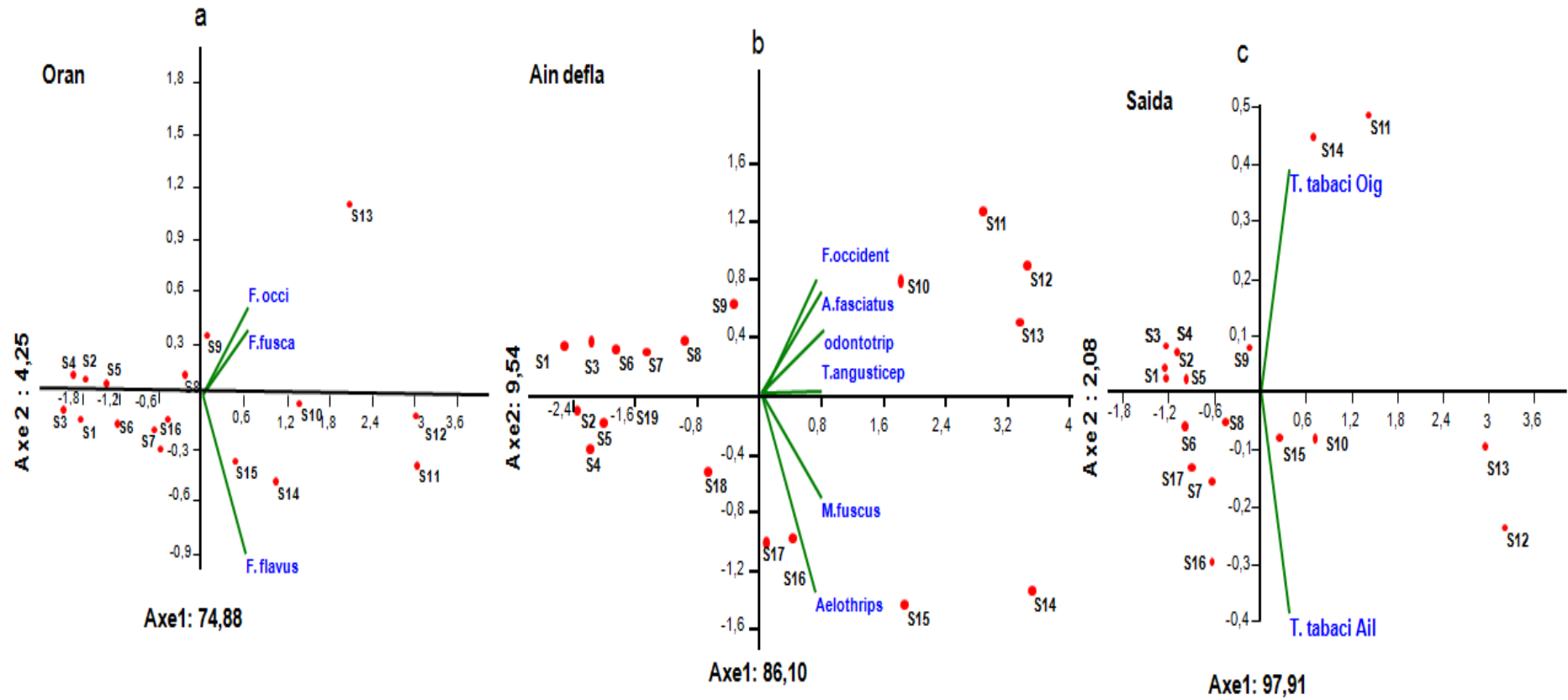


Figure VI.12. Projection des abondances des thrips

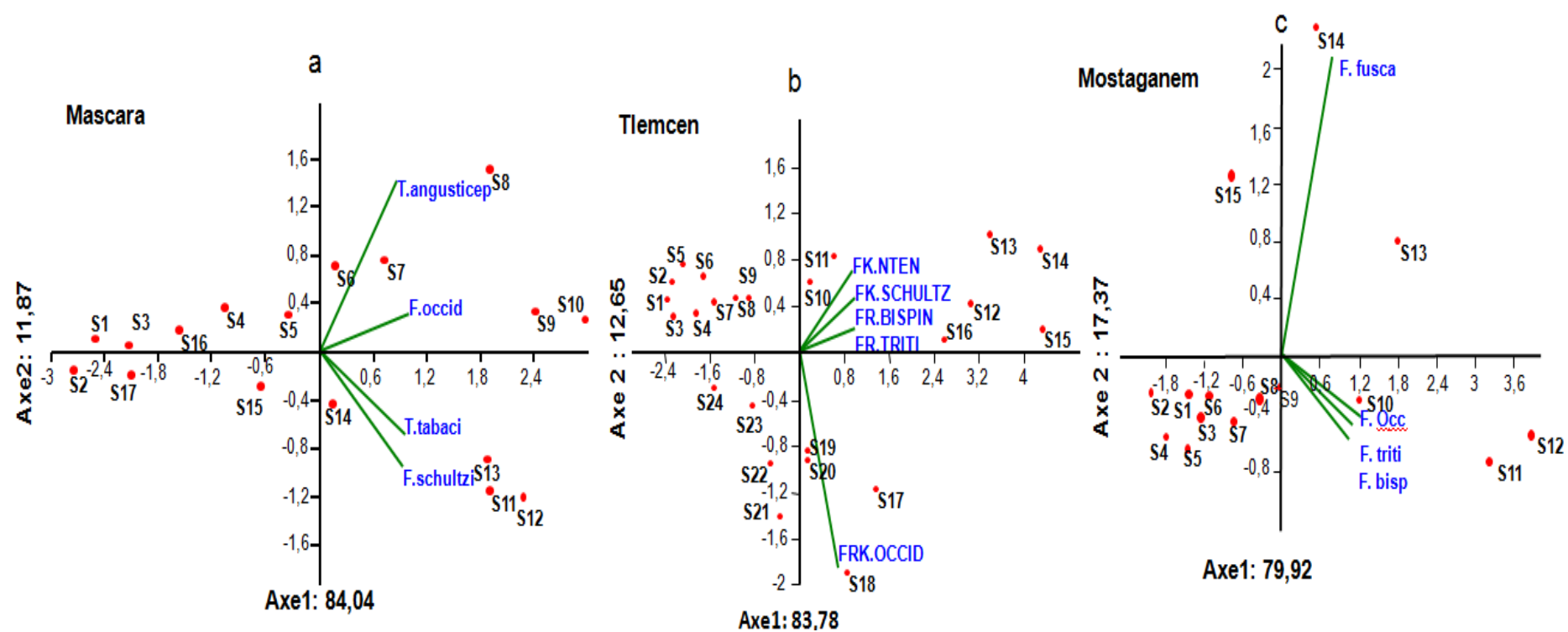


Figure VI.13. projection des abondances des thrips

La projection des variables par l'axe 1 (79,92%), montre que l'abondance, de *Frankliniella occidentalis* se rapproche de celle de *Frankliniella fusca* et celle de *Frankliniellabispinosa* et se distingue de l'abondance de *Frankliniella spp.* L'axe 2 (17,37 %), désigne l'effet temporel sur l'abondance où le facteur temps montre que l'abondance reste limitée de la première semaine jusqu'à la huitième semaine. Au-delà de cette période, nous notons une augmentation jusqu' la quatorzième semaine de suivi (Figure VI.13 .c).

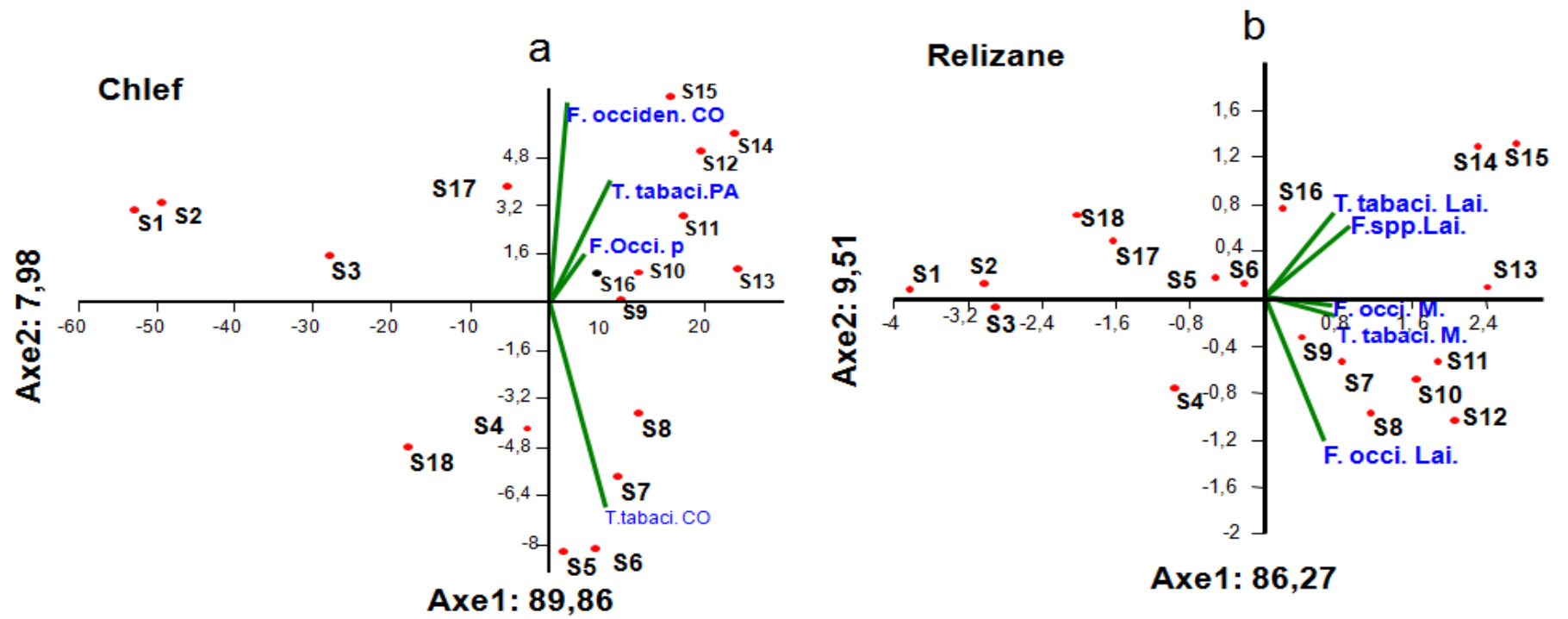


Figure VI.14. Projection des abondances des thrips

L'analyse en composantes principales sur les deux axes de l'ACP est satisfaisante dans la mesure où plus de 90% de la variance sont exprimés sur les deux premiers axes. L'axe 1 (86,27 %) montre une certaine distinction entre l'abondance des espèces étudiées, il est à noter aussi qu'il y a une similitude entre *Frankliniella spp* et *Thrips tabaci* sur laitue. Le même cas est noté pour *Frankliniella spp* et *Thrips tabaci* sur melon. La même projection démontre que l'abondance des thrips est très importante, entre la septième semaine et la seizième semaine de suivi (Figure IV. 14 .b).

Suite aux projections des variables sur les deux axes de l'ACP, nous constatons qu'il y a une différence moyennement importante entre les abondances des espèces étudiées. *Thrips tabaci* et *Frankliniella occidentalis* évoluent sur Pastèque et Concombre. Il est à signaler aussi qu'il y a une similitude entre *Thrips tabaci* et *Frankliniella occidentalis* sur Pastèque (Figure IV. .a). La figure montre que l'abondance des thrips est très importante, entre la cinquième semaine et la seizième semaine de suivi (Figure IV.14.a).

VI.3. 3. Impact des cultures sur l'abondance des populations des thrips

Nous avons appliqué le modèle GLM, aux individus de thrips de manière à étudier l'influence du temps sur les abondances des espèces étudiées. Les abondances de thrips présentent une différence hautement significative ($P=0,000$; $p<0,001$) durant toute la période de suivi (Figure VI.15. a, c, e). La lecture des résultats montrent une progression continue, jusqu'à la douzième semaine au-delà de cette période, nous remarquons une nette régression jusqu'à la fin du suivi.

Les résultats indiquent une différenciation très importante ($P=0,000$; $p<0,001$) entre les abondances des espèces étudiées, ou nous remarquons que l'abondance la plus marquée est signalé chez *Frankliniella fusca* suivie par *frankliniella spp* et en dernier *frankliniella aoccidentalis* avec une abondance plus au moins faible (Figure VI.15. b).

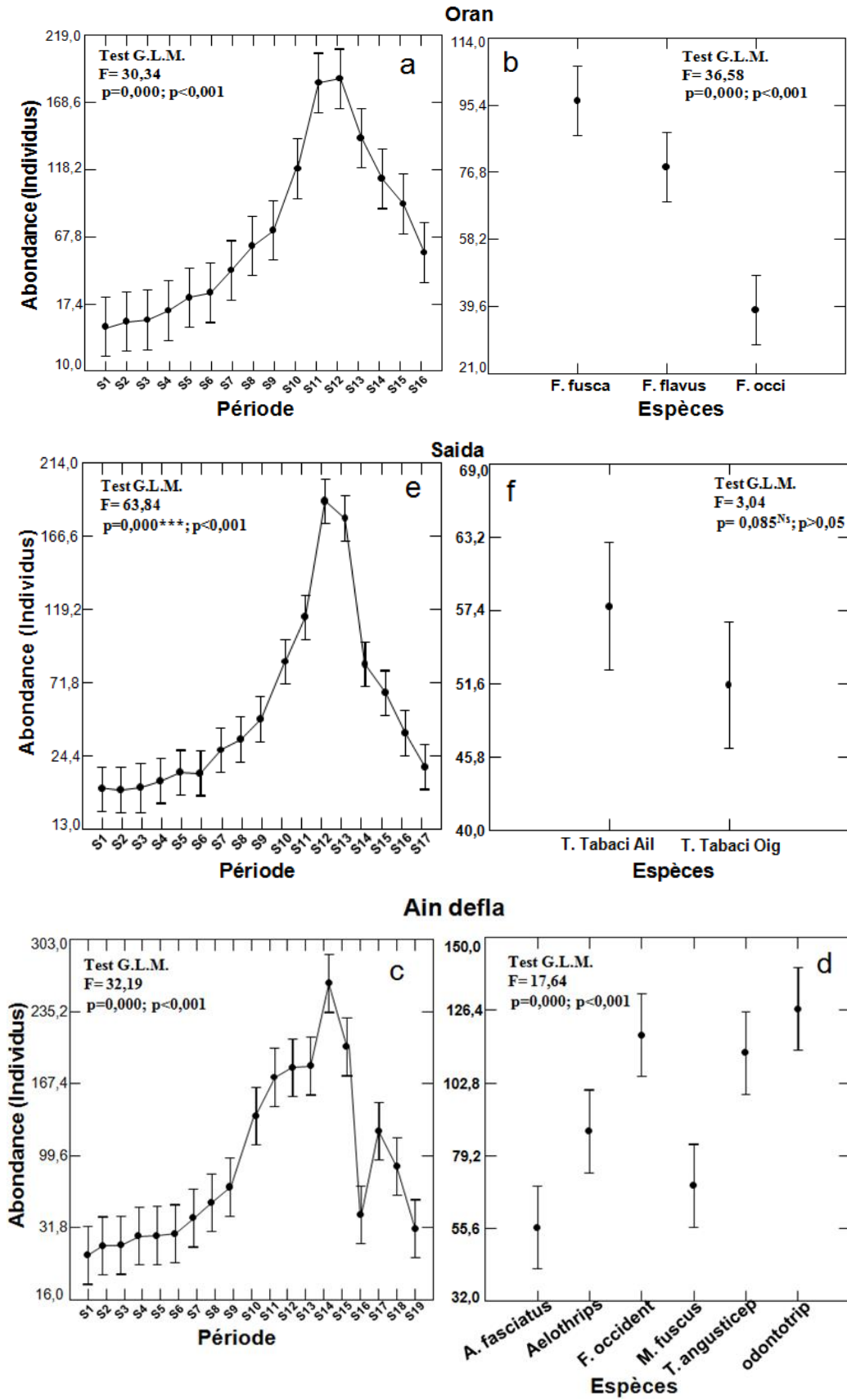


Figure VI.15. Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction des régions d'études

La figure VI.15.d, étale que l'abondance la plus forte est observé chez *Odontothrips loti*, tandis que l'abondance la plus faible est enregistré chez l'espèce *Aelothrips fasciatus*.

Le modèle GLM appliqué aux individus de *Thrips tabaci*, affiche une différence non significative ($P=0,085$; $p>0,05$) entre l'abondance de cette espèce sur l'ail et l'oignon. Les mêmes résultats montrent que l'abondance la plus importante est enregistrée sur l'ail (Figure VI.15. f).

Les figures IV. VI.16.a, c, e, montrent une différence hautement significative ($P=0,000$; $p<0,001$) entre les abondances de différentes espèces de thrips étudiées en fonction du temps.

Les résultats dévoilent une distinction remarquable ($P=0,000$; $p<0,001$) entre les abondances des espèces étudiées, où nous remarquons que l'abondance la plus importante est signalé chez *Frankliniella schultzei* tandis que l'abondance la plus faible est observée pour *Thripstabaci* (Figure VI.16.b).

La figure IV.16.d, étale que l'abondance la plus forte est observé chez *Frankliniella bispinosa* suivie par *frankliniella occidentalis* et *Frankliniella schultzei* puis *Frankliniella tritici* et en dernier *frankliniella intonsa* avec une abondance la plus faible.

La lecture des résultats étalent que l'abondance la plus distinguée est enregistré par *Frankliniella tritici* alors que la plus faible est observée chez *Frankliniella bispinosa* (Figure VI.16. f).

Les figures VI.17.a, c démontrent que les abondances de thrips présentent une différence hautement significative ($P=0,000$; $p<0,001$) durant toute la période de suivi. Les résultats dévoilent une augmentation continue, jusqu'à douzième semaine au-delà de cette période, nous remarquons une nette diminution jusqu'à la fin du suivi.

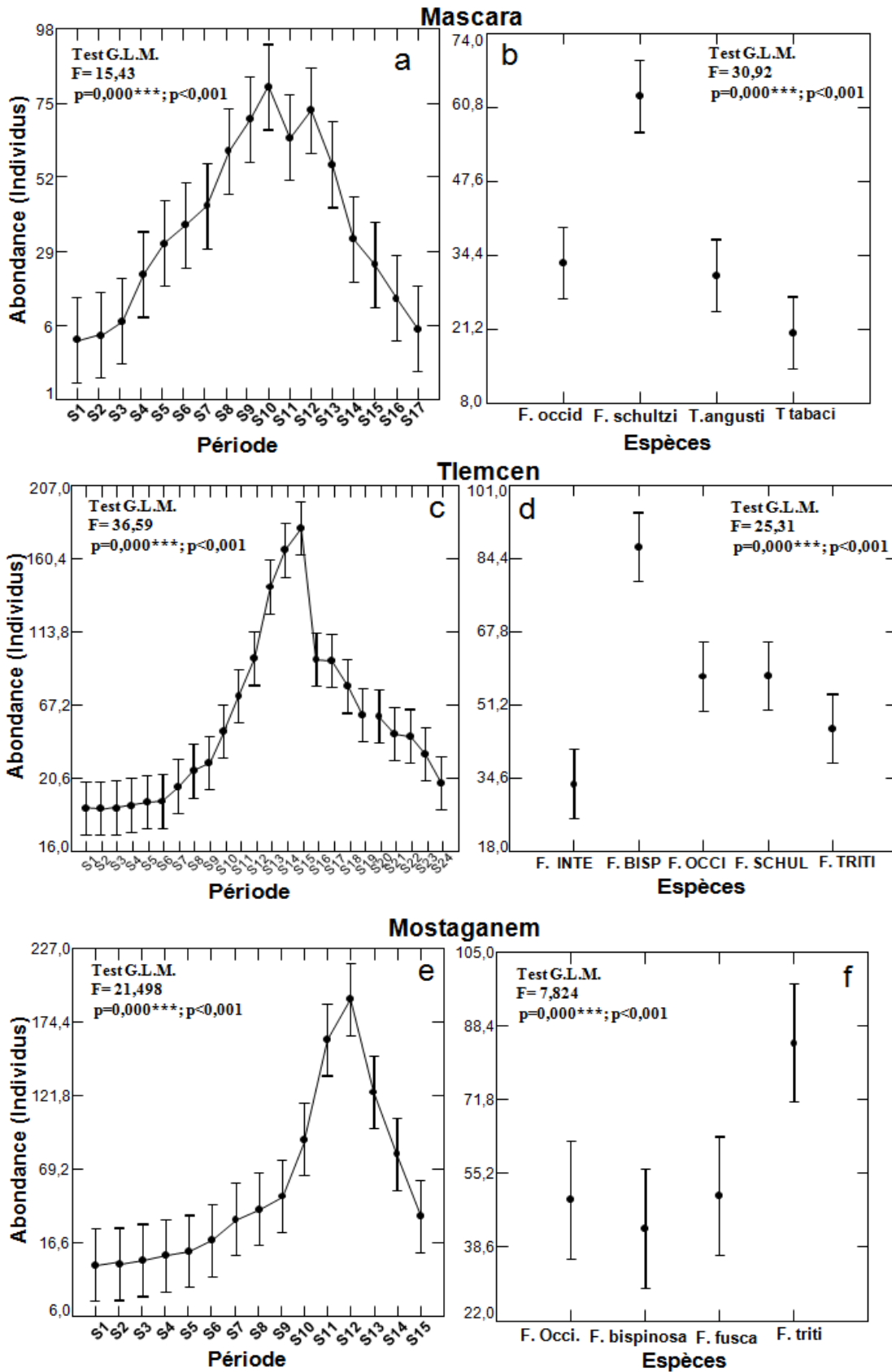


Figure VI.16. Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction des régions d'études

Les résultats expriment une distinction nette ($P=0,000$; $p<0,001$) entre les abondances des espèces suivi, où nous observons que l'abondance la plus marquée est signalé chez *Thripstabaci* tandisque l'abondance la plus faible est observé chez *frankliniella aoccidentalis* (Figure VI.17.b).Le modèle (GLM) applique aux individus de *Thrips tabaci*, affiche une différence significative ($p=0,000$; $p<0,001$) entre l'abondance de cette espèce sur melon et laitue. La lecture des résultats montrent que l'abondance la plus importante est enregistrée chez *Thripstabaci* sur melon (Figure VI.17.d).

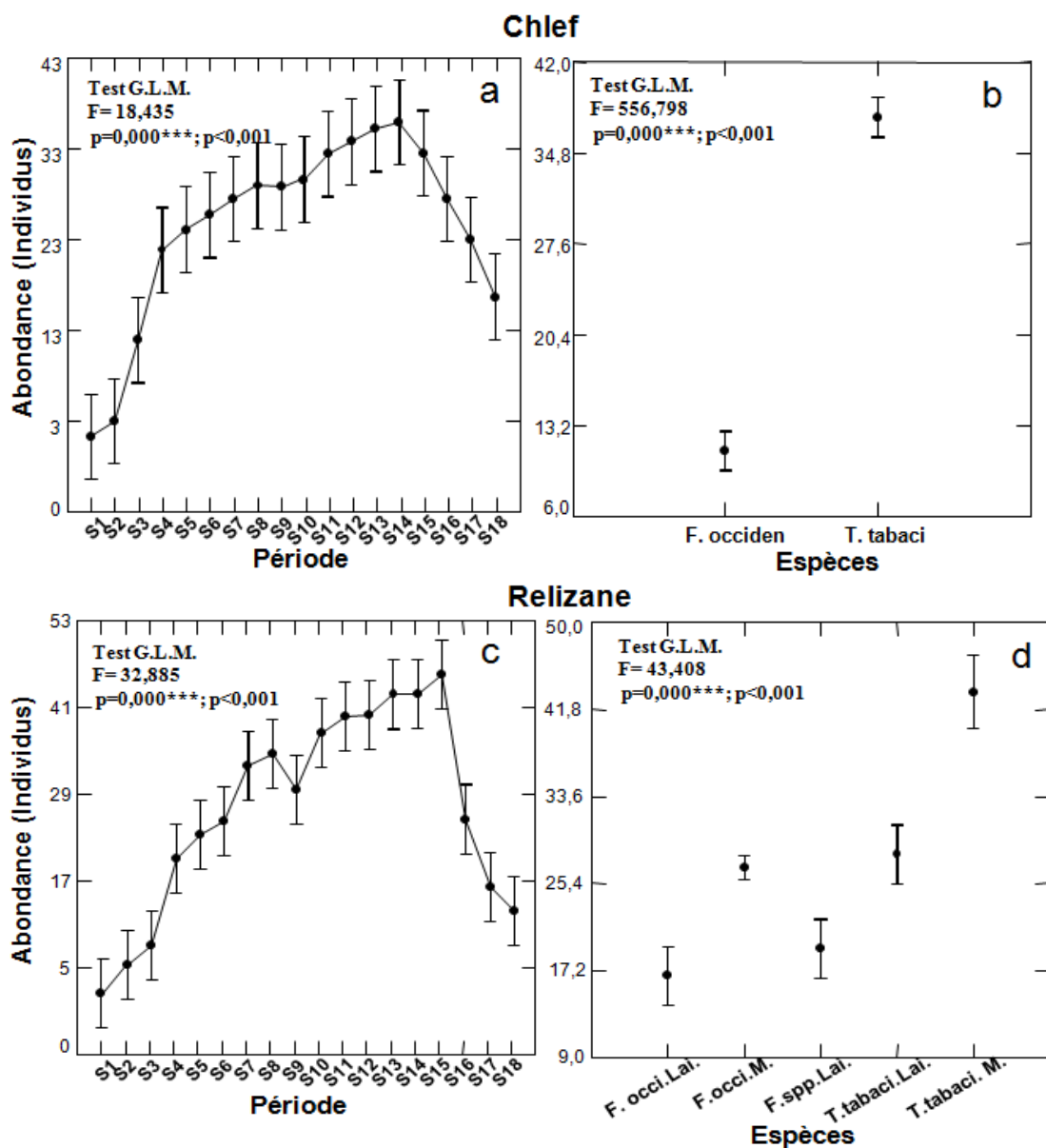


Figure VI.17. Fluctuation temporelle des populations de thrips en fonction des régions d'études

Par comparaison des abondances des différentes espèces vectrices de virus, nous observons que l'abondance la plus importante est signalée chez *Frankliniella fusca* alors que l'abondance la plus faible est observée chez *Melanthrips fuscus* (Figure VI.18.a).

La lecture des résultats, indique une nette abondance sur fève comparés aux autres spéculations (Figure VI.18.b).

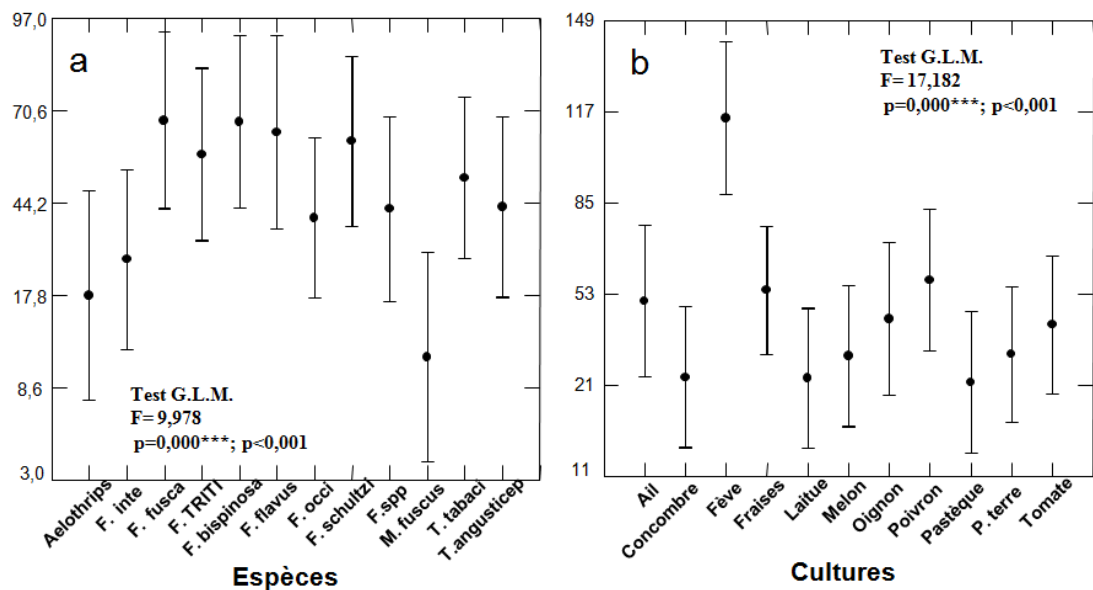


Figure VI.18. Étude comparative des abondances des thrips en fonction des cultures

CHAPITRE V

DESCUSSION GENERALE

Chapitre VI

DISCUSSION GENERALE

L'Algérie est un pays soumis à l'influence conjuguée de la mer, du relief et de l'altitude. Le climat est de type méditerranéen, considérée comme un facteur déterminant en raison de son importance dans l'établissement, l'organisation et le maintien des écosystèmes [245]. On distingue du nord au sud le système Tellien, les Hautes Plaines steppiques et le Sahara. Avec ses régions écologiques, l'Algérie possède une grande diversité faunistique et floristique [220].

Néanmoins la connaissance de cette diversité reste très limitée, notamment sur l'introduction des espèces nuisibles. L'agriculture en Algérie particulièrement les cultures sous serres offrent une diversité de production de légumes de haute valeur ajoutée ; mais, l'intensification des systèmes de production et la monoculture, a favorisé la sélection des ravageurs, en particulier les Thrips.

Aujourd'hui, on peut se demander quels sont les facteurs qui sont à l'origine de la diversité des thrips ? Pourquoi des cultures attirent des espèces déterminées de thrips et pas d'autres ? La spécialisation que l'on rencontre chez de nombreux insectes phytophages existe-t-elle pour ce groupe ?

Quels sont les mécanismes qui sont à l'origine des associations entre les thrips vecteurs de virus et la plante hôte ? Peut-on prévoir une transmission de virus par les espèces vectrices ? Connaître les mécanismes d'acquisition du virus par l'adulte ou par la larve. Savoir si la plante hôte est site d'alimentation, Ou de reproduction.

Autant de questions qui rejoignent la problématique de plusieurs recherches, entamées depuis le début du 20^{ème} siècle pour étudier la diversité, la biologie et la bioécologie de ce groupe si mystérieux.

Cette première étape réalisée dans l'étude des thrips, inféodés aux cultures maraîchères dans la région ouest du pays, nous a permis de mettre en évidence 35 espèces dont les familles sont : Thripidae, Aeolothridae, Melanthripidae appartenant à l'ordre des Terebrantia et la famille Phlaeothripidae appartenant à l'ordre des Tubulifera.

Diversité des espèces de Thrips collectées

D'après les résultats de l'inventaire, il en ressort 2800 individus dont 35 espèces réparties en 4 familles et 8 genres. L'inventaire réalisé est assez diversifié. Un total de 3800 individus appartenant aux deux sous ordres des Terebrantia et Tubulifera. La famille Thripidae (Terebrantia) est la plus représentée et la plus diversifiée (52%). La famille Phlaeothripidae (Tubulifera) figure avec un taux de 15%. Quant aux deux familles, Aeolothripidae et Melanthripidae (Terebrantia), elles représentent respectivement 18% et 15%. Sur un total collecté de Trent cinq espèces, dix-huit appartiennent à la famille de Thripidae.

Sur le plan économique, *F. occidentalis* et *T. tabaci* sont les espèces présentes sur la plupart des cultures. Ces deux espèces ont un comportement cosmopolite et sont très polyphages, causant des dégâts importants sur cultures. *Frankliniella Occidentalis* est présente en nombre important sur la majorité des cultures étudiées [246]. *Thrips tabaci*, cause des dégâts considérables notamment sur oignon [247]. *Frankliniella occidentalis et Thrips tabaci* sont déjà signalées en Algérie par Benmessaud (2010) [39], au niveau de l'Algérois, par la suite par Toudji (2013) [40], au niveau de Biskra, Blida Tipaza, Ain Defla, et par Kouti (2017), sur Agrumes sur régions centre et Est. Malgré la réalisation de plusieurs études sur ces deux espèces, jusqu'à présent elles ne sont pas encore déclarées en Algérie. Certes *F. occidentalis* figure sur la liste (A) et *T. tabaci* n'est pas encore classé. Ces deux espèces sont classées en liste quarantaine en Europe, Australie, Amérique, en Tunisie et au Maroc.

Actuellement avec 6271 espèces décrites à travers le monde, les thrips forment l'ordre des Thysanoptères. Ce dernier est divisé en deux sous-ordres : les Térébrantia et Tubulifera. Térébrantia comprend huit familles : les Aeolothripidae (214 espèces), les Fauriellidae (5 espèces), Heterothripidae (89 espèces), Melanthripidae (67 espèces), Merothripidae (17 espèces), les Stenurothripidae (6 espèces), les Thripidae (2100 espèces) et Uzelothripidae (1 espèce). Tubulifera figure avec une seule famille, Phlaeothripidae, comprend 3550 espèces [248].

En classant les quatre familles, on constate que la famille la plus abondante en effectif est Thripidae, sous famille *Thripinae*. C'est la famille qui abrite une grande diversité d'espèces de ravageurs. Cette famille est présente sur toutes les cultures étudiées, et au niveau de tous les sites de collecte [249]. Dans la famille Thripidae, nous avons identifié deux espèces du genre, *Odontothrips* à savoir : *Odontothrips loti* et *Odontothrips karnyi*. Le genre *Odontothrips* compte 32 espèces à travers le monde présente sur Fabacée et d'autres cultures [248].

La famille Aeolothripidae est représentée dans l'inventaire par six espèces, soit un taux de 18%. Le genre *Aeolothrips* comprend plus de 90 espèces et huit genres en tant que phytophages ou prédateurs. L'espèce *Aeolothrips intermedius* a été collectée avec un effectif très important sur plusieurs cultures. Les larves présentent un comportement prédateur, tandis que les adultes se nourrissent des graines de pollen [250 ; 251]. Les proies d'*Aeolothrips intermedius* peuvent être prédateurs des aleurodes et des psylles [252]. Ils se nourrissent à la fois de tissus floraux, de thrips et d'acariens. Cependant, certaines espèces sont presque uniquement phytophages. On les retrouve dans les régions plus chaudes du monde. [253 ; 254]. 50% des genres *Aeolothrips* sont limités aux pays tropicaux où les espèces peuvent être des prédateurs stricts.

Melanthripidae est la troisième famille présente dans notre échantillonnage avec cinq (5) espèces identifiées, soit 15%. La famille Melanthripidae, initialement classée comme sous famille des Aeolothripidae, puis reconnue en tant que famille [255]. Les 60 espèces de cette famille semblent toutes être phytophages, se nourrissant et se reproduisant dans les fleurs. Bon nombre de ces espèces semblent

être à la fois spécifiques à un hôte et bien que certaines espèces soient localement abondantes en Europe ou en Amérique du Nord, il existe peu d'études sur leur biologie et leur cycle biologique. La famille Melanthripidae représente une ramification précoce de la lignée des Thysanoptera. Les membres de cette famille conservent également d'autres états de caractère ancestral[256].

La famille Phlaeothripidae, est la seule appartenant au deuxième sous ordre des Tubelifera. Cette dernière comprend cinq espèces et deux genres, soit un taux de 15%. *Bolothrips*, est le seul genre collecté dans les régions d'étude. L'espèce *Bolothrips icarus* affiche un nombre d'individus très réduit. Les espèces des *Idolothripinae* se nourrissent de spores fongiques et ont un dimorphisme sexuel. Les mâles sont plus gros que les femelles[257]

Le deuxième genre *Haplothrips* comprend : *Haplothrips stritici*, *Haplothrips nige*, avec un nombre réduit d'individu. Ces espèces sont des hôtes spécifiques des *Asteraceae*, *Poaceae* et *Cyperaceae*[258]. Certaines peuvent être des prédateurs d'acariens ou de coccidés. Quelques espèces sont importantes en tant que pollinisateurs[259].

Nous avons collecté le genre *Haplothrips* dans la région d'Ain defla sur poirier, à Tlemcen sur cerisier et à Relizane sur Laitue. Les sites de collectes sont des sites localisés en altitude présentant des températures assez basses. Le nombre collecté de ce genre est de 15 individus pour les quatre espèces. Dans ce cas, probablement, les conditions climatiques qui représentent une entrave. Une autre hypothèse peut être émise, les basses températures ne favorisent pas la diversité de la flore. Ces espèces n'ont pas localisé une plante hôte pour s'alimenter et se reproduire. En effet la basse température ne préconise pas la formation de champignon source de nourriture pour le genre *Haplothrips*, ce qui explique le nombre réduit de ce genre dans les régions d'étude [259].

La famille Phlaeothripidae est riche en espèces, 3500 espèces classées en deux sous-familles, les *Idolothripinae* avec 700 espèces dans 80 genres, et les *Phlaeothripinae* avec 2800 espèces dans 370 genres. Il n'y a pas de classification formelle satisfaisante au sein des *Phlaeothripinae*. Ils vivent dans les zones tropicales et subtropicales, et aucune espèce ne semble résider à haute altitude. Très peu en montagnes, ni dans les régions subarctiques [259].

Nos résultats concordent avec différents travaux réalisés. Nous citons les travaux de Kouti (2018) et Benmassaoud et al. en 2010 [39] qui montrent l'existence d'une grande diversité, en Algérie

Plus de 6500 espèces et 750 genres [260], sont distribués dans le monde. Ils sont plus fréquents dans les régions tropicales plus chaudes, présentant ainsi une grande diversité. Leur nombre diminue plus on avance vers les régions plus froides. La diversité des Thysanoptères est partiellement connue, principalement en raison du peu d'études et de collecte dans les espaces naturels [254].

L'altitude, est un facteur abiotique dominant, il peut probablement affecter négativement la diversité des Thrips. Dans cette hypothèse, nous prédisons que les effets de l'altitude sont plus importants, que les effets du paysage. La diversité diminue au fur et à mesure qu'on s'élève en altitude [254].

Dans la présente étude, nous avons noté la présence de *Frankliniella occidentalis* sur plusieurs cultures, particulièrement sur solanacées, Cucurbitacées et rosacées sous serre et en plein champs [261]. Cette espèce est déjà signalée en 2013 par Toudji [40], à Biskra, Blida Oran et Mostaganem, et par (Benmassaoud-Boukhalfa et al. 2010) [39], Dans le littoral algérois. Jusqu'à présent sur environ, 6500 espèces de thrips décrites dans le monde, à peine 1 % sont considérés comme des ravageurs sérieux des cultures [261]. Les plus nuisibles et considérées comme des fléaux agricoles sont *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci* [262].

Frankliniella occidentalis est actuellement l'un des ravageurs le plus important sur le plan économique à l'échelle mondiale, attaquant un large éventail de cultures et reconnue vecteur de TSWV et INSV. Cela est dû aux dommages causés directement par son alimentation et la ponte et indirectement par la transmission de virus. Actuellement, six espèces sont classées vectrices du TSWV à savoir *Thrips tabaci*, *Frankliniella schultzei*, *Frankliniella Occidentalis*, *Frankliniella fusca*, *S. dorsalis*, et *Thrips setosus* [263]. *Frankliniella occidentalis* est l'espèce la plus étudiée de l'ordre des Thysanoptera depuis 1980. Cette espèce a poursuivi sa propagation dans le monde et est maintenant distribuée dans au moins 57 Pays [264 ; 265]

Thrips tabaci

Le genre *Thrips* est le plus important, avec 286 espèces répertoriées dans le monde [253]. *Thrips tabaci*, a été décrit pour la première fois en 1888 et serait originaire de la Méditerranée orientale. Le centre d'origine de sa plante hôte la plus importante est l'oignon (*Allium cepa*). C'est un ravageur cosmopolite avec une large gamme d'hôtes, infestant des plantes hôtes en Europe, en Amérique du Nord et du Sud, en Afrique, en Asie et en Australie. Ils appartiennent à l'ordre des Thysanoptera ; sous-ordre Terebrantia; famille Thripidae sous-famille Thripinae [253]. *Thrips tabaci* est actuellement le principal vecteur confirmé du virus. L'IYSV est un tospovirus économiquement important qui peut causer jusqu'à 100 % de perte de récolte [266].

Effet de température minimale sur les thrips

Les insectes, qu'ils soient bénéfiques ou nuisibles, jouent un rôle prédominant dans nos environnements agricoles en tant qu'ingénieur du sol, décomposeur de la matière organique, pollinisateur, ravageur ou agent de lutte biologique. Sachant que les insectes sont des organismes poïkilothermes[267], les changements climatiques devraient donc avoir une influence sur ces organismes.

En conséquence, Une faible variation de température peut modifier leurs activités métaboliques telles que la vitesse de développement, la taille, la longévité et la fécondité. Les études sur l'influence de l'augmentation des températures sur la dynamique des populations des insectes ravageurs des cultures, ont estimé des augmentations des dégâts causés aux cultures. Les conséquences se répercutent sur la productivité agricole et la sécurité alimentaire[268].

La température peut être considérée comme une solution préventive ?

Efficace ? Délicate ? Difficile à mettre en œuvre ?

Les réchauffements climatiques altèrent la succession dans le temps des éléments de cycle de vie des insectes. Des valeurs thermiques plus fortes ou plus faibles diminuent le taux d'éclosion des œufs, influencent la durée du développement, aussi bien embryonnaire que larvaire et aboutissent à une mortalité embryonnaire importante. De même, l'exposition des adultes à des températures extrêmes induit une diminution de la longévité [269].

Les températures trop basses ou trop élevées peuvent être létales, ou les insectes sont incapables de survivre. Mais toutes les espèces n'ont pas la même sensibilité et ne réagissent pas de la même manière face à la température [269]. Les caractéristiques thermiques des insectes varient selon les espèces, les stades de développement, les populations et en fonction de paramètres écologiques, dont le type et la disponibilité des ressources alimentaires [270].

Peut-on déterminer des seuils thermiques influençant

Probablement le cycle de vie de *Thrips tabaci*

L'effet de la température sur le développement de *Thrips tabaci* a été étudié à plusieurs reprises [271] [272] [273] [274]. Comprendre cette relation pourrait bien être la clé du développement d'un système de prévision fiable. La vitesse à laquelle les insectes se développent est directement liée à la température [275].

Les vitesses de développement augmentent avec la température mais il existe une limite supérieure de température, au-dessus de laquelle l'animal ne peut plus se développer/survivre, et une limite inférieure, le seuil de développement, en dessous de laquelle le développement cesse [275]. Le seuil de développement est généralement utilisé pour estimer le besoin en degrés-jours de stades de développement particuliers [276].

Les basses températures ont été utilisées depuis plusieurs années dans le contrôle des populations des insectes des denrées stockées [275]. La majorité de ravageurs des denrées stockées succombent après leur exposition à une température allant de -18°C à 12°C. A une température de 4°C, les adultes de plusieurs espèces peuvent survivre mais les stades immatures sont exterminés [277].

Pour notre étude, nous avons choisi la Température minimale pour étudier l'évolution du *Thrips tabaci*. Cette température permet l'éclosion des œufs et l'émergence des larves. L'incubation des œufs est un stade particulièrement fragile et sensible à la température, qui, trop élevée, peut engendrer des taux de mortalité importants [277].

Dans notre étude, la température est décrite par le minimum nécessaire pour compléter le développement (T min). Nous avons étudié cette caractéristique dans trois régions (Ain Defla, Mostaganem, Sidi bel Abbes) présentant des variations dans les conditions climatiques.

La température a un impact sur le nombre annuel de générations de *T. tabaci*. Il peut atteindre deux à trois générations par an en Europe, et peut arriver à 16 générations par an dans les pays chauds [279]. *T. tabaci* peut passer l'hiver à l'état adulte et peut modérer son cycle suivant la température. L'oignon comme plante hôte, procure à *Thrips tabaci* une certaine protection face aux basses températures [280]. Les thrips sont omniprésents dans les fleurs et les inflorescences. Les relations Thrips plante hôte et l'attraction des thrips pour une partie de la plante (bourgeons, fleurs sénescents) sont très méconnues [281].

Selon Lewis [282], les meilleures conditions environnementales pour le développement des thrips correspondent généralement à la fin juin et au mois de juillet, ce qui explique la troisième période de vol intensif dans nos régions d'étude. Suite à notre suivi sur terrain de la densité de *T. tabaci*, nous avons enregistré une variation des pics d'activités aux niveaux des trois régions d'étude. Ces densités inégales pourraient probablement être attribuées à plusieurs facteurs : la biologie de

l'insecte et les facteurs biotiques et abiotiques. À une température basse, les niveaux de population sont faibles et les dégâts liés aux piqûres de nutrition sont négligeables à Sidi Bel Abbès. Quand la température minimale varie entre 1 et 2°C en janvier et février, le nombre de thrips est réduit. Par contre à une T minimale avoisinant les 13,7°C, le nombre de thrips est important, ce qui implique une reproduction importante et qui explique le pic atteint au mois de mai. Selon Murai [37], des températures fraîches au printemps provoquent une sortie d'hivernation de *Thrips tabaci* plus tardive et sa durée du développement augmente.

Néanmoins, les premiers signes d'activité se font autour de 6°C et les premières pontes s'observent aux alentours de 12°C. Une régression du nombre de thrips, en parallèle, avec la baisse des températures est observée en automne. L'optimum de température de *T. tabaci* est de 23°C ; le temps de développement à cette température est d'environ 15 jours du stade œuf au stade adulte. La température influe probablement sur le développement, la durée de vie et la mortalité de l'insecte.

T. tabaci se développe plus rapidement en été à des températures élevées. Sur le plan morphologique, ceux qui se développent en été sont, généralement, plus petits et plus pâles que ceux qui se développent lentement en hiver [283]. Pour déterminer le seuil thermique et le zéro développement, une étude a été réalisée sur des espèces de Thrips et des seuils sont retenus. Pour *Frankliniella occidentalis*, le seuil a été estimé à 6,1°C [284].

Le seuil pour *Frankliniella intonsa* a été estimé à 11°C [285]. Selon Murai [274], le zéro développement pour *T. tabaci* est beaucoup plus bas, ce qui confirme que cette espèce pourrait supporter et s'adapter aux basses températures. Les seuils économiques calculés étaient de 2,2 et 0,9 Thrips par feuille. Dans d'autres études, les seuils économiques suivants ont été recommandés. *T. tabaci* sur oignon : trois thrips par plant, un thrips par feuille [286 ; 287].

Sites et Chambers [286], ont constaté que la température induit une diapause dans les populations de *T. tabaci* et les œufs peuvent être pondus dès que la température augmente au printemps. La femelle pond ses œufs là où et elle se

nourrit et se déplace continuellement vers des tissus plus jeunes. *T. tabaci* se reproduit par parthénogenèse [288]. Dans la plupart des régions tempérées dans le monde, seules les formes parthénogénétiques de *T. tabaci* ont été signalées [289].

Vers la fin du mois de mai jusqu'à la mi-juillet, nous avons noté, à l'approche des hautes températures, une chute de la population de *T. tabaci*, en parallèle avec le stade phénologique de la plante hôte montrant un aspect très sec à l'approche de la récolte. L'âge des plantes a un effet prononcé sur la population de *Thrips tabaci*. La maturation des cultures d'oignon, devient moins favorable. Ce qui incite cette espèce à se déplacer vers des plantes plus jeunes, favorisant ainsi une fécondité plus élevée [290]. Les premiers stades phénologiques des cultures, favorisent un taux d'éclosion plus élevé, un cycle de vie plus court et une plus grande longévité des adultes [291].

Toutes ces informations confirment nos observations de terrain. La plante hôte est définie comme un lieu où l'insecte se nourrit, site de ponte et un lieu de développement [292]. Aux températures élevées, la respiration de la plante augmente, ce qui pourrait détériorer la qualité des feuilles d'oignon. Une température de 23°C ne permet pas pour l'oignon d'abriter des thrips, car la source de nourriture se détériorera rapidement [274].

La température influence également le comportement de *T. tabaci* et en particulier le choix de la partie de la plante sur lesquelles se nourrit [293]. Il est bien connu que les adultes et les larves de *T. tabaci* ont des préférences différentes pour certaines zones de la plante, c'est le cas du poireau et de l'oignon. En effet cela a des implications majeures pour la facilité du contrôle [293 ; 286]. Le comportement cryptique de *T. tabaci* est la principale raison pour laquelle les applications d'insecticides sont si infructueuses, car il est très difficile de cibler les produits chimiques.

Les thrips en général sont connus pour être particulièrement vulnérables à la dessiccation et ainsi se cache au centre de la plante, où le microclimat est susceptible d'être plus humide. Ce comportement réduit les rencontres avec les prédateurs et les parasitoïdes. Les thrips avaient tendance à s'agréger vers la moitié

apicale des feuilles en début d'après-midi. Cela peut refléter un comportement de dispersion [286].

Etude de l'évolution des Thrips vecteurs de virus sur cultures

En Algérie la production de fraise a pris une ampleur importante. La fraise est cultivée à Alger, Boumerdes, Blida, Mostaganem et Tlemcen. Les dégâts causés par les thrips peuvent devenir un problème. Le contrôle des thrips s'est appuyé sur des applications d'insecticides à large spectre, conduisant parfois à des résistances et la réduction des populations d'ennemis naturels [286]. *Frankliniella occidentalis* et *Frankliniella bispinosa* sont les espèces dominantes de thrips des fleurs dans le fraisier en Californie ainsi que la Turquie, l'Australie et le Royaume-Uni, où ils ont causé l'avortement des fleurs et la déformation des fruits et éventuellement bronzage [281 ; 282 et 283].

Dans la région de Tlemcen nous avons enregistré cinq espèces du genre *Frankliniella*, sur fraisier, il s'agit de *F. occidentalis*, *F. intonsa*, *F. bispinosa*, *F. tritici*, *F. fusca* et *F. schultzei*. Le fraisier abrite un nombre important du genre *Frankliniella* aux niveaux des fleurs. La dominance de *F. bispinosa* atteignant 250 individus, soit un taux de 44%, suivie par *F. tritici* avec un taux de 22%, puis on note *F. schultzei*, marquant un taux de 18% suivie *F. occidentalis* avec 12% et en dernier *F. intonsa* avec un taux de 8%. Les espèces collectées sur fraisiers sont classées thrips vecteurs de virus (TSWV) à l'exception de *Frankliniella tritici*. Les cinq espèces sont présentes sur la culture dès le début de la végétation. *F. occidentalis* est l'espèce la plus envahissante, elle se présente avec un effectif réduit, idem pour *F. intonsa*.

Les thrips évoluent différemment sur fraisier,

Les hypothèses s'orientent vers une compétition pour l'usage de la plante hôte?

Les Thrip ont montré une faible préférence dans l'utilisation de la plante hôte ?

Les thrips des fleurs du genre *Frankliniella* sont des ravageurs de nombreuses cultures de fruits et légumes, ils se nourrissent et se reproduisent dans les fleurs et fruits. *Frankliniella occidentalis* et *F. bispinosa* se trouvent tous deux en Floride sur fraises [285 ; 286 ; 287].

Frankliniell. bispinosas s'alimente sur les petits fruits verts, affecte la taille et la forme des fruits mûrs, ce qui résulte de la diminution des diamètres. En fonction de l'augmentation de l'alimentation des thrips le poids va diminuer. *F. occidentalis* est plus dommageable pour le fraisier que *F. bispinosa* [288 ; 289 ; 290].

Dans nos parcelles nous avons échantillonné des cultures sans aucun traitement phytosanitaire, ce qui justifie la présence des espèces tout le long de la végétation. Le nombre de thrips sur plant était toujours important. Les plants offraient des ressources similaires. Le mode d'utilisation des plantes par la communauté des thrips était différent [291 ; 292 ; 293]. Les Thrips ont montré des interactions positives en occupant toute les plantes de fraise.

Association plante hôte/thrips comportement

Alimentation ? Reproduction ? La ponte ?

En effet, pour les besoins de cette étude, le piège collant était la méthode d'échantillonnage la plus indiquée [294 ; 295]. Cependant, les spécimens de thrips pourraient être déplacés par les vents ce qui pouvait fausser nos résultats. Les thrips ont un certain contrôle, sur leur atterrissage sur la plante hôte [296]. Ce dernier est basé sur les couleurs pour atterrir sur les fleurs [297]. Ce comportement, est gouverné par la niche fondamentale, qui comprend son alimentation. Malheureusement, il n'existe aucun enregistrement de plante hôte pour, les thrips connus [298 ; 299 ; 300].

Trois raisons principales pourraient expliquer ce cas :

- Le manque d'études qui identifient les plantes hôtes où, les thrips achèvent leur développement et l'ignorance des habitudes alimentaires de la plupart des espèces de thrips.
- Même pour les espèces connues comme : *F. occidentalis*, espèce ravageuse de plusieurs cultures [301] et également connue comme prédateur facultatif sur autres arthropodes [302 ; 303], les faibles taux enregistrés de *F. occidentalis* et *F. intons* dans notre étude, comparés à ceux de *F. bispinosa* et *F. tritici*, montrent que les résultats obtenus suggèrent que la communauté de thrips étudiée sur fraisier, ont une faible spécificité végétale et le modèle d'utilisation

des plantes observées pourrait être la conséquence des régimes alimentaires généralistes.

Définir la relation entre les dommages causés par les ravageurs et le rendement et la qualité des cultures est une étape critique dans la modélisation des pertes de récolte[304]. Les espèces collectées sur fraisier, sont vectrices de virus. Nos résultats concordent avec ceux de Renkema. et al (2018; 2020)[305; 306]. Sur parcelle, nous avons trouvé des fruits rabougris et les diamètres des fruits réduits. Cependant nous n'avons détecté aucuns symptômes sur fleurs et feuilles. D'après Coll et al. (306,307), la présence de fruits plus petits et déformés est due à l'infestation de *F. occidentalis*. Malgré le nombre réduit, les symptômes d'alimentation étaient très apparents. Les dommages causés par *F. occidentalis* demeurent importants. Ce qui est à signaler, est l'absence totale de signe de Bronzage de fraise qui représente un symptôme typique de la transmission du virus [307].

Steiner et Goodwin (2005)[308], ont constaté que le bronzage ne se produisait pas lorsque, les fleurs sont infestées de thrips. Il se produit lorsque les infestations se produisent sur de gros fruits verts, tout en signalant que le bronzage résulte de l'alimentation de *F. occidentalis* à des densités supérieures à 10 thrips par fruit vert. Les causes des dommages aux fruits sont dues à plusieurs facteurs. Ces derniers peuvent être survenus lors de la blessure. Certains de ces facteurs peuvent être les moments de la saison florale [308]. Rahman et al. (2010)[309], suggèrent que les engrais et les applications de pesticides sur les parcelles peuvent être la cause. Whitaker et al. (2017) et (2018)[310,311], suggèrent que la réaction des thrips peut être différente pour les nouveaux cultivars introduits dans les parcelles de fraise. De plus, les stades larvaires sont considérés plus dommageables vu que les larves se développent et se nourrissent de fruits, ce qui entraîne des blessures directes. Les thrips des fleurs, *F. intonsa*, *F. occidentalis*, provoquent la chute et la cicatrisation des jeunes capsules et des feuilles en cas de population critiques pendant la floraison [312].

Evolution des Thrips vecteurs de virus sur solanacées

Trois spéculations Sur Solanacées, sont échantillonnées (Tomate, Poivron, Pomme de terre). Sur tomate nous avons identifié quatre espèces du genre *Frankliniella* : *F.occidentalis*; *F.fusca*; *F.tritici* et *F.bispinosa*). Les espèces affichent des fluctuations pendant tout le stade végétatif. Les espèces sont présentes sur tomate affichent des taux importants : 58% pour *F.tritici*, 23% pour *F.occidentalis* et 11% pour *F.bispinosa*. L'espèce la moins représentée est *F.fusca* avec un taux assez bas de 7%. Si nous venons à comparer le genre *Frankliniella* sur poivron, *F.fusca* est l'espèce la plus dominante avec un taux de 44%.

La présence de *F.fusca* sur tomate était très timide ne dépassant pas 7%. Ce comportement nous laisse comprendre que cette espèce a une attirance pour le poivron. Le taux *F.occidentalis* sur tomate, est 23%. Sur poivron, *F.spp* avec un taux de 17%. Probablement, *F.occidentalis* est très prisée par les solanacées. Les espèces du genre *Frankliniella* sont attirées par les fleurs. *F.occidentalis* et *F.spp* même avec un taux réduit, elles demeurent très polyphages et peuvent induire des dégâts importants surtout pendant la floraison.

La population de thrips sur pomme de terre demeure importante. *F.occidentalis* se présente avec 19%, alors que *F.schultzei* est la plus dominante avec un taux de 50%. *Thrips tabaci* est présent sur pomme de terre avec un taux de 10% sa population est très réduite sur solanacées. Les espèces sont réparties sur les feuilles et les fleurs soit pour l'alimentation et/ou la ponte. Nous avons noté que la population de *F.tritici* sur tomate était nettement importante (58%), suivi par *F.occidentalis* (23%). *F.fusca*, affiche un taux de 7%. *F.fusca* se comporte comme une espèce migratrice, sa présence sur tomate n'a été marquée que vers le 20 avril (période de floraison). Vers le 20 juin, fin du stade végétatif de la tomate, on observe une légère augmentation de la population de *F.fusca*. De ces deux espèces vectrices, *F.fusca* prédominait.

Ces résultats sont similaires aux études de Groves et al. (2003) et Eckle et al. (1996) [313 ; 314] qui ont rapporté que *F. fusca* semble être le principal vecteur de TSWV [313]. Ils ont trouvé que *F. occidentalis*, *F. fusca* et *F. tritici* se trouvent souvent dans les fleurs de tomate, mais rarement sur d'autres parties de la plante. Ils ont suggéré que probablement les insecticides ont réduit les populations de thrips dans d'autres structures végétales. La dispersion des thrips vers les fleurs qui commencent à s'ouvrir protège les thrips des insecticides [314 ; 315].

Les espèces collectées sur solanacées sont classées vectrices de virus à savoir *F. occidentalis*, *F. fusca*, *F. bispinosa*, *F. schultzei* et *F. spp* de TSWV et d'INSV à l'exception de *F. tritici*. Cette dernière est une espèce très polyphage, provoque des dégâts importants mais elle n'est pas vectrice de virus [316]. *F. occidentalis* est un principal ravageur en raison des dégâts causés par son alimentation et la ponte sur cultures et la transmission des virus (TSWV et INSV) [317].

L'abondance et la similarité morphologique de *F. occidentalis* provoque un obstacle pour protéger les cultures [316]. Malgré des similitudes de leurs habitudes sur les plantes hôtes, la dynamique de ces espèces diffère [317 ; 314]. Cependant, il y a de grandes similitudes dans le développement et la reproduction entre elles. Bien que ces similitudes puissent changer à des températures inférieures. Pourtant, les deux espèces sont capables, d'augmenter rapidement, leur population, avec des chevauchements de génération [318].

Les thrips sur tomate et poivron, culminent entre le milieu et la fin de printemps sur les cultures. Cela est confirmé par Eckel et al. (1996) [314] ; les densités maximales de *F. fusca*, *F. occidentalis* et *F. bispinosa*, habitent le feuillage et les fleurs du 3 au 24 mai. Les pics de densité de population de *F. fusca*, *F. occidentalis*, sont observés de la mi-mai jusqu'au début juin [314]. Les populations de thrips virulifères qui se dispersent dans les cultures à la fin du printemps, se développent probablement à proximité des mauvaises herbes hôtes [319].

Les différences de densité de ces espèces, peut s'expliquer par les préférences alimentaires des thrips pour les fleurs, ou parce que ces espèces ont migré d'une plante à une autre. Salguero-Navas et al. (1991) [315] ont trouvé *F.*

occidentalis, *F. fusca* et *F. tritici* dans les fleurs de tomate mais rarement sur d'autres parties de la plante. Ce qui leur a permis d'être à l'abri des insecticides. Ainsi, *F. occidentalis*, *F. fusca* et *F. tritici* sont dans les parties florales, ce qui peut expliquer la similarité de la composition de ces espèces.

Les thrips présentent une grande diversité, mais la spécialisation n'existe pas pour la sélection ou la préférence de la plante hôte (Les feuilles les fleurs d'une culture). Pour le cas du poivron, la distinction était en plus grande proportion pour *F. fusca* avec un taux de 48%, suivi de *F. occidentalis* avec 21% sur fleur et feuilles. Sur pomme de terre *F. schultzei* est la plus importante avec un taux de 70% et 21% pour *F. occidentalis*. Ces résultats montrent que parmi les trois cultures, le poivron est plus attractif pour *F. fusca* que la tomate et que la pomme de terre est la moins attractive pour le genre *Frankliniella*. *F. occidentalis* sur pomme de terre, se présente avec une faible compétition vis-à-vis des *F. schultzei*,

Ces espèces ont enregistré des effectifs importants. Pour expliquer ce cas de figure, plusieurs hypothèses sont émises : Les espèces vectrices sont très phytophages et se reproduisent et se nourrissent sur un large éventail d'hôtes, ce qui augmente la probabilité de se nourrir d'une plante infectée. Les espèces de mauvaises herbes pourraient également permettre au virus de persister entre les plantations à courte durée de vie. Toutes ces données peuvent intervenir dans la distribution des thrips sur les plantes. Toutes les plantes hôtes ne sont pas des sources de maladie. De nombreuses plantes sont sensibles aux tospovirus mais ne favorisent pas la reproduction des thrips et sont considérées comme une « impasse » pour la propagation du virus [199]. Les plantes qui servent d'hôtes reproducteurs sont sensibles au TSWV ou à l'INSV.

Evolution des Thrips vecteurs de virus sur cucurbitacées

Sur cucurbitacées, nous avons identifié deux espèces, *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*, considérées comme des ravageurs d'intérêt économique dans le monde entier. Ces espèces peuvent causer des dégâts directs aux cultures, et indirect par la transmission de virus. Ces deux espèces appartiennent à la famille des Thripidae. Cette famille compte environ 2000 espèces, dont la plupart

sont généralement phytophages et s'alimentent sur une large gamme de plantes, notamment, sur les fleurs [320]. Certaines de ces espèces sont vectrices de virus [321].

La gamme d'hôtes de *Frankliniella occidentalis* comprend plus de 250 espèces herbacées appartenant à 62 familles, en cultures maraîchères]. *F. occidentalis* espèce décrite en 1895 en Californie, États-Unis et à partir des années 1970 est devenu ravageur mondial [153]. Cette espèce a été le membre le plus étudié de l'ordre des Thysanoptera depuis 1980, représentant plus d'un tiers des publications basées sur cet ordre [642].

Importance des genres Thrips et Frankliniella

Les deux genres Thrips et *Frankliniella* appartenant à la famille des Thripidae sont présents dans toute, les régions d'étude et sur la majorité des cultures échantillonnées, c'est le cas des cucurbitacées. *Thrips tabaci* est présent sur pastèque, melon et concombre, avec un effectif important, de 30% sur melon et 29% sur pastèque. Le taux plus élevé est 38% sur concombre. Vu les taux affichés on peut émettre une hypothèse, que les fleurs du concombre attire un nombre important de thrips.

Le genre Thrips est présent sur les deux spéculations ail et oignon. Nous avons enregistré un taux sur ail de 62% et 39% sur oignon. Le deuxième genre *Frankliniella* est présent sur cucurbitacées est représenté par *Frankliniella occidentalis* et *Frankliniella spp.*

Sur Fabacées (fève), *Frankliniella* a atteint le taux de 50% avec un effectif atteignant les 200 individus, dépassant les taux sur tomate (23%) et sur poivron (20%). La présence du genre *Frankliniella*, indique une probable contamination et transmission des virus (TSWV et INSV.)

Thrips tabaci est observé en plein champs sur oignon, ail, melon, pastèque, concombre, laitue et pomme de terre. Au niveau de la région de Saïda, nous avons identifié *Thrips tabaci* sur oignon et ail, avec des effectifs très importants. *T. tabaci* malgré sa polyphagie manifeste une forte préférence pour *Allium cepa*.

Différentes espèces s'attaquent aux cultures légumières, en particulier *Thrips tabaci* et *Frankliniella occidentalis*. (Tomate, concombre, poivron, aubergine, rosier...). Ces deux espèces peuvent s'attaquer au melon et pastèque, signalons qu'ils sont vecteurs de plusieurs virus, en particulier le TSWV. D'autres espèces de thrips s'attaquent au melon, *Thrips palmi* Karny, et *Frankliniella* spp.[322 ; 323]. Nos résultats concordent avec ceux de Abeerréalisé en Egypte,(2012) [324], nous avons noté le concombre attire un nombre important de thrips dans la région de Relizane..

Certains genres de thysanoptères sont typiques à quelques familles botaniques. C'est le cas du *Thrips Tabac* inommé thrips de l'oignon, ou du tabac. Nous avons remarqué, sur Solanacée que le genre frankliniella est majoritaire sur toutes les cultures échantillonnées. *F.fusca* est attirée par les fleurs de poivron. *F.tritici* n'est pas vectrice de virus mais elle demeure très polyphage et capable de provoquer des dommages importants sur fruit. *F.schultzei* présente en force sur pomme de terre avec un nombre d'individu dépassant 100. La différence est marquée sur cucurbitacées ou *F.occidentalis* affiche la dominance avec 38% sur concombre et 45% sur Fève.

La différence d'occupation de la plante hôte peut être expliquée selon Nakahara (1994) [325], que ces préférences peuvent changer, pour des facteurs climatiques ou environnementaux, ou la nature du sol n'est pas attractive aux thrips. Certaines espèces de Thrips se servent d'hôtes de différentes familles botaniques. Certaines espèces se reproduisent sur une plante et se déplacent vers une autre plante pour s'alimenter et/ou se reproduire [257].

Pouvons-nous attribuer cette différence de présence sur la plante à un régime alimentaire particulier ou aux facteurs climatiques

Le choix de la plante hôte est influencé par l'équilibre des besoins nutritionnels, la disponibilité et la qualité d'un aliment particulier. *Thrips tabaci* sur cucurbitacée se nourrit des œufs du concurrent *Tetranychus urticae* dans le cas où une source supplémentaire n'est pas disponible. Des études ont démontré que les sources de nourriture supplémentaire peuvent améliorer plusieurs traits déterminants les conditions physiques des Thrips avec du pollen. Le pollen a réduit le temps de

développement et a augmenté la croissance des Thrips. Au total, cette étude a montré que les thrips bénéficient d'un régime de feuilles de concombre qui est complété par le pollen et affectent positivement la dynamique des futures générations de thrips[326].

Tous les hôtes de *F. occidentalis* contenaient deux fois plus de thrips pendant la floraison. Ils ont également découvert que l'hôte en préfloraison est moins préféré ou moins attractifs [162]. *F. occidentalis* a été trouvé sur chrysanthème et entre espèces de mauvaises herbes à fleurs [142]. On pense également que la configuration des pétales affecte les préférences de la plante hôte. Les Fleurs de chrysanthème avec des fleurons en forme de disque sont plus attrayantes pour *F. occidentalis* que les fleurs avec des fleurons [330].

Il a été suggéré que la gestion de *F. occidentalis* pendant la saison de floraison peut être importante pour un contrôle efficace du TSWV pour la tomate [300]. Les thrips adultes pondent dans les tissus végétaux et préfèrent des espaces restreints ou les insecticides de contact sont souvent inefficaces contre les thrips[261]. .

Des études ont montré que les thrips sont plus susceptibles d'habiter sur les fleurs que les autres parties de la plante[261]. Les fleurs étaient un facteur restrictif chez *F. occidentalis* et que les fleurs pourraient servir de site d'accouplement/de rencontre. Ainsi, nous émettons également l'hypothèse que les densités de thrips peuvent être attribuées aux préférences florales propres à des espèces végétales spécifiques. Les autres études indiquent que les mauvaises herbes possèdent des fleurs tout au long des mois d'été servant à la fois de source d'inoculum et de soutien à la reproduction des vecteurs [313 ; 257]

EPIDEMIOLOGIE ET MODE DE TRANSMISSION DU VIRUS

Symptômes des maladies sur la morphologie de la plante

Le genre *Frankliniella* est le plus présent en espèces et en effectif. Probablement, il existe un complexe d'espèces de *Frankliniella* dans cette région qui infecte les tomates. Trois de ces espèces (*F. bispinosa*, *F. fusca* et *F. occidentalis*) sont des vecteurs du TSWV, tandis que *F. tritici* n'est pas un vecteur de virus [177]. L'abondance de *F. tritici* dans les cultures maraîchères complique les problèmes de gestion car elle est morphologiquement similaire à *F. bispinosa* et *F. occidentalis* ; ce qui rend la tâche difficile pour discerner quelles espèces peuvent être présentes dans leurs champs. Ces espèces habitent également une grande variété de plantes hôtes sauvages et cultivées [323].

Nous avons réalisé notre expérimentation en plein champs, sauf les solanacées (tomate). Les parcelles échantillonnées sont non traitées. Ces précautions sont prises suite à des expériences ultérieures, depuis 2013 :

- L'utilisation abusive des insecticides pendant la floraison entrave la reproduction et la ponte ce qui provoque la fuite des adultes vers d'autres parcelles.
- La fuite ou la migration des thrips adultes vers d'autres plantes cultivées, nous empêche souvent d'étudier les interactions bi-trophiques, thrips plantes.
- L'utilisation abusive, des désherbants total peut éliminer les mauvaises herbes pendant la floraison, ce qui nous empêchera d'étudier le rôle de ces adventives dans la transmission du virus (SWV et INSV).

-

L'alimentation des thrips en consommant la sève des plantes [44 ; 289] entraîne souvent l'argenture et l'enroulement des feuilles, suivis d'une nécrose des tissus végétaux. L'alimentation et la ponte des thrips peuvent également endommager les fruits [290]. Les Tospovirus (INSV et TSWV) ont causé des pertes économiques importantes dans l'industrie des serres. *Frankliniella fusca* et *Frankliniella occidentalis* ont été déterminées comme étant les principales espèces de thrips vecteurs du TSWV et de l'INSV [264].

F. occidentalis est considérée comme le principal vecteur de la production floricole en serre, tandis que *F. fusca* est le principal vecteur de la production de grandes cultures [314 ; 350]

Nous avons réalisé plusieurs sorties sur terrain pendant le période de floraison et au début de la formation des fruits. Cette opération est très importante pour la détection des premiers symptômes. Le diagnostic sur les cultures peut présenter une confusion entre certaines carences et maladies fongiques ou bactérienne [27] en indiquant que les symptômes de virus se manifestant par des taches nécrotiques, un rabougrissement et/ou un flétrissement de la plante hôte, mais la détection du virus peut être difficile car les symptômes du tospovirus imitent souvent les symptômes associés à des troubles fongiques, bactériens ou nutritionnels. [131].

Le risque d'infection augmente à mesure que le nombre de vecteurs est exposé à la plante. La probabilité de transmission et d'établissement de l'infection dépend de la physiologie, du comportement alimentaire des vecteurs et de la sensibilité des plantes, de l'environnement et de la virulence du virus [131]. Les stades larvaires et adultes des thrips vecteurs peuvent se nourrir de plantes hôtes infectées par le virus, mais seuls les stades larvaires précoces peuvent acquérir le virus, les larves et les adultes des stades ultérieurs peuvent transmettre le virus après une période de latence [26 ; 105].

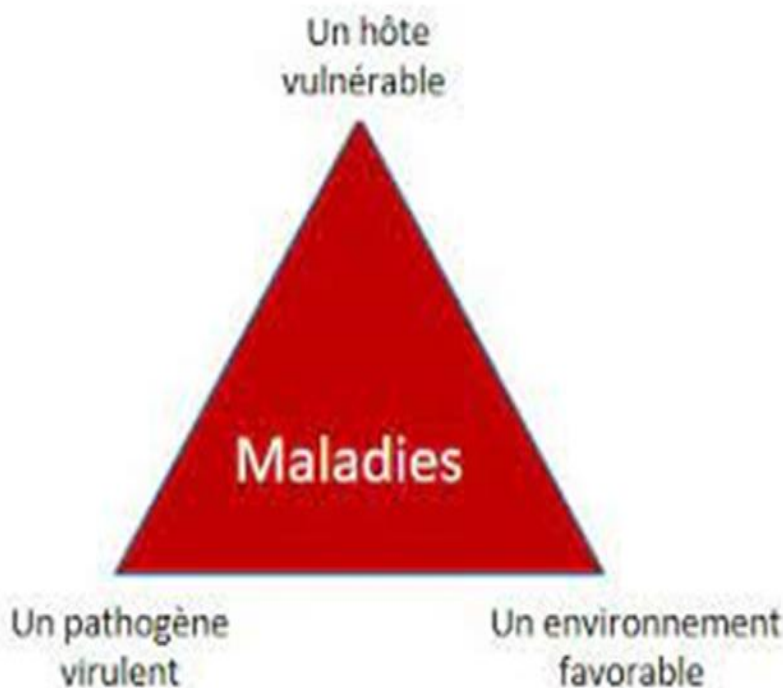
Lors du diagnostic sur culture, nous avons noté la présence des nécroses sur les feuilles de quelques spéculations (sur laitue, feuille tomate, oignon) ou les fissures typiques des thrips sur feuilles étaient très apparents. Au niveau de la parcelle de concombre, nous avons enregistré un enroulement des fruits, dès la formation. Au niveau des parcelles de fève et laitue, les symptômes étaient très clairs, nécroses des extrémités des feuilles, suivis de tache sombre sur les feuilles. Au niveau des parcelles de fraise, nous avons enregistré des fruits rabougris. Sur poivron, l'enroulement des jeunes fruits les symptômes sous formes de traits fissures sur le fruit.

A la fin de notre prospection, il nous a été très difficile de détecter les symptômes de transmission de virus (TSWV et INSV). Nous n'avons pas trouvé des symptômes de Tospovirus tout au long du stade phenologique des cultures, et pourtant nous avons travaillé sur des parcelles en plein champs, non traitées, en présence de mauvaises herbes de différentes familles botaniques. Toutes ces conditions ont été prises en considération pour favoriser la compréhension du mystère de la transmission du virus. Les symptômes.

Quels sont les facteurs qui interviennent dans la transmission du tospovirus ?
Le changement du comportement alimentaire peut-il entraver la transmission ?

Les symptômes du TSWV et de l'INSV sont variables et différents selon :

- La période de l'année
- L'âge de la plante,
- L'espèce végétale (variété)
- La souche virale (taux inoculum)
- L'Environnement (condition climatiques)



Les thrips acquièrent et transmettent le TSWV à 33% en conditions expérimentales. Cependant, la mesure de paramètres tels que la probabilité de transmission et d'établissement de l'infection dépend de la physiologie et du comportement alimentaire des vecteurs, de la sensibilité des plantes, de l'environnement et de la virulence du virus. Cependant, la mesure de paramètres tels que la probabilité de transmission et d'établissement de l'infection dépend de la physiologie et du comportement alimentaire des vecteurs, de la sensibilité des plantes, de l'environnement et de la virulence du virus [131].

Dans certaines collectes notamment sur solanacées et rosacées le nombre d'individus collectés était très important, dépassant 200 individus par parcelle. Là on peut émettre l'hypothèse du nombre élevé de thrips par plant, influence sur la quantité de l'inoculum transmis. Le nombre élevé de thrips par plant, affaiblie la plante hôte et perd son rôle de nutrition ou de reproduction [294]. Les mauvaises herbes sont des réservoirs d'insectes ravageurs et foyer de maladies virales pour les plantes cultivées. [332 ; 334].

Acquisition et transmission du virus

Les thrips adultes peuvent acquérir des tospovirus, mais ils ne les transmettent pas. Cela est probablement dû à une multiplication insuffisante dans l'intestin moyen, à un manque de mouvement vers les glandes salivaires et à un manque de multiplication par la suite. Ce sont des conditions préalables à la transmission du Tospovirus. Chaque nouvelle génération de thrips vecteurs doit acquérir le virus sous forme de larve. Il existe des associations distinctes entre les espèces de thrips et leur capacité à transmettre des tospovirus spécifiques [335 ; 336].

Les larves du premier stade (L1) sont les plus efficaces pour acquérir le virus, et à mesure qu'ils se développent, l'efficacité de l'acquisition diminue. Les stades prénympheal et nympheal ne se nourrissent pas de plantes et n'acquièrent ni le virus et ne le transmettent pas. Les thrips adultes sont les principaux transmetteurs du virus, car ils sont le seul stade ailé. L'efficacité de la transmission du virus est

corrélée la quantité de l'inoculum acquis par les larves et également. [337 ; 338,339].

Plante hôte et acquisition du virus

Seules les plantes hôtes qui favorisent la reproduction peuvent être source d'infection virale. Bien que certaines espèces de thrips, vecteurs de virus se nourrissent sur la même plante, néanmoins la transmission de virus ne se produit pas. Les espèces végétales qui servent d'hôtes alimentaires, peuvent ne pas être des hôtes appropriés pour l'acquisition des virus par les larves. Seules les plantes hôtes dont le taux de reproduction est élevé favorisent la transmission. En exemple La tomate n'est pas un hôte reproducteur pour *Occidentalis* ou *Thrips spp* [160 ; 340].

Sur tomate et poivron il y a plus d'adultes que de larves. De plus, la tomate ne semble pas être un hôte de prédilection pour les adultes de *F spp* et les femelles *F.occidentalis*. Passent plus de temps à se nourrir et plus de temps en résidence sur le poivron que sur la tomate [142].

De plus, les femelles de *F. occidentalis* sont plus susceptibles de quitter les tomates que les poivrons.. Ces données comportementales indiquent que la plupart des thrips dans les champs de tomates sont des immigrants et que les populations présentes dans la tomate sont probablement très transitoires. De plus, comme la tomate est un hôte reproducteur médiocre, la plupart des flétrissures tachetées sont le résultat d'une infection primaire. Par conséquent, il est urgent d'identifier les sources de reproduction importantes et de caractériser le comportement de dispersion de *Frankliniella* [296].

Sur les cultures de, tomate et fraise, nous n'avons noté aucuns symptômes, sur feuilles ou sur fruits. La tomate étant très sensible aux virus, aucun symptômes n'a été observé et pourtant *F. occidentalis* était présente avec un taux important, par contre *F.tritici* était la plus abondante avec un taux de 58%. Certes cette espèce n'est pas vectrice de virus mais reste un ravageur très polyphage et peut induire des pertes importantes sur cultures [117 ; 340]. La fraise. à abriter cinq espèces de *Frankliniella* : *F.occidentalis*, *F.bispinosa*, *F.intonsa*, *F.tritici* et *F.schultzei*, vectrice de virus sauf *F.tritici*. Le seul symptôme observé, c'est la déformation des premiers fruits, non généralisé sur parcelle ; pouvant être dû suite à la ponte des thrips. Les femelles

du genre *Frankliniella* ont un ovipositeur en forme de scie, pour déposer leurs œufs dans les tissus végétaux.

L'absence de symptômes de virus sur quelques spéculations, peut être attribué aux conditions climatiques Oran et Tlemcen, sont situées dans l'étage bioclimatique aride, ces deux régions sont caractérisées par des écarts thermiques prononcés. Climat sec a été très chaud et un hiver froid. Les températures élevées peuvent réduire l'opportunité d'acquérir le virus [274,341]. Par contre à une température minimale avoisinant les 13,7°C, le nombre de thrips est important, ce qui implique une reproduction importante et qui explique le pic atteint au mois de mai. Selon Murai(2000) [274], des températures fraîches au printemps provoquent une sortie d'hivernation des Thrips plus tardive et la durée du développement augmente.

CONCLUSION GENERALE

Chapitre VI.

Conclusion Générale

En Algérie les Thrips constituent dans certaines régions, pratiquant les cultures maraichères, une menace réelle induisant des dégâts considérables. Ces ravageurs s'attaquent aux feuilles, aux fleurs et aux fruits. Les thrips provoquent des pertes économiques directes et indirectes par la transmission des virus, en particulier du virus de la maladie bronzée de la tomate **(TSWV)**.

La présente étude a mis en évidence la diversité des thrips dans neuf régions de l'ouest Algérien, situées dans des étages bioclimatiques différents. En effet, cela nous a permis d'identifier six espèces vectrices de virus. Les espèces identifiées renommées sont très polyphages et classées en liste de quarantaine à savoir *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*.

L'inventaire réalisé nous a permis d'établir une liste des Thysanoptères associés aux cultures dans la région ouest Algérien effectué dans des sites appartenant à 09 wilayas. L'échantillonnage a nécessité de l'application de pièges adéquats à savoir, le piégeage des ailés par les bacs bleus, les plaques engluées jaunes et bleu et le secouage des plants pris au hasard durant la période allant de 2015 à 2019. Cette étude nous a permis d'établir une liste de 35 espèces, d'identifier leur plante hôtes et leur répartition géographique de l'ouest Algérien. Les résultats de ce suivi ont permis de recenser la présence de Trent cinq espèces de thrips appartenant à l'ordre des Thysanoptera, au sous ordre des Teranbrantia et Tubulifera, appartenant à 4 familles et 8 genres.

Cette présente étude a montré la présence de quatre familles à savoir, la famille des Thripidae, Aeolothripidae, Melanthripidae et Phlaeothripidae. La majorité des espèces de thrips identifiées sont polyphages. La famille la plus représentée était celle des Thripidae avec dix-huit espèces réparties en cinq genres, dont les espèces les plus abondantes sont *Thrips tabaci* et *Frankliniella occidentalis*.

La famille des Thripidae est la plus importante soit un taux de 56% contenant cinq genres représentés par *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella intonsa*, *Frankliniella bispinosa*, *Frankliniella tritici*, *Frankliniella Schultze*, *Frankliniella fusca*, *Frankliniella spp*, *Thrips tabaci*, *Thrips major*, *Thrips flavus*, *Thrips imaginis*, *Thrips angusticeps*, *Thrips meridionalis*, *Odontothrips karnyi*, *Odontothrips loti*, *Tenothrips oninodis* et *Limothrips cerealium*. La famille des Thripidae est la plus diversifiée et la plus riche. Cette étude montre l'existence d'une importante diversité des thrips en Algérie, intégrant diverses régions géographiques. Néanmoins la connaissance de cette diversité reste très limitée, notamment sur l'introduction des espèces nuisibles.

Les basses températures ont été utilisées depuis plusieurs années dans le contrôle des populations des insectes. Dans ce contexte, nous avons étudié l'effet de la température sur le développement de *Thrips tabaci* afin de comprendre si cette relation pourrait bien être la clé du développement d'un système de prévision fiable.

La vitesse à laquelle les insectes se développent est directement liée à la température. En effet, nos résultats montrent à une température basse, les niveaux de population faibles et les dégâts liés aux piqûres de nutrition sont négligeables. Quand la température minimale varie entre 1 et 2°C en janvier et février, le nombre de *thrips Tabaci* est réduit. Par contre à une température minimale avoisinant les 13.7°C, le nombre de *Thrips tabaci* est important, ce qui implique une reproduction importante.

Plusieurs facteurs déterminent la répartition des thrips. L'association thrips/plante hôte nous a montré que la répartition des espèces échantillonnées est différente à cause de la composition physico-chimique de la plante hôtes. Le choix de la plante hôte est influencé par l'équilibre des besoins nutritionnels. Malgré que l'abondance relative ne puisse pas déterminer la nuisibilité des espèces, il faut par conséquent bien connaître la biologie des espèces de thrips

Le TSWV est considéré l'un des dix virus végétaux les plus dévastateurs en raison de la nature omniprésente du vecteur et de la gamme d'hôtes extrêmement large du virus. Les pertes associées au TSWV dépassent des dizaines de millions de dollars dans le monde.

Dans la présente étude, nous rapportons, pour la première fois, les données, sur les Thrips vecteurs de virus dans la région ouest. En effet, nous avons pu identifier 7 espèces vectrices appartenant au genre *Frankliniella* sur solanacées, cucurbitacées Fabacées et rosacées : *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895), *Frankliniella intonsa* (Trybom, 1895), *Frankliniella bispinosa* (Morgan 1895), *Frankliniella tritici* (Fitch, 1855), *Frankliniella schultzei* (Trybom, 1910), *Frankliniella fusca* (Hinds, 1902) et *Frankliniella* spp. et 3 espèces pour le genre Thrips : *Thrips tabaci* (Lindman 1889), *Thrips major* (Uzel, 1975) et *Thrips* spp

Sur le plan économique *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*, sont les espèces les plus majoritaires sur la plupart des cultures. Ces deux espèces ont un comportement cosmopolite et sont très polyphages, causant des dégâts importants sur cultures *Frankliniella Occidentalis* est présente en nombre important sur la majorité des cultures étudiées. *Thrips tabaci* cause des dégâts considérables notamment sur oignon. Ces deux espèces sont déjà signalées en Algérie. Malgré la réalisation de plusieurs études sur ces deux espèces, jusqu'à présent elles ne sont pas encore déclarées en Algérie, néanmoins, *F. occidentalis* figure sur la liste (A). Ces deux espèces sont classées en liste de quarantaine en Europe, Australie, Amérique, en Tunisie et au Maroc sont déclarées et classées.

Concernant l'identification des virus (TSWV, INSV), au niveau de l'institut national de protection des cultures (INPV), les procédures de quarantaine stipulent des mesures de restriction vis-à-vis de la déclaration du virus TSWV dont les espèces vectrices sont : *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci* d'où l'impossibilité de réaliser l'identification tant que les deux espèces vectrices ne sont pas encore déclarées en Algérie.

Il reste des questions en suspens auxquelles les textes et les dispositifs actuels n'apportent pas de réponses, l'attente de nouvelles procédures émanant des autorités chargées de l'application des mesures phytosanitaires .

En perspectives, il s'avère indispensable de poursuivre cette recherche pendant quelques années encore afin d'étudier les principaux facteurs ayant des impacts sur l'évolution des thrips et la transmission des virus.

L'association plante/thrips demeure toujours un mystère, Il semble aussi important de caractériser la spécificité de l'hôte des espèces du thrips au moyen d'une étude exhaustive qui va inclure des données de la littérature et des données de terrains.

Il est souhaitable de réaliser des inventaires exhaustifs de thrips, et de leurs ennemis naturels et leur interaction dans les milieux cultivés.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1-INRA, “Changement climatique et agriculture”. INRA de France, *Transrural* n°234, 2003, 8p.

2-Colignon P., Haubruge. E., Hastir. P., Gaspar. C., & Francis. F., 2001. Effet de l’environnement proche sur la biodiversité entomologique en culture maraîchères de plein champ. *Parasitica* 56 Montpellier : 59-70

3-Chabane M., 2012. Comment concilier changement climatique et développement agricole en Algérie ? Territoire en mouvement. *Revue de géographie et aménagement* n°14 et 15. Inégalités et iniquités face aux changements climatiques, 72-91p.

4-Chakraborty S, Luck J, Hollaway G., 2008. Impacts of global change on diseases of agricultural crops and forest trees. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*, 3, 1–15.

5-EL KHADDAR S., 1995. Contribution à l’étude du changement climatique en Algérie. P21

6-G.I.E.C. 2001. Bilan 2001 des changements climatiques : Conséquences, adaptation et vulnérabilité, Résumé à l’intention des décideurs, GIEC, Genève, 101 p.

7-Battisti D.S., Naylor R.L., 2009. Historical warnings of future food insecurity with unprecedented seasonal heat. *Science* 323 : 240–244

8-Klein F., Plard F., Warnant C., Capron G., Gaillard J.M., Hewison M. et Bonenfant C., 2014. Chèvrefeuille face aux changements climatiques : une adaptation impossible ? *Faune sauvage* N°303 : 2ème trimestre 9-35p.

9-Moiroux J., Bourgeois G., Boivin G., et Brodeur J., 2014. Impact différentiel du réchauffement climatique sur les insectes ravageurs des cultures et leurs ennemis naturels : implications en agriculture. *Feuille technique Ouranos* Projet 550005-103, Québec, Canada. 12 p.

10-Gagnon A.E., Roy M. et Roy A., 2013. Impacts directes et indirectes sur les ennemis des cultures. Document de synthèse. Ed : *OURANOS*, 80p.

11- Hare, J.D. 2011. Ecological role of volatiles produced by plants in response to damage by herbivorous insects. *Annual Review of Entomology* 56: 161–180.

12-Lebourgeois F., Pierrat J.C., Perez V., Piedallu C., S. C. et Ulrich E., 2008. Déterminisme de la phénologie des forêts tempérées françaises : Etude sur les peuplements du RENECOFOR. *Revue Forestière Française*, vol. 60, n° 3, pp. 323-343.

13-Moiroux J., Bourgeois G., Boivin G., et Brodeur J., 2014. Impact différentiel du réchauffement climatique sur les insectes ravageurs des cultures et leurs ennemis naturels : implications en agriculture. *Feuille technique Ouranos* Projet 550005-103, Québec, Canada. 12 p.

14-Plouffe D. & Bourgeois G., 2012. Modèles bioclimatiques pour la prévision des risques associés aux ennemis des cultures dans un contexte de climat variable et en évolution. *Feuille technique*, Ed: OURANOS, Canada, 13p.

15-Roy M., 2002. Impact potentiel des changements climatiques sur l'entomofaune agricole au Québec. Résumé de conférence, 65e Congrès de l'Ordre des agronomes du Québec, « Changements climatiques : comprendre pour mieux agir ».

16-Brodeur J., Boivin G., Bourgeois G., Cloutier C., Doyon J., Grenier P. et Gagnon A.E. 2013. Impacts des changements climatiques sur le synchronisme entre les ravageurs et leurs ennemis naturels : conséquences sur la lutte biologique en milieu agricole au Québec. Rapport Ouranos. Rapport final projet Ouranos No 5500005-103.

17-Colignon P., Haubruge E., Hastir. P., Gaspar. C., & Francis. F., 2001. Effet de l'environnement proche sur la biodiversité entomologique en culture maraîchères de plein champ. *Parasitica* 56 Montpellier: 59-70.

18-Lewis, T. 1997. Thrips as crop pests. Ed. CAB International, Wallingford, UK, 736p.

19-Kirk W. D. J., 1987. How much pollen can thrips destroy? *Ecological Entomology* 12: 31-40.

20-Tommasini M.G., et Maini S., 1995. *Frankliniella occidentalis* and other harmful to vegetable and ornamental crops in Europe, pp.1-42. In **Loomans A.J.M. van Lenteren, M.G. Tommasini, S. Maini, and J. Riudavets** . Biological Control of thrips Pests. Wageningen Agricultural University Papers 95-1, printed by Veenman Drukkers, Wageningen, The Netherlands

21-Turina, M., Tavella, L. & Ciuffo, M. 2012. Tospoviruses in the Mediterranean Area: Viruses and Virus Diseases of Vegetables in the Mediterranean Basin. Ed. Elsevier Academic Press INC. USA, 84: 403-437.

22-Lambert I., 1999. S.O.S Thrips, Cultures en serres. Bulletin d'information permanent N 1, Ed. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Québec, 5p.

23-Bournier, A. 1983. Thysanoptères de France. VII. *Bulletin de la Société entomologique de France*, 88: 1-9.

24-Trichilo P. J. and Leigh T. F. 1986. Predation on spider mite eggs by the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), an opportunist in a cotton agroecosystem. *Environmental Entomology* 15: 821- 825

25-Jones, J. C., & Oldroyd, B. P. 2006. Nest Thermoregulation in Social Insects. *Advances in Insect Physiology*, 33 :153–191.

26-Wijkamp, I., Almarza, N., Goldbach, R., & Peters, D. 1995. Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology* 85, 1069–1074.
Okok

27-Ullman, D. E., J. L. Sherwood, and T. L. German. 1997. Thrips as vectors of plant pathogens, pp. 539–565. *In* T. Lewis (ed), *Thrips as Crop Pests*. CAB International, New York

28-Guyot J., 1988- Revue bibliographique et premières observations en Guadeloupe sur Thrips palmi. *Agronomie* 8, 565-576.

29-Coll M., Shakya, S., Shouster, I., Nenner, Y., and Steinberg, S. 2007. Decision-making tools for *Frankliniella occidentalis* management in strawberry: consideration of target markets. *Entomologia Experimentalis Et Applicata*. 122, 1: 59-67.

30-Prins, M. & Goldbach, R. 1998. The emerging problem of tospovirus infection and non conventional methods of control. *Trends in microbiology*, 6(1): 31-35.

31-Riley, D.G., Shimat, V.J., Rajagopalbabu, S. & Stanley, D. 2011. Thrips Vectors of Tospoviruses. *Journal of Integrated Pest Management*, 2(1): 1-10.

32-Jensen, L., Simko, B., Shock, C.C., Saunders, L.D. 2003. A two-year study on alternative methods for controlling onion thrips (*Thrips tabaci* L.) in Spanish onions. Oregon State University Agricultural Experiment Station Special Report 1048, pp. 94-106

33-Waiganjo, M.M. 2004. Studies on the distribution, ecology and preventive management of thrips (Thysanoptera: Thripidae) on Onion in Kenya. PhD Thesis. Kenyatta University

34-Fournier, F., Boivin, G., Stewart, R.K. 1995. Effect of *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) on yellow onion yields and economic thresholds for its management. *J. Econ. Entomol.* 88, 1401e1407.

35-Jensen, L., Simko, B., Shock, C.C., Saunders, L.D. 2002. Alternative methods for controlling onion thrips (*Thrips tabaci*) in Spanish onions. Oregon State University Agricultural Experiment Station Special Report 1038, pp. 104^e

36-Funderburk J. E., and J. Stavisky. 2004. Biology and economic importance of flower thrips. Document EBY682. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Gainesville. 6pp.

37-Mound LA., Masumoto, M. Et Okajima S. 2012. The Palaeotropical genus *Craspedothrips*, with new species from Africa and Malaysia (*Thysanoptera, Thripinae*). *Zootaxa* 3478: 49-61.

38-Pelikan, J. 1988. Records, notes and list of *Thysanoptera* from Algeria. *Acta Entomologica Bohemoslovaca*, 85: 21-27.

39-Benmessaoud, B.H., Mouhouche, F., & Belmazouzi, F.Z. 2010. Inventory and identification of some thrips species in coastal and sub-coastal regions of Algeria. *Agriculture and Biology Journal of North America*, 1(5): 755-761.

40-Toudji F., 2013. Contribution à l'étude de la diversité des thrips sur quelques cultures maraichères dans quelques localités d'Algérie. Mémoire magister, Université Saad Dahleb. Blida, 131p

41-Zezlina I. et Blazic, M. 2003. Testing the efficacy of different insecticides to control onion thrips (*Thrips tabaci* Lindeman, Thysanoptera, Thripidae) in onion crops. *Commun Agric. Appl. Biol. Sci.*, 68 (4 Pt A):287-90.

42-Bielza, P1., Quinto, V., Fernandez, E., Grávalos, C., et Contreras, J., 2007. Genetics of spinosad resistance in *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *J. Econ. Entomol.*, 100 (3):916-20. Blancard D., 2015. Dégâts généraux. <http://ephytia.inra.fr/fr/C/20052/Biocontrol-Degats-generaux>

43-Aviron J., krauss et R.Bbaur., 2009. Lutte contre le thrips sur le poireau: les moyens chimiques suffisent-ils? *Revue suisse Vitic. Arboric. Hortic.* Vol. 41 (4): 231-238

44-Heming, B. S. 1978. Structure and function of the mouthparts in larvae of Haplothrips verbasci (OSBORN) (Thysanoptera, Tubulifera, Phlaeothripidae). *J. Morph.* 156, 1-38

45-Moritz, G. 1989b. Die Ontogenese der *Thysanoptera* (Insecta) unter besonderer Berücksichtigung des Fransenflüglers *Hercinothrips femoralis* (O. M. REUTER, 1891) (Thysanoptera, Thripidae, Panchaetothripinae). IV. Mitteilung: Imago, *Kopf. Zool. Jb. Anat.* 118, 273-307

46-Mound LA. 1997. Biological Diversity. In T. Lewis (Ed.): *Thrips as crop pests*, CAB International. Oxon, New York. Mound LA and Marullo R. 1994. New thrips on mother-in-laws tongue. *Entomologist's Monthly Magazine* 130, 95-98.

47-Zur Strassen R. 2003. Die terebranten Thysanopteren Europas und des Mittelmeer-Gebietes. In: *Die Tierwelt Deutschlands. Begründet 1925 von Friedrich Dahl*, vol 74. Goecke & Evers, Keltern

48-Mound L.A., Kibby G. 1998. *Thysanoptera—an identification guide*, 2nd edn. CAB International, Wallingford, p 70

49-Trdan S., Andjus L., Raspudic´ E., Kac, M. 2005. Distribution of *Aeolothrips intermedius* Bagnall (Thysanoptera: Aeolothripidae) and its potential prey *Thysanoptera* species on different cultivated host plants. *J Pest Sci* 78:217–226

50-Lewis T. 1997. *Thrips as crop pests*. CABI, Wallingford, 740 Milne JR, Milne M, Walter GH (1997) A key to larval thrips (Thysanoptera) from granite belt stonefruit trees and a first description of *Pseudanaphothrips achaetus* (Bagnall) larvae. *Aust J Entomol* 36:319–326

51-Trdan, S, Valic, N, Z. nidarcic D. 2007. Field efficacy of deltamethrin in reducing damage caused by Thrips tabaci Lindeman (*Thysanoptera: Thripidae*) on early white cabbage. *J Pest Sci* 80:217–223

52-Lewis T. 1973. Thrips: their biology, ecology, and economic importance. Ed. Academic Press, New York, 349p

53-Heming, B.S. 1995. History of the germ line in male and female thrips. In: Parker, B.L., Skinner, M. & Lewis, T. 1995. *Thrips Biology and Management*. Ed. Springer, New York, pp. 505-535

54-Mound L.A., Paris D., Fisher N. 2009. *World Thysanoptera*. CSIRO, Black Mountain. <http://anic.ento.csiro.au/thrips/index.html> .16 17

55-Mound, L.A. et Kibby, G., 1998. *Thysanoptera: An Identification Guide*. Ed. CAB International, Wallingford., Australia, 70p.

56-Mound L.A., and Marullo R., 1999. Two new basal-clad *Thysanoptera* from California with old world affinities, *Journal of the New-York entomological Society* 106:81-94.

57-EPPO, 2011. Pest lists with pest-specific information. EPPO—European and Mediterranean Plant Protection Organization, Paris, 2 February. <http://www.eppo.org/QUARANTINE/quarantine.htm>.P

58-Tommasini M.G., et Maini S., 1995. *Frankliniella occidentalis* and other harmful to vegetable and ornamental crops in Europe, pp.1-42. In **Loomans A., Van Lenteren J.M., , Tommasini, M.G., Maini, S., and J. Riudavets.** *Biological Control of thrips* Pests.W ageningen Agrucultural University Papers 95-1, printed by Veenman Drukkers, Wageningen, The Netherlands.

59-Fraval, A. 2006. Les thrips. *Insectes*, 143: 29-34.

60-Moritz G., Morris D., et Mound L.A., 2002. Thrips ID: Visual and molecular identification of pest thrips of the world. *Zoology (Jena)*, 105: 93-93.

61-Hebert P.D.N., Cywinska A., Ball S.L., et Dewaar D.J.R., 2003. Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 270 (1512): 313-321.

62-Bhatti, J.S. 1978. A preliminary revision of Taeniothrips. *Oriental Insects* 12:157-199.

63-Mound, L.A., Heming, B.S. et Palmer, J.M., 1980. **Phylogenetic** relationships between the families of recent *Hysanoptera*. *Zoological Journal of the Linnean Society of London*, 69: 111-141.

64-Mound, L.A., 1997. Biological diversity. In: **Lewis, T. 1997.** *Thrips as crop pest*, Ed. CAB International, New York, pp. 197-215.

- 65-Mound, L.A. et Kibby, G. 1998.** Thysanoptera: An Identification Guide. Ed. CAB International, Wallingford., Australia, 70p.
- 66-Mound, L.A., Morison, G.D., Pitkin, B.R., and Palmer, J.M. 1976.** Handbooks for the identification of British insects—*Thysanoptera* I(II):1-79. Royal Entomological Society of London.
- 67-Mound, L. A and Palmer, J. 1981.** Identification, distribution and host-plants of the pest species of Scirtothrips (Thysanoptera: Thripidae). Bulletin of Entomological Research. 71: 467-479.
- 68-Mound, L.A., 2007a.** Thysanoptera (Thrips) of the World – a ecklist. <http://www.ento.csiro.au/thysanoptera/worldthrips.html>
- 69-STANNARD L., J., 1957.** The phylogeny and classification of the North American genera of the suborder Tubulifera (Thysanoptera). III. Biol. Mongr. 25, 1-200.
- 70- Aviron, S. krauss, J., et Baur, R. 2009.** Lutte contre le thrips sur le poireau: les moyens chimiques suffisent-ils? Revue suisse Vitic. Arboric. Hortic.Vol. 41 (4): 231-238. INRA.
- 71-Bournier, A., 1970.** The most important forms of thysanopteran injuries on cultivated plants. Annales de Zoologie et Ecologie Animale, 2: 237-259.
- 72-Pesson P. 1951.** Super Ordre des Thysanoptéroïdes, 1805-1866 in CRASSEP.P., traité de Zoologie Anatomie, Systématique, Biologie. Insectes supérieurs et hémiptéroïdes Ed. Masson, Paris, T.X, 1873p GRASEE P.P., 1949-Traité de Zoologie Anatomie, Ed.Masson et Cie, Paris. TXII, 1117P.
- 73-Zhang Z.J., Q. J. Wu, X.F. Li, Y.J. Zhang, B.Y. Xu , and G.R. Zhu. 2007.** Life history of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera Thripidae*), on five different vegetable leaves. J. Appl. Entomol. 131(5): 347-354.
- 74-Mound, L. A., 2004.** Australian *Thysanoptera* - biological diversity and a diversity of studies. Australian Journal of Entomology 43: 248-257.
- 75-Mound L.A., and Teulon, D.A.J., 1995.** Thysanoptera as Phytophagous Opportunists. In “Thrips Biology and Management” (B.L. Parker, M. Skinner and T. Lewis, Eds.), pp. 3-19. NATO ASI Series, Series A, Life Sciences, vol. 276. Plenum Press, New York.
- 76-Reitz, S.R., 2009.** Biology and ecology of the Western flower thrips (*Thysanoptera: Thripidae*): the making of a pest. Fla. Entomol. 92, 7–13.
- 77-Moritz G. 1997.** Structure, Growth and Development. Chapter 2: 15-64. , pp. 1-13. En T. Lewis (ed.), Thrips as crop pests. CAB International, Wallingford, UK.
- 78-Bournier A., et Bournier, J.P. 1987.** L'introduction en France d'un nouveau ravageur: *Frankliniella occidentalis*. Phytoma, 388, 14-17.

- 79-Katayama, H. 1997.** Effect of temperature on development and oviposition of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology, 41: 225-231 (in Japanese with English summary).
- 80-Moritz G. 1997.** Structure, Growth and Development. Chapter 2: 15-64. , pp. 1-13. En T. Lewis (ed.), Thrips as crop pests. CAB International, Wallingford, UK.
- 81-Zhang Z.J., Wu, Q. J., Li, X.F., Zhang, Y.J., Xu, B.Y. , and Zhu, G.R. 2007.** Life history of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera* :*Thripidae*), on five different vegetable leaves. J. Appl. Entomol. 131(5): 347-354.
- 82-Cho K., Eckel, C. S., Walgenbach, J. F. and Kennedy, G.G. 1995.** Overwintering of thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in North Carolina. Environmental Entomology 24(1): 58-67.
- 83-Larentzaki S., A. M., Musser, F. R., Nault, B. A. and Plate, J. 2007.** Overwintering locations and hosts for onion thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in the onion cropping ecosystem in New York. Journal of Economic Entomology 100(4):1194-1200.
- 84-Terry I, 1997** Host selection, communication and reproductive behaviour. In: Lewis, T. Thrips as Crop Pests. CAB International Oxon, New York.
- 85-Appert J. et Deuse J. 1982.** Les ravageurs des cultures vivrières et Maraîchères sous les tropiques. - Maisonneuve et Laros. ACCT, Paris; p 420.
- 86-Hoddle M. S. 1999.** The Biology and Management of the Avocado Thrips, *Scirtothrips perseae* Nakahara (*Thysanoptera: Thripidae*). Department of Entomology, University of California, Riverside, CA 92521 USA.
- 87-Morsello S. C., Groves R. L., Nault B. A., and Kennedy, G.G. 2008.** Temperature and precipitation affect seasonal patterns of dispersing tobacco thrips, *Frankliniella fusca*, and onion thrips, *Thrips tabaci* (*Thysanoptera: Thripidae*) caught on sticky traps. Environmental Entomology 37(1):79-86.
- 88-Lewis T. 1997a.**Thrips as crop pests. CABI, Wallingford, 740 Milne **J.R., Milne M., Walter G.H. 1997.** A key to larval thrips (*Thysanoptera*) from granite belt stonefruit trees and a first description of *Pseudanaphothrips achaetus* (Bagnall) larvae. Aust J Entomol 36:319–326.
- 89-Broadbent, A. B, and Allen, W. R. 1995.** Interactions within the western flower thrips/ Tomato spotted wilt virus/ host plant complex on virus epidemiology. Pages 185-196 in **Parker, B.L., Skinner, M., and Lewis, T. [eds.]**. Thrips biology and management. Pleunum Press, New York.
- 90-De Jager, C. M., Butot, R. P. T., Klinkhamer, P. G. L., de Jong, Wolff T. J., K., and Van der Meijden, E. 1995.** Genetic variation in *chrysanthemum* for resistance to *Frankliniella occidentalis*. Entomologia Experimentalis et Applicata 77: 277-287.
- 91-Frey, J. E., Cortada, R. V., and Helbling, H. 1994.** The potential of flower odours for use in population monitoring of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Perg.) (*Thysanoptera: Thripidae*). Biocontrol Science and Technology 4: 177-186.

- 92-Cho, K., Eckle, C. S., Walgenbach, J. F., and Kennedy, G. G. 1995.** Overwintering of Thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in North Carolina. *Environmental Entomology* 24: 58-67.
- 93-Childers, C. C. and Brecht, J. K. 1996.** Colored sticky traps for monitoring *Frankliniella bispinosa* (Morgan) (*Thysanoptera: Thripidae*) during flowering cycles in citrus. *Journal of Economic Entomology* 89: 1240-1249.
- 94-Yudin, L. S., Tabashnik, B. E., Cho, J. J., and Mitchell, W. C. 1988.** Colonization of weeds and lettuce by thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) with reference to aphids (*Homoptera: Aphididae*) and leafminers in Hawaiian lettuce farms. *Journal of Economic Entomology*. 80:51-55.
- 95-Moun, L. A., and Marullo, R., 1996.** The thrips of Central and South America: an introduction. *Mem. Entomol. Int.* 6: 1-488.
- 96-Kirk W. D. J., 1987.** How much pollen can thrips destroy? *Ecological Entomology* 12: 31-40.
- 97-Kirk, W. D. J. 1997.** Feeding, pp. 119-174. In S. M. Parker BL, Lewis T [ed.], *Thrips as Crop Pests*. CAB International, Wallingford, UK.
- 98-Stanley R. G., and Linkskins, H. F. 1974.** *Pollen: Biology, Biochemistry, Management*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, New York
- 99-Murai T., and Ishii, T. 1982.** Simple rearing method for flower thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) on pollen. *Jap. J. appl. Ent. Zool.* 26: 149
- 100-Lambert I. 1999.** S.O.S Thrips, Cultures en serres. Bulletin d'information permanent N 1, Ed. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Québec, 5p
- 101-Kirk W. D. J. 1997.** Distribution, abundance and population dynamics. *Thrips as crop pests*. 217-257
- 102-Chamberlin J.R., Todd, J.W., Beshear, R.J., Culbreath, A.K. and Demski, J.W. 1992.** Overwintering hosts and wing form of thrips, *Frankliniella* spp., in Georgia (*Thysanoptera: Thripidae*): Implications for management of spotted wilt disease. *Environ. Entomol.* 21: 121-12
- 103-Moritz G., Delker, C., Paulsen, M., Mound, L.A., Burgermeister, W. 2000.** Modern methods for identification of *Thysanoptera*. *EPPO Bull* 30:591–593
- 104-Pappu, H.R., Jones, R.A.C., Jain, R.K. 2009.** Global status of *Tospovirus epidemics* in diverse cropping systems: successes achieved and challenges ahead. *Virus Res* 141:219–236 identify thrips.
- 105-Whitfield, A.E., Ullman, D.E, German T.L. 2005.** *Tospovirus-thrips* interactions. *Annu Rev Phytopathol.* 43:459–489.
- 106-Wijcamp, I., Almarza, N., Goldbach, R., and Peters, D. 1995.** . Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology* 85: 1069-1074.

- 107-Scholthof K.B.G., Adkins S., Czosnek H., Palukaitis P., Jacquot E., Hohn T., Hohn B., Saunders K., Candresse T., Ahlquist P., Hemenway C., Foster G.D., 2011.** Top 10 plant viruses in molecular plant pathology. *Mol Plant Pathol*, 12:938-954.
- 108-Culbreath A.K., Todd J.W., Brown S.L., 2003.** Epidemiology and management of tomato spotted wilt in peanut. *Annu Rev Phytopathol*, 41:53-7.
- 109-Riley, D., Sparks Jr, A., Srinivasan, R., Kennedy, G., Fonsah, G., Scott, J. et al. (2018)** Thrips: Biology, ecology, and management. *Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato*, pp. 49–71. Academic Press.
- 110-Van Driesche, R., 1998.** Western Flower Thrips in Greenhouses: A Review of its Biological Control and Other Methods. <http://www.biocontrol.ucr.edu/WFT.html>. Accessed 22 March, 2006.
- 111-German, T. L., D. E. Ullman, and J. W. Moyer. 1992** Tospovirus: diagnosis, molecular biology, phylogeny, and vector relationships. *Annual Review of Phytopathology* 30: 315-348.
- 112-Sampson C., et Kirk W.D.J., 2016.** Predatory mites double the economic injury level of *Frankliniella occidentalis* in strawberry. *Biocontrol (Dordrecht)* 61(6): 661–669.
- 113-Larentzaki, E., Shelton, A. M., Musser, F. R., Nault, B. A. and Plate, J. 2007.** Overwintering locations and hosts for onion thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in the onion cropping ecosystem in New York. *Journal of Economic Entomology*.
- 114-Margarita P., Bosco L., Vallino M., Ciuffo M., Mautino GC, Tavella L, Turina M. 2014.** The NSs protein of Tomato spotted wilt virus is required for persistent infection and transmission by *Frankliniella occidentalis*. *J Virol*, 88:5788-5802.
- 115-King et al., 2012.** An extreme x-ray disk wind in the black hole candidate 17091–3624. preprint typeset using latex style emulateapj v. 5/2/11.
- 116-Moritz G., Kumm, S. and Mound, L., 2004b.** Tospovirus transmission depends on thrips ontogeny. *Virus Research* 100: 143-49.
- 117-Riley D.G., Joseph, S.V., Srinivasan, R., and Diffie, S., 2011.** Thrips Vectors of Tospoviruses. *J. Integrated Pest Manage.* 1(2): 1-10.
- 118-Zitter T.A., Daughtrey, M.L., Sanderson, J.P., 1989.** Tomato Spodded Wilt Virus Fact Sheet. Cornell University 735.9.
- 119-Rotenberg, D., Jacobson, A.L., Schneewis, D.J. and Whitfield, A.E. (2015)** Thrips transmission of tospoviruses. *Current Opinion of Virology*, 15, 80–89.
- 120-Van de Wetering, F., R. Goldbach, and Peters, D., 1996.** Tomato spotted wilt tospovirus ingestion by first instar larvae of *Frankliniella occidentalis* is a prerequisite for transmission. *Phytopathology* 86(9): 900-905.

- 121-Persley, D. M., Thomas, J. E. and Sharman, M.. 2006.** Tospoviruses: an Australian perspective. *Australasian Plant Pathology* 35: 161–180.
- 122-Daughtrey M.L., Jones, R.K. Moyer, J.W., Daub, M.E. and Baker, J.R. 1997.** Tospoviruses strike the greenhouse industry: INSV has become a major pathogen on flower crops. *Plant Disease* 81(11), 1220–1230.
- 123-Naidu, R. A., Deom C. M., and Sherwood J. L. 2001.** First report of *Frankliniella fusca* as a vector of Impatiens necrotic spot tospovirus. *Plant Disease* 85: 1211.
- 124-Cloyd, R.A., Galle, C.L., Keith, S.R., Kalscheur and Kemp, K.E. 2009.** Effect of commercially available plant-derived essential oil products on arthropod pests. *Journal of Economic Entomology* 102: 1567-1579.
- 125-Villeneuve F., Villeneuve F., Pierre J., Legrand S. M., Bosc Sileban J.P., 1999.** Le thrips du poireau Comment raisonner les interventions ? Quelles stratégies ? *Infos Ctifl*, 150:44-49.
- 126-Law, M. D. and Moyer, J. W., 1989.** Physicochemical analysis of a serologically distinct tomato spotted wilt virus strain. *Phytopathology* 79, 933-938. Lc Guenno, B. (1995). Emerging viruses. *Scientific American* 273, 56-64.
- 127-Francki, R. I. B., Fauquet, C. M., Knudson, D. L. and Brown, F., 1991.** "Classification and Nomenclature of Viruses". *Archives of Virology*. Springer-Verlag, New York.
- 128-Sherwood, J. L., German, T. L., Moyer, J.W., Ullman, D. E. and Whitfield, A. E., 2000.** Tospoviruses. In "Encyclopedia of Plant Pathology" (O. C. Maloy and T. D. Murray, eds), pp. 1034-1040. John Wiley & Sons, New York.
- 129-Jones, R. K. and Baker, J. R., 1991.** TSWV: Symptoms, host range and spread. *Virus- Thrips-Plant Interaction of Tomato Spotted Wilt Virus*. H. Hsu and R.H. Lawson [eds.] Proc. USDA Workshop, USDA-ARS Bull. ARS.
- 130-Ullman, D. E., T. L. German, J. L. Sherwood, D. M. Westcot, and F. A. Cantone. 1993.** Tospovirus replication in insect vector cells: Immunocyto-chemical evidence that the nonstructural protein encoded by the S RNA of tomato spotted wilt tospovirus is present in thrips vector cells. *Phytopathology* 83: 456-463.
- 131-Allen, W. R. and J. A. Matteoni. 1991.** Petunia as an indicator plant for use by growers to monitor for thrips carrying the tomato spotted wilt virus in greenhouses. *Plant Disease*. 75: 78-82.
- 132-EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 1999a.** Tomato spotted wilt, tospovirus. Data sheets on quarantine pests. *EPPO Bulletin*, 29: 465–472.
- 133-EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 1999b.** Impatiens necrotic spot tospovirus. Data sheets on quarantine pests. *EPPO Bulletin*, 29: 473–476.

134-EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 1999c. Watermelon silver mottle tospovirus. Data sheets on quarantine pests. EPPO Bulletin, 29: 489–492.

135-EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 2004. Tomato spotted wilt tospovirus, Impatiens necrotic spot tospovirus, and Watermelon silver mottle tospovirus. Diagnostic protocols for regulated pests PM 7/34. EPPO Bulletin, 34: 271–279.

136-Cortes, Livieratos, I. I. C., Derks, A. D. Peters, and Kormelink, R. 1998. Molecular and serological characterization of Iris yellow spot virus, a new and distinct Tospovirus species. Phytopathology 88: 1276–1282.

137-Gent D.H., Toit L.J.d., Fichtner S.F., Mohan S.K., Pappu H.R., Schwartz H.F., 2006. Iris yellow spot virus: an emerging threat to onion bulb and seed production. Plant Dis 90(12):1468-1480.

138-Pozzer L., Bezerra, I.C., Kormelink, R., Prins, M., Peters, D., Resende, R.O., de Avila, A.C., 1999. Characterization of a tospovirus isolate of iris yellow spot virus associated with a disease in onion fields in Brazil. Plant Dis 83(4):345-350.

139-Pozzer, L., Nagata, T., Lima, M.I., Kitajima, E.W., Resende, R.O., de Avila, A.C., 1994. “Sapeca”: an onion disease in the Sub-Médio São Francisco region, Brazil, is caused by a tospovirus with a serologically distinct nucleocapsid protein. Fitopatologia Brasileira 19(1):321.

140-Hall, J.M., Mohan, K., Knott, E.A., Moyer, J.W., 1993. Tospoviruses associated with scape blight of onion (*Allium cepa*) seed crops in Idaho. Plant Dis 77(9):952-959

141-Srinivasan, R., Sundaraj, S., Pappu, H.R., Diffie, S., Riley, D.G., Gitaitis, R.D. 2012. Transmission of Iris yellow spot virus by *Frankliniella fusca* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae). J Econ Entomol 105(1):40-47.

142-Bautista, R. C. and R. F. L. Mau. 1994. Preferences and development of Western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) on plant hosts of tomato spotted wilt tospovirus in Hawaii. Environmental Entomology 23(6): 1501-1507. Dep. Entomol., University Hawaii, Honolulu, HI 96822, USA.

143-Gent, D.H., Toit, L.J., Fichtner, S.F., Mohan, S.K., Pappu, H.R., Schwartz, H.F. 2006. Iris yellow spot virus: an emerging threat to onion bulb and seed production. Plant Dis 90(12):1468-1480.

144-Diaz-Montano J., Fuchs, M., Nault, B.A., Fail, J., Shelton, A.M. 2011. Onion thrips (Thysanoptera: Thripidae): a global pest of increasing concern in onion. J Econ Entomol 104(1):1-13.

145-Nischwitz, C., Gitaitis, R.D., Mullis, S.W., Csinos, A.S., Langston, D.B., Sparks A.N. 2007. First report of Iris yellow spot virus in spiny sowthistle (*Sonchus asper*) in the United States. Plant Dis 91(11):1518.

- 146-Hansen, E. A., Funderburk, J. E., Reitz, S. R., Ramachandran, S., Eger, J. E. and McAuslane, H. 2003.** Within-plant distribution of *Frankliniella* species (*Thysanoptera: Thripidae*) and *Orius insidiosus* (*Heteroptera: Anthocoridae*) in field pepper. *Environmental Entomology* 32: 1035–1044.
- 147-Broadbent, A.B., Rhainds, M., Shipp, L., Murphy, G., and Wainman, L. 2003.** Pupation behavior of western flower thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) on potted chrysanthemum. *Canadian Entomologist* 135: 741–744.
- 148-Lowry, V. K., Smith J. W., and Mitchell, F. L. 1992.** Life-fertility tables for *Frankliniella fusca* (Hinds) and *F. occidentalis* (Pergande) (*Thysanoptera: Thripidae*) on peanut. *Annals of the Entomological Society of America* 85: 744–754.
- 149-Montero-Astua M., Rotenberg, D., Leach-Kieffaber, A., Schneweis, B.A., Park, S., Park, J.K., German, T.L., Whitfield, A.E. 2014.** Disruption of vector transmission by a plant-expressed viral glycoprotein. *MPMI*, 27:296-304.
- 150-Rotenberg D, Kumar NKK, Ullman DE, Montero-Astua M, Willis DK, German TL, Whitfield AE. 2009.** Variation in Tomato spotted wilt virus titer in *Frankliniella occidentalis* and its association with frequency of transmission. *Phytopathology*, 99:404-410.
- 151-Kindt, F., Joosten, N.N., Peters, D. & Tjallingii, W.F. 2003.** Characterisation of the feeding behaviour of western flower thrips in terms of electrical penetration graph (EPG) waveforms. *Journal of Insect Physiology*.
- 152-Wijkamp, I., Van den Wetering, F., Goldbach, R. & Eters, D. 1996.** Transmission of tomato spotted wilt virus by *Frankliniella occidentalis*; median acquisition and inoculation access period. *Annals of Applied Biology* 129.
- 153-Kirk, W. D. J., & Terry, L. I. 2003.** The spread of the western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Agricultural and Forest Entomology* 5, 301–310.
- 154-Thompson, G. J., & van Zijl, J. J. B. 1996.** Control of tomato spotted wilt virus in tomatoes in South Africa. *Acta Horticulturae*, 431, 379–384.
- 155-Dafalla, G. A. 2001.** Situation of tomato and pepper viruses in Africa. Paper presented at the Plant virology in Sub-Saharan Africa International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria.
- 156-Sivparsad, B., & Gubba, A. 2011.** Evaluation of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) plants with natural and transgenic resistance against Tomato spotted wilt virus (TSWV) isolates occurring in the Republic of South Africa (RSA). *African Journal of Agricultural Research*, 6(13), 3013–3020.
- 157-Ssekyewa, C. 2006.** Incidence, distribution and characteristics of major tomato leaf curl and mosaic virus diseases in Uganda. *Applied Biological Sciences PhD Thesis*, Ghent University, Ghent, Belgium.

- 158-Wangai, A. W., Mandal, B., Pappu, H. R., & Kilonzo, S. 2001.** Outbreak of Tomato spotted wilt virus in tomato in Kenya. *Plant Disease* 85(10), 1123.
- 159-Salguero Navas, V. E., J. E. Funderburk, R. J. Beshear, S. M. Olson, and T. P. Mack. 1991.** Seasonal patterns of *Frankliniella* spp. (*Thysanoptera: Thripidae*) in tomato flowers. *J. Econ. Entomol.* 84: 1818–1822.
- 160-Reitz, S. R. 2008.** Comparative bionomics of *Frankliniella occidentalis* and *Frankliniella tritici*. *Florida Entomologist* 91: 474–476.
- 161-Perrings, C., K. Dehnen-Schmutz, J. Touza, and M. Williamson. 2005.** How to manage biological invasions under globalization. *Trends in Ecology and Evolution* 20: 212–215.
- 162-Yudin, L. S., J. J. Cho, and W. C. Mitchell. 1986.** Host range of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera: Thripidae*), with special references to *Leucaena glauca*. *Environmental Entomology* 15.
- 163-Riley, D. G., and K. Batal. 1998.** Management of thrips on onions, pp. 41–42. In B. W. Maw (ed.), 1996–1997 Georgia Onion Research-Extension Report.
- 164-Todd, J. W., Culbreath, A. K., Chamberlin, J. R., Beshear, R. J., and Mullinix, B. G. 1995.** Colonization and population dynamics of thrips in peanuts in the southern United States, pp. 453–460.
- 165-Riley, D. G., and Pappu, H. R. 2004.** Tactics for management of thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) and tomato spotted wilt virus in Tomato. *Journal of Economic Entomology* 97: 1648–1658.
- 166-Scholthof, K.B.G, Adkins, S., Czosnek, H., Palukaitis, P., Jacquot, E., Hohn, T., Hohn, B., Saunders, K., Candresse, T., Ahlquist, P., Hemenway, C., Foster, G.D. 2011.** Top 10 plant viruses in molecular plant pathology. *Mol Plant Pathol*, 12:938-954.
- 167-Birithia, R., Subramanian, S., Pappu, H. R., Sseruwagi, P., Muthomi, J. W., & Narla, R. D. 2011.** First report of Iris yellow spot virus infecting onion in Kenya and Uganda. *Plant Disease* 95(9), 1195.
- 168-Birithia, R., Subramanian, S., Villinger, J., Muthomi, J. W., Narla, R. D., & Pappu, H. R. 2012.** First report of Tomato yellow ring virus (*Tospovirus, Bunyaviridae*) infecting tomato in Kenya. *Plant Disease*, 96(9), 1384–1384. doi: 10.1094/pdis-05-12-0462-pd.
- 169-Ramkat, R. C., Wangai, A. W., Ouma, J. P., Rapando, P. N., & Leigut, D. K. 2008.** Cropping system influences Tomato spotted wilt virus disease development, thrips populations and yield of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Annals of Applied Biology*, 153(3), 373–380. doi: 10.1111/j.1744-7348.2008.00268.x
- 170-Wangai, A. W., Mandal, B., Pappu, H. R., & Kilonzo, S. 2001.** Outbreak of Tomato spotted wilt virus in tomato in Kenya. *Plant Disease* 85(10), 1123.

- 171-Westmore, G. C., Poke, F. S., Allen, G. R., & Wilson, C. R. 2013.** Genetic and host associated differentiation within *Thrips tabaci* Lindeman (*Thysanoptera: Thripidae*) and its links to tomato spotted wilt virus-vector competence. *Heredity*, 111, 210–215.
- 172-Kasina, M., Nderitu, J., Nyamasyo, G., Waturu, C., Olubayo, F., Obudho, E., & Yoibera, D. 2009.** Within-plant distribution and seasonal population dynamics of flower thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) infesting French beans (*Phaseolus vulgaris* L.) in Kenya. *Spanish Journal of Agricultural Research* 7(3), 652–659.
- 173-Kasina, M., Nderitu, J., Nyamasyo, G., Waturu, C., Olubayo, F., Obudho, E., & Yoibera, D. 2009.** Within-plant distribution and seasonal population dynamics of flower thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) infesting French beans (*Phaseolus vulgaris* L.) in Kenya. *Spanish Journal of Agricultural Research* 7(3), 652–659.
- 174-Nagata, T., Nagata, A. K. I., Lent, J. v., Goldbach, R., & Peters, D. 2002.** Factors determining vector competence and specificity for transmission of *Tomato spotted wiltvirus*. *Journal of General Virology*, 83, 663–671.
- 175-Casey, C. A., Robb, K. L., Campbell, L. R. and Ullman, D. E. 1998.** Use of indicator plants to monitor for INSV and TSWV. *Greenhouse Management and Production* 1998 (March), 31-33.
- 176-Robb, K. L., Casey, C. A., Whitfield, A. E., Campbell, L. R. and Ullman, D. E. 1998.** A new weapon to fight INSV and TSWV. *Grower Talks*, 64-73.
- 177-Sakimura, K. 1963.** *Frankliniella fusca*, an additional vector for the tomato spotted wiltvirus, with notes on *Thrips tabaci*, another vector. *Phytopathology* 53, 412–415.
- 178-Sakimura, K. 1969.** A comment on the color forms of *Frankliniella schultzei* (*Thysanoptera: Thripidae*) in relation to transmission of the tomato spotted wilt virus. *Pacific Insects* 11, 761-762.
- 179-Ullman, D. E., Cho, J. J., Mau, R. F. L., Hunter, W. B., Westcot, D. M. and Custer, D. M. 1992a.** Thrips-tomato spotted wilt virus interactions: morphological, behavioral and cellular components influencing thrips transmission. In "Advances in Disease Vector Research" (K. F. Harris, ed.), Volume 9, 195--240. Springer-Verlag, New York.
- 180-Ullman, D. E., German, T. L., Sherwood, J. L., Westcot, D. M. and Cantone, F. A. 1993a.** Tospovirus replication in insect vector cells: immunocytochemical evidence that the nonstructural protein encoded by the S RNA of tomato spotted wilt tospovirus is present in thrips vector cells. *Phytopathology* 83, 456-463.
- 181-Wijcamp, I., N. Almarza, R. Goldbach, and D. Peters. 1995.** Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology* 85: 1069-1074.
- 182-Peters, D., 1998.** An updated list of plant species susceptible to tospoviruses, pp.107-110. In: Recent Progress in Tospovirus and Thrips Research. Proceedings of the Fourth International Symposium on Tospoviruses and Thrips in Floral and Vegetable Crops. Wageningen, The Netherlands.

- 183-Ullman, D. E., Westcot, D. M., Chenault, K. D., Sherwood, J. L., German, T. L., & Bandla, M. D. 1995.** Compartmentalization, intercellular transport, and autophagy of tomato spotted wilt tospovirus protein in infected thrips cells. *Phytopathology*, 85, 644–654.
- 184-Tsuda, S., Fujisawa, I., Ohnishi, J., Hosokawa, D., & Tomaru, K. 1996.** Localization of tomato spotted wilt tospovirus in larvae and pupae of the insect vector *Thrips setosus*. *Phytopathology*, 86, 1199–1203.
- 185-Bielza, P. 2008.** Insecticide resistance management strategies against the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *Pest Management Science* 64: 1131-1138.
- 186-Bielza, P., Quinto, V., Contreras, J., Torné, M., Martín, A. and Espinosa, P. J. 2007.** Resistance to spinosad in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), in greenhouses of south-eastern Spain. *Pest Manag Sci* 63: 682-687.
- 187-Broadbent, A. B. and Pree, D. J. 1997.** Resistance to insecticides in populations of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) from greenhouses in the Niagara Region of Ontario. *Can Entomol* 129: 907-913.
- 188-Broadbent, A. B., Matteoni, J. A. and Allen, W. R. 1990.** Feeding preferences of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera).
- 189-Herron, G. A. and James, T. M. 2007.** Insecticide resistance in Australian populations of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae). *Gen Appl Ent* 36: 1-5.
- 190-Herron, G. A., James, T. M., Rophail, J. and Mo, J. 2008.** Australian populations of onion thrips, *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera: Thripidae), are resistant to some insecticides used for their control. *Australian Journal of Entomology* 47: 361-364.
- 191-Riudavets, J. and Castane, C. 1998.** Identification and evaluation of native predators of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) in the Mediterranean. *Environmental Entomology* 27: 86-93.
- 192-Ferguson, G.M. and Schmidt, J.M. 1996.** Effect of selected cultivars on *Orius insidiosus*. *IOBC/WPRSIOBC/WPRS Bulletin* 19: 39-42.
- 193-Goodwin, S. and Steiner, M. Y. 1996.** Survey of Australian native natural enemies for control of thrips. *IOBC/WPRS Bull.* 19: 47-50.
- 194-Tommasini M. G. and Nicoli, G. 1996.** Evaluation of *Orius* spp. as biological control agents of Thrips pest: further experiments on the existence of diapause in *Orius laevigatus*. *IOBC/WPRS Bulletin* 19(1):183-186.
- 195-Alston, D. and Drost, D. 2008.** Onion thrips (*Thrips tabaci*). Utah Pests Fact Sheet ENT-117-08PR, Utah State University Extension, Logan, Utah, pp. 1-7.

- 196-Brodbeck, B. V., Stavisky, J., Funderburke, J. E., Andersen, P. C. and Olson, S. M. 2001.** Flower nitrogen status and populations of *Frankliniella occidentalis* feeding on *Lycopersicon esculentum*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 99(2): 165-172.
- 197-Willmott, J. D. 2002.** *Greenhouse IPM Notes* 12: 1. Rutgers Cooperative Extension, The State University of New Jersey, NJ, USA
- 198-Jericho, C and Wilson C. 2002.** *Tomato spotted wilt virus* - Understanding the epidemics. *Western Flower Thrips Newsletter* 26: 23-26.
- 199-Jericho, C. 2005.** Epidemiology and the development of risk assessment models for the management of Tomato spotted wilt virus (TSWV) in potatoes PhD Thesis. University of Tasmania.
- 200-Balciunas, J. K., Burrows, D. W. and Purcell, D. W. 1996.** Comparison of the physiological and realized host ranges of a biological control agent from Australia for the control of the aquatic weed, *Hydrilla verticillata*. *Biological Control* 7: 148-158.
- 201-Fahrig, L., Baudry, J., Brotons, L., Burel, F., Crist, T.O., Fuller, R.J, Sirami, C., Siriwardena, G.M., Martin, J.L. 2011.** Functional landscape heterogeneity and animal biodiversity in agricultural landscapes. *Ecology Letters* 14, 101-112.
- 202-MADR. 2016.** Données sur le site Algerie presse service. <http://www.aps.dz/economie/75536-culturemaraichere-une-production-nationale-de-plus-de-130-millions-de-quintaux-en-2017>
- 203-Colignon P., Haubruge. E., Hastir. P., Gaspar. C., & Francis. F. 2001.** Effet de l'environnement proche sur la biodiversité entomologique en culture maraîchères de plein champ. *Parasitica* 56 Montpellier: 59-70.
- 204-Lauret F. 2001.** Les fruits et légumes dans les économies méditerranéennes : actes du colloque de Chania. Montpellier : CIHEAM, p. 1 03-1 09 (Option s Méditerranéennes : Série A. Séminaires Méditerranéens; n. 1 9).
- 205-Tilman, D., Cassman, K.G., Matson, P.A., Naylor, R., Polasky, S. 2012.** Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature* 418, 671-677.
- 206-MADRP. 2018.** Bilan annuel des statistiques du ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche, Ministère de l'agriculture et de développement rural, «le renouveau agricole et rural en marche revue et perspectives.
- 207-MADRP. 2019.** Bilan annuel des statistiques du ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche, Ministère de l'agriculture et de développement rural, «le renouveau agricole et rural en marche revue et perspectives.
- 208-Appert j., et Deuse J. 1982.** Les ravageurs des cultures vivrières et Maraîchères sous les tropiques. - Maisonneuve et Laros. ACCT, Paris; p 420.
- 209-Hanafi A., Lachama, P. 1999** - Lutte intégrée contre le Thrips californien (*Frankliniella occidentalis*) en culture de poivron sous serre dans la région du Souss. Cahiers Options méditerranéennes. Ed. Inst, Agro- Vétérinaire Hassan II, B.P. Agadir, Maroc, Vol.31: 435-440.

210-Theunissen, J. & Legutowska H. 1991. *Thrips tabaci* Lindeman (*Thysanoptera, Thripidae*) in leek - symptoms, distribution and population estimates. *Journal Of Applied Entomology-Zeitschrift Fur Angewandte Entomologie*. 112 : 163-170.

211-Jenser, G., Almási, A., Kazinczi, G., Takács, A., Szénási, Á., Gáborjányi, R. 2009. Ecological Background of the Epidemics of Tomato spotted wilt virus in Central Europe. *Acta Phytopatol. et Entomologie. Hung.* 44 (2): 213-223.

212-Moritz G., kumm S. and Mound I. 2004. Tospovirus transmission depends on thrips ontogeny. *Virus Research* 100: 143-149.

213-EPPO, 2011. Pest lists with pest-specific information. EPPO—European and Mediterranean Plant Protection Organization, Paris, 2 February. <http://www.eppo.org/QUARANTINE/quarantine.htm>.

214-Geiger, F., Bengtsson, J., Berendse, F., Weisser, W.W., Emmerson, M., Morales, M.B., Ceryngier, P., Liira, J., Tscharntke, T., Winqvis Eggers, C., 2010. Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and biological control potential on European farmland. *Basic and Applied Ecology* 11(2), 97-105.

215-Gullino, M. L., Leroux, P., Smith, C. M. 2000. Uses and challenges of novel compounds for plant disease control. *Crop Protection* 19, 1-11.

216-Krebs, J.R., Wilson, J.D., Bradbury, R.B., Siriwardena, G.M. 1999. The second silent spring? *Nature* 400, 611-612.

217-Peshin, R., Dhawan, A.K. 2009. *Integrated Pest Management : Innovation-Development Process*. Springer. 689 p.

218-Morse, J.G. and Hoddle, M.S. 2006. Invasion biology of thrips. *Annual Review of Entomology*, 51, 67–89. Mouden, S., Sarmiento, K.F., Linkhamer, P.G. and Leiss, K.A.

219-Emberger L. 1955. Une classification biogéographique des climats. *Trav. Lab. Bot. Zool. Fac. Sci. Serv. Montpellier* 7, p 3-43.

220-Bessaoud, Pellissier, J.-P., Rolland, J.-P., Khechimi, W. 2019. Rapport de synthèse sur l'agriculture en Algérie. [Rapport de recherche] CIHEAM-IAMM., pp.82. hal-02137632.

221- MOGOU R., 2003 -Assesse ment, impact and vulnerability to climate change on North Africa; Food and water ressources. Contribution to the AI ACC (Adaptations to climate change).AF 90 North Africa Project 90P.

222- Le-Houerou H. N., Claudin J. et Pouget M. 1977. *Etude bioclimatique des steppes algériennes avec une carte bioclimatique au 1/1000.000*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afri. Nord.* 36-

223-Sánchez-Monge A., Retana-Salazar, A., Brenes, S., Agüero, R. 2011. A contribution to thrips-plant associations records (*Insecta: Thysanoptera*) in Costa Rica and Central America. *Fla. Entomol.* 94: 330–339.

- 224-Hoddle M.S., Mound L.A., Nakahara S. 2004.** *Thysanoptera* recorded from California, U.S.A.: a checklist. *Fla. Entomol.* 87(3): 317–323
- 225-Andjus L., Spasic R., Dopudja M. 2001.** Thrips from coloured water traps in Serbian wheat fields. In: Marullo R., Mound L. (eds) *Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera*. Australian National Insect Collection, Canberra, Australia, pp. 345–350.
- 226-Gillespie D.R., Vernon R.S. 1990.** Trap catch of western flower thrips (*Thysanoptera*: Thripidae) as affected by color and height of sticky traps in mature greenhouse cucumber crops. *J. Econ. Entomol.* 83: 971–975.
- 227-Torres R., Larenas J., Fribourg C., Romero J. 2012.** *Pepper necrotic spot virus*, a new tospovirus infectingsolanaceous crops in Peru. *Arch. Virol.* 157: 609–615.
- 228-Ugine T.A., Sanderson J.P., Wraight S.P., Shipp L., Wang K., Nyrop J.P. 2011.** Binomial sampling of western flower thrips infesting flowering greenhouse crops using incidence-mean models. *Environ. Entomol.* 40(2): 381–390
- 229-Mound L.A., Kibby G. 1998.** *Thysanoptera*—an identification guide, 2nd edn. CAB International, Wallingford, p 70
- 230-Mound L.A., Marullo R. (1996).** *The thrips of Central and South America: an introduction (Insecta: Thysanoptera)*. Ed. Memoirs on Entomology, International, Gainesville, 488 p.
- 231-Bhatti J.S. 1980.** Species of the genus *Thrips* from India (*Thysanoptera*). *Systematic Entomology*, 5(2): 109-166.
- 232-Palmer, J. M., Mound, L. A. & Duheume , G.J. 1989.** *Thysanoptera*. Guides to Insects of Importance to Man. Ed. CAB (CIE), Wallingford, 74p.
- 233-Palmer, J.M. (1992).**Thrips (*Thysanoptera*) from Pakistan to the Pacific. a review *Bulletin of the British Museum of Entomology*, 61(1): 1-76.
- 234-Moritz, G. 1994.** Pectoriel Key to economically important species of *Thysanoptera* of central Europe bulletin OEEP/EPPO 24:182 208.
- 235-Mound, L.A. & Kibby, G. 1998.** *Thysanoptera: An Identification Guide*. Ed. CAB International, Wallingford., Australia, 70p.
- 236-techniques for preparing micro-slides as used at Canberra for thrips by Laurence Mound** laurence.mound@csiro.au].
- 237-Mound, L.A., Dang, L.H. & Tree, D.J. 2013.** Genera of fungivorous *Phlaeothripinae* (*Thysanoptera*) from dead branches and leaf-litter in Australia. *Zootaxa*, 3681(3): 201-224.
- 238-Parrella, M.P. 1995.** IPM approaches ane prospects. In: Parker, B.L., Skinner, M. & Lewis, T. 1995. *Thrips Biology and Management*. Ed. Springer, New York, pp. 357-363.

- 239-Pereyra V. & Mound L. A. 2009.** Phylogenetic relationships within the genus *Cranothrips* (Thysanoptera, Melanthripidae) with consideration of host associations and disjunct distributions within the family. *Systematic Entomology* 34: 151–161
- 240-Buckman R.S., Mound L.A., and Whiting M.F. 2013.** Phylogeny of thrips (Insecta: Thysanoptera) based on five molecular loci. *Systematic Entomology* 38: 123-133
- 241-Morse J.G., et Hoddle M.S., 2006.** Invasion biology of thrips. *Annual Review of Entomology* 51: 67-89.
- 242-Raspudic, E., Ivezić, M., Brmez, M. et Trdan, S. 2009.** Distribution of *Thysanoptera* species and their host plants in Croatia., *Acta Agriculturae Slovenica*, 93: 275-283.123-133.
- 243-Mound L. A. et Morris D. C. 2007.**The insect order *Thysanoptera*:classification versus systematics. *Linnaeus Tercentenary: Progress in Invertebrate Taxonomy. Zootaxa* 1668: 395-411.
- 244-Nakahara S., and Footitt R.G. 2012.** Review of *Chirothrips* and related genera (Thysanoptera: Thripidae) of the Americas, with one new genus and four new species. *Zootaxa* 3251: 1-29.
- 245-Seltzer, P. 1946.** Le climat de l'Algérie. Carbonel, Alger, 219 p.
- 246-Marullo, R. & De-Grazia, A. 2013.** Territorial distribution, classification and relationships amongst Italian *Thysanoptera*. *Bulletin of Insectology*, 66: 127-134.
- 247-Buckman R.S., Mound L.A., and Whiting M.F. 2013.** Phylogeny of thrips (Insecta: Thysanoptera) based on five molecular loci. *Systematic Entomology* 38:
- 248-Thrips Wiki. 2015.** ThripsWiki - providing information on the World's thrips. Retrieved September 15, 2015. from <http://thrips.info/wiki/>
- 249-Mound, L.A. & Masumoto, M. 2005.** The genus *Thrips* (Thysanoptera, Thripidae) in Australia, New Caledonia and New Zealand. *Zootaxa*, 1020:3-64
- 250-Mound L.A., Walker A.K. 1986.** *Tubulifera* (Insecta: Thysanoptera). *Fauna of New Zealand* 10, 144 p.
- 251-Marullo, R., 2004.** Host-plant range and relationships in the Italian thrips fauna. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica* ,39 (1-3): 243-254.
- 252-Bournier A., Lacasa A. & Pivot Y. 1978.** Biologie d'un thrips prédateur *Aeolothrips intermedius* [Thys.: Aeolothripidae]. *Entomophaga*, 23(4): 403-410.
- 253-Mound L.A., 2009.** A New Genus And Species Of *Scirtothrips* Genus-Group (Thysanoptera: Thripidae) From Kenya, Intercepted By Australian Quarantine. *Zootaxa* 2210: 65-68.
- 254-Hoddle M.S., Hoddle C.D., Mound L.A. 2008.** Inventory of *Thysanoptera* collected from French Polynesia. *Pacific Science* 62(4): 509–515.

- 255-Buckman R.S., Mound L.A., and Whiting M.F. 2013.** Phylogeny of thrips (*Insecta: Thysanoptera*) based on five molecular loci. *Systematic Entomology* 38: 123-133
- 256-Bhatti, J.S. 2006.** The classification of Terebrantia (Insecta) into families. *Oriental Insects* 40: 339-375.
- 257-Mound, L.A. 2005.** *Thysanoptera*: Diversity and interactions. *Annual Review of Entomology*, 50:247-269.
- 258-Mound, L.A. & Minaei, K. 2007.** Australian insects of the *Haplothrips* lineage (*Thysanoptera – Phlaeothripinae*). *Journal of Natural History*, 41, [in press].
- 259-Mound L.A. and Morris D.C. 2007.** The insect order Thysanoptera: classification versus systematics. *Zootaxa* 1668: 395-411.
- 260-Moritz, G., Mound, L.A., Morris, D.C. and Goldarazena, A. 2004.** *Pest thrips of the world: CD-Rom*. Brisbane: Cent. Biol. Inf. Technol
- 261-Mouden, S., Sarmiento, K.F., Klinkhamer, P.G. and Leiss, K.A. 2017.** Integrated pest management in western flower thrips: past, present and future. *Pest Management Science*, 73, 813–822.
- 262-Riley,D., Sparks Jr, A., Srinivasan, R.,Kennedy, G., Fonsah,G., Scott, J. 2018** Thrips: Biology, ecology, and management. *Sustainable*
- 263-Nikolić, D., Stanković, I., Vučkurović, A., Ristić, D., Milojević, K., Bulajić, A. 2013.** First report of *Tomato spotted wilt virus* on *Brugmansia* sp. in Serbia. *Plant Disease*, 97, 850.
- 264-Reitz, S.R., Gao, Y.L. and Lei, Z.R. 2011.** Thrips: Pests of concern to China and the United States. *Journal of Integrative Agriculture*, 10, 867–892.
- 265-Fournier, F., Boivin, G., Stewart, R.K., 1995.** Effect of Thrips *tabaci* (*Thysanoptera:Thripidae*) on yellow onion yields and economic thresholds for its management.*J. Econ. Entomol.* 88, 1401e1407.
- 266-Gent, D.H., Schwartz, H.F., Khosla, R., 2004.** Distribution and incidence of Iris yellow spot virus in Colorado and its relation to onion plant population and yield. *Plant Dis.* 88, 446–452. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS.2004.88.5.446>.
- 267-Gagnon A.E., Roy M. et Roy A. 2013.** Impacts directes et indirectes sur les ennemies des cultures. Document de synthèse. Ed : *OURANOS*, 80p.
- 268-Lactin, D. J., & Johnson, D. L. 1996.** Behavioural optimization of body temperature by nymphal grasshoppers (*Melanoplus sanguinipes*, *Orthoptera: Acrididae*) in temperature gradients established using incandescent bulbs. *Journal of Thermal Biology*, 21(4) : 231-238.
- 269- Bidart-Bouzat, M.G. & A. Imeh-Nathaniel. 2008.** Global change effects on plant chemical defenses against insect herbivores. *Journal of Integrative Plant Biology* 50: 1339–1354. milieu agricole au Québec. Rapport Ouranos. Rapport final projet Ouranos No 5500005-103.

- 270-Berggren A.C., Bjorkman H., Bylund & Ayres M.P., 2009.** The distribution and abundance of animal populations in a climate of uncertainty. *Oikos* 118: 1121-1126p.
- 271-Macgill, E. I. 1927.** The biology of *Thysanoptera* with reference to the cotton plant 2: The relation between temperature and life cycle in a saturated atmosphere. *Annals of Applied Biology*, 14, 501-512.
- 272-Lall, B. S. & Singh, L. M. 1968.** Biology and control of the onion thrips in India. *Journal of Economic Entomology*, 61, 676-679.
- 273-Edelson, J. V. & Magaro, J. J. 1988.** Development of onion thrips, *Thrips tabaci* (*Thysanoptera*, *Thripidae*) Lindeman, as a function of temperature. *Southwestern Entomologist*, 13, 171-176.
- 274-Murai, T. 2000.** Effect of temperature on development and reproduction of the onion thrips, *Thrips tabaci* Lindeman (*Thysanoptera*: *Thripidae*), on pollen and honey solution. *Applied Entomology And Zoology*, 35, 499-504.
- 275-Sharpe, P. J. H. & Demichele, D. W. 1977.** Reaction kinetics of poikilotherm development. *Journal of Theoretical Biology*, 64, 649-670.
- 276-Lamb, R. J. 1992.** Developmental rate of *Acyrtosiphon pisum* (Homoptera: Aphididae) at lower temperatures: Implications for estimating rate parameters for insects. *Environmental Entomology*, 21, 10-19.
- 277-Nyamukondiwa, C., Weldon, C. W., Chown, S. L., le Roux, P. C., & Terblanche, J. S. 2013.** Thermal biology, population fluctuations and implications of temperature extremes for the management of two globally significant insect pests. *Journal of Insect Physiology*, 59(12) : 1199-1211.
- 278-Overgaard, J., Sørensen, J. G., Com, E., & Colinet, H. 2014.** The rapid cold hardening response of *Drosophila melanogaster*: Complex regulation across different levels of biological organization. *Journal of Insect Physiology*, 62 : 46-53.
- 279-Lewis T. 1973.** *Thrips: their biology, ecology, and economic importance*. Ed. Academic Press, New York, 349p.
- 280-Fournier F. 1993.** Seuil économique et programme d'échantillonnage séquentiel pour le thrips de l'oignon (*Thrips tabaci* Lindeman) sur l'oignon. Mémoire de maîtrise. Université McGill, Montréal. 155 pp.
- 281-Brown A.S.S., Simmonds M. & Blaney W.M.R. 2002.** Relationships between Nutritional composition of plant species and infestation levels of thrips. *Journal of Chemical Ecology*. 28: 930-946.
- 282-Lewis T. 1997.** Pest thrips in perspective, In T. Lewis (ed.), *Thrips as crop pests*. CAB International, New York.
- 283-Mound L.A. 1997.** Biological diversity, pp. 197 215. In T. Lewis (ed.), *Thrips as crop pests*. CAB International, New York
- 284-Mc Donald J.R., Jamie R., Jeffrey S., Bale K. & Walters F.A. 1998.** Effect of temperature on development of the Western Flower Thrips, *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera*: *Thripidae*).

- 285-Murai T. 1988.** Studies on the ecology and control of flower thrips *Frankliniella intonsa* Trybom. Bulletin of Shimane Agricultural Experiment Station 23, 1–73 (in Japanese with English summary).
- 286-Sites R.W. & Chambers. 1990.** Initiation of vernal activity of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* on the Texas south plains. *Southwest. Entomol.* 15: 339 -343.
- 287-Shelton A.M., Nyrop J.P., North R.C., Petzoldt C. & Foster R. 1987.** Development and use of a dynamic sequential sampling program for onion thrips, *Thrips tabaci*, on onions. *J. Econ. Entomol.* 80: 1051-1056.
- 288-Moritz G. 1997.** Structure, growth and development, pp. 15-63. In T. Lewis (ed.), *Thrips as crop pests*. CAB International, New York
- 289-Mound L.A. 1973.** Thrips and whitefly, pp. 229-242. In A. J. Gibbs (ed.), *Viruses and invertebrates*. Elsevier, New York.
- 290-Estevao A S., PietroKiyoshi L., Adriano C. & Kleber D. 2013.** Flower stage, and host plant preference by floral herbivore thrips (Insecta: *Thysanoptera: Frankliniella*) in a Brazilian savanna, *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 481: 25-31.
- 291-Gawaad A.A.A., & El-Shazli A.Y. 1970.** Studies on *Thrips tabaci* Lindman. VI. New stage in life cycle. *Z. Ang. Entomol.* 66: 395-398.
- 292-Brown A.S.S., Simmonds M. & Blaney W.M.R. 2002.** Relationships between Nutritional composition of plant species and infestation levels of thrips. *Journal of Chemical Ecology.* 28: 930-946.
- 293-Theunissen, J. & Legutowska, H. (1991b).** *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera, Thripidae) in leek - within plant distribution. *Journal Of Applied Entomology-Zeitschrift Fur Angewandte Entomologie*, 112, 309-316
- 294-Atakan, E., S. Pehlivan, and A. Kiminsu. 2016.** Pest status of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), in tunnel-grown strawberry. *Turkiye Entomoloji Dergisi* 40: 61–71.
- 295-Logarzo, G. A., Richman, D. B., and Gould, W. R. 2002.** Plant use patterns of a guild of leafhoppers on a woody plant community in the Chihuahuan Desert. *Environ. Entomol.* 31: 914-922. ARÉVALO, H. A., AND LIBURD, O. E. 2007. Horizontal and vertical distribution of flower thrips in southern highbush and rabbiteye blueberry plantings, with notes on a new sampling method for thrips inside blueberry flowers. *J. Econ. Entomol.* 100: 1622-1632.
- 296-Lewis, T. 1997.** *Thrips as crop pests*. CAB International. Wallingford, United Kingdom. 740 pp.
- 297-Kirk, W. D. J. 1984.** Ecologically selective coloured traps. *Ecol. Entomol.* 9: 35-41. CrossRef, CSA.
- 298-Nakahara, S. 1994.** The genus *Thrips Linnaeus* (*Thysanoptera: Thripidae*) of the New World. U.S. Dep. Agric. Tech. Bull. 1822: 1-183.

- 299-Diffie, S., Edwards, G. B., and Mound, L. A. 2008.** *Thysanoptera* of the eastern U.S.A.: A checklist for Florida and Georgia. *Zootaxa* 1787: 45-62.
- 300-Hoodle, M. S., Mound, L. A., and Nakahara, S. 2004.** *Thysanoptera* recorded from California, U.S.A.: a checklist. *Florida Entomol.* 83: 317-321.
- 301-Mantel W. P., and Van De Vrie, M. 1988.** A contribution to the knowledge of *Thysanoptera* in ornamental and bulbous crops in the Netherlands. *Acta Phytopathol.Entomol. Hungarica* 23: 301-311.
- 302-Nicolas, J. Y., and Bennis, A. 1993.** Le thrips californien sur pêcher en oussillon. *Phytoma- La defense des végétaux* 449: 19-23.
- 303-Agrawal, A. A., Kobashashi, C., and Thaler, J. S. 1999.** Influence of prey availability and induced host-plant resistance on omnivory by western flower thrips. *Ecology* 80: 518-523.
- 304-Buntin, G. D. 2001.** Techniques for evaluating yield loss from insects, pp.23–41. In R. K. D. Peterson and L. G. Higley (eds.), *Biotic stress and yield loss*. CRC Press, Boca Raton, FL
- 305-Renkema, J. M., Evans, B. and Devkota S. 2018.** Management of flower thrips in Florida strawberries with *Steinernema feltia* (*Rhabdita: Steinernematidae*) and the insecticide sulfoxaflor. *Florida Entomol.* 101: 102–108.
- 306-Renkema, J., Krey K., Devkota S., Liburd O. E. and Funderburk J. 2020.** Efficacy of insecticides for season-long control of thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in winter strawberries in Florida. *Crop Prot.* 127: 104945
- 307-Coll, M., Shakya S., Shouster I. and Steinberg S. 2007.** Decision-making tools for *Frankliniella occidentalis* management in strawberry: consideration of target markets. *Entomol. Exp. Appl.* 122: 50–67.
- 308-Steiner, M. Y. and Goodwin S. 2005.** Management of thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) in Australian strawberry crops: within-plant distribution characteristics and action thresholds. *Aust. J. Entomol.* 44: 175–185.
- 309-Rahman, T., Spafford, H., and Broughton, S. 2010.** Variation in preference and performance of *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera: Thripidae*) on three strawberry cultivars. *J. Econ. Entomol.* 103: 1744–1753.
- 310-Whitaker, V. M., Peres, N. A. and Agehara, S. 2017.** ‘Florida Beauty’ strawberry. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Gainesville, FL. Document HS1307. Available from <http://edis.ifas.ufl.edu>.
- 311-Whitaker, V. M., Peres, N. A. and Agehara, S. 2018.** ‘Florida Brilliance’ strawberry. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Gainesville, FL. Document HS1322. Available from <http://edis.ifas.ufl.edu>.
- 312-Atakan, E., Pehlivan, S. and Kiminsu, A., 2016.** Pest status of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (*Thysanoptera: Thripidae*), in tunnel-grown strawberry. *Turkiye Entomoloji Dergisi* 40: 61–71.

- 313-Groves, R.L., Kennedy, G.G., Walgenbach, J.F. and Moyer, J.W. 1998.** Inoculation of *Tomato spotted wilt virus* into Cotton. *Plant Disease*, 82, 959.
- 314-Eckle, C. S., K. Cho, J. F., Walgenbach, G., Kennedy, G. and Moyer J. W. 1996.** Variation in thrips species and composition in field crops and implications for tomato spotted wilt epidemiology in North Carolina. *Entomol. Exp. Appl.* 78:19-29
- 315-Salguero-Navas, V. E., J. E. Funderburk, R. J. Beshear, S. M. Olson, and T. P. Mack. 1991.** Seasonal patterns of *Frankliniella* spp. (Thysanoptera: Thripidae) in tomato flowers: *Journal of Economic Entomology*. 84: 1818–1822.
- 316-Adam, G. and H. Kegler. 1994.** Tomato spotted wilt virus and related tospoviruses. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*. 28(6): 483-504.
- 317-Houle, J.L. and Kennedy, G.G. 2017.** Tomato spotted wilt virus can infect resistant tomato when western flower thrips inoculate blossoms. *Plant Disease*, 101, 1666–1670.
- 318-Ren, J., Lei, Z.R. and Hua, L. 2008.** The study on trapping effects of colorful card on *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Chinese Plant Protection*, 28, 34–35.
- 319-Johnson, R. R., L. L. Black, H. A. Hobbs, R. A. Valverde, R. N. Story, and Bond, W. P. 1995.** Association of *Frankliniella fusca* and three winter weeds with tomato spotted wilt virus in Louisiana. *Plant Dis.* 79: 572D576.
- 320- Parrella, G., Greco, B. and Troiano, E. 2017.** First report of *Parietaria mottle virus* associated with yellowing disease in *Diplotaxis tenuifolia* in Italy. *Plant Disease*, 101, 850.
- 321- Mound, L.A. 2013.** Order Thysanoptera Haliday, 1836. *Zootaxa*, 3703: 49-50.
- 322-Mound, L. A. 2010.** Species of the Genus Thrips (*Thysanoptera, Thripidae*) from the Afro-tropical Region. *Zootaxa*, 2423:1-24.
- 323- Bakker, F. M. & Sabelis, M. W. 1989.** How larvae of *Thrips tabaci* reduce the attack success of phytoseiid predators. *Entomologia Experimentalis Et Applicata*, 50, 47-51.
- 324 - Abd EL-Wahab A.S., Salah, S., Elnagar S. and El-Sheikh M.A.K. 2012.** First Record in Egypt of two Thrips Species Infesting Cucumber Crop, *Academic Journal of Entomology* 5 (3): 164-168,
- 325-NAKAHARA, S. 1994.** The genus Thrips Linnaeus (*Thysanoptera: Thripidae*) of the New World. U.S. Dep. Agric. Tech. Bull. 1822: 1-183.
- 326-Klinkhamer G. L. and Van Der Meijden E. 1993.** Population growth and survival of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* Pergande (*Thysanoptera, Thripidae*) on different chrysanthemum cultivars: two methods for measuring resistance. *Journal of Applied Entomology*, 115: 519-
- 327-Wang, H., Lei, Z., Reitz, S., Li, Y. and Xu, X. 2013.** Production of *icrosclerotia* of the fungal entomopathogen *Lecanicillium lecanii* (*Hypocreales: Cordycipitaceae*) as a biological control agent against soil-dwelling stages of *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera: Thripidae*). *Biocontrol Science and Technology*, 23, 234–238

- 328-Ravnikar, M., Vozelj, N., Mavrie, I., Svirgelj, S., Zupan`eie, M. and Petrovie, N. 2003.** Detection of *Chrysanthemum* stem necrosis virus and Tomato spotted wilt virus in *Chrysanthemum*. *Abstracts 8th International Congress of Plant Pathology ICPP*, Christchurch (NZ).
- 329-Berndt, O., Meyhofer, R. and Poehling, H.M. 2004.** The edaphic phase in the ontogenesis of *Frankliniella occidentalis* and comparison of *Hypoaspis miles* and *Hypoaspis aculeifer* as predators of soil-dwelling thrips stages. *Biological Control*, 30, 17–24.
- 330-Arthurs, S.P., Heinz, K.M. and Mitchell, F.L. 2018a.** Comparison of *Frankliniella fusca* and *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) as vectors for a peanut strain of tomato spotted wilt Orthospovirus. *Environmental Entomology*, 47, 623–628.
- 331-Ullman, D. E., T. L. German, J. L. Sherwood, D. M. Westcot, and F. A. Cantone. 1993b.** *Tospovirus* replication in insect vector cells: Immunocyto-chemical evidence that the nonstructural protein encoded by the S RNA of tomato spotted wilt tospovirus is present in thrips vector cells. *Phytopathology* 83: 456-463.
- 332-Silva R., Hereward J. P., Walter G.H., Wilson L.J., Furlong M. J. 2018.** Seasonal abundance of cotton thrips (*Thysanoptera: Thripidae*) across crop and non-crop vegetation in an Australian cotton producing region. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 256: 226–238
- 333- Adkins, S. and Baker, C.A. 2005.** *Tomato spotted wilt virus* identified in desert rose in Florida. *Plant Disease*, 89, 526.
- 334-Adkins, S., Breman, L., Baker, C.A. and Wilson, S. 2003.** First report of *Tomato spotted wilt virus* in blackberry lily in North America. *Plant Disease*, 87, 102.
- 335-Van Rijn, P.C.J., Mollema, C. & Steenhuisbroers, G.M. 1995.** Comparative life-history studies of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera, Thripidae) on cucumber. *Bulletin of Entomological Research*, 85: 285-297.
- 336-Chau A., Heinz K.M., Davies F.T. 2005.** Influences of fertilization on population abundance, distribution, and control of *Frankliniella occidentalis* on chrysanthemum. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 117: 27-39.
- 337-Brodbeck, B.V., Stavisky, J., Funderburk, J.E., Andersen, P.C. and Olson, S.M. 2001.** Flower nitrogen status and populations of *Frankliniella occidentalis* feeding on *Lycopersicon esculentum*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 99, 165–172.
- 338-Soler S., Cebolla-Cornejo J., Nuez F. 2003.** Control of diseases induced by tospoviruses in tomato: an up date of the genetic approach. *Phytopathol. Mediterr.* 42: 207–219.
- 339-Baker, C.A., Davison, D. and Jones, L. 2007.** *Impatiens necrotic spot virus* and *Tomato spotted wilt virus* diagnosed in *Phalaenopsis* orchids from two Florida nurseries. *Plant Disease*, 91, 1515.
- 340-Lamb, R. J. 1992.** Developmental rate of *Acyrtosiphon pisum* (Homoptera: Aphididae) at lower temperatures: Implications for estimating rate parameters for insects. *Environmental Entomology*, 21, 10-19.

341-Maniania, N. K., Sithanantham, S., Ekesi, S., Ampong-Nyarko, K., Baumgartner, J., Lohr, B. & Matoka, C. M. 2003. A field trial of the entomogenous fungus *Metarhizium anisopliae* for control of onion thrips, *Thrips tabaci*. *Crop Protection*, 22, 553-559.

ANNEXES

Statistiques du rendement des cultures maraichères [202]

2018				2019		
	Sup (ha)	Prod (qx)	Rdt (qx/ha)	Sup (ha)	Prod (qx)	Rdt (qx/ha)
Cultures maraichères	509341	136570 863	268.1	533060	14670043	275.2
P. terre	149665	465332 22	310.9	157.864	50202499	318.0
Tomate	22323	130974 52	586.7	24994	14778786	591.3
Oignon	47282	139969 07	296.0	50292	16137298	320.9
Ail	12945	202200 5	156.2	13403	2233113	166.6
Melon pastèque	60400	209575 75	347.0	62652	22068666	352.2
Carotte	17941	431883 4	240.7	17469	4195344	240.2
Piment	10686	309329 9	289.5	10348	3082823	297.9
Poivron	11422	341715 0	299.2	11381	3668857	322.4
Concombre	4359	193647 4	444.2	4078	1660456	407.2
Courgette	13528	388875 1	287.5	14372	4201354	292.3
Aubergine	5978	186181	303.8	6027	1841457	305.5
Choux vert	4069	107412 5	264.0	4317	1164256	269.7
Fèves	32645	32645	94.6	33078	2984837	90.2
Haricot	11610	11610	80.3	12706	950226	74.8
Légumes	46547	46547	210.9	48374	10780353	222.9

LISTE DES ABREVIATION

FAO : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.

ITCMI : Institut Technique des Cultures Maraichères et Industrielles

MADRP : Ministère de l'Agriculture, du développement rural et de la pêche

INPV : Institut national de protection des végétaux

EPPO: European and Mediterranean Plant Protection Organization

PNDA : Plan national de développement agricole

ISPM : International plant protection convention

TSWV : Tomato Spotted Wilt Virus.

INSV : Impatiens Necrotic Spot Virus

SAT : Superficie agricole totale

SAU : Superficie agricole utilisé

Qx : Quintaux

MM : Millimètre

T : Température

T : Tonne

PS : période sèche

Pv : pluviométrie

mm : millilitre

T moy : Température moyenne

Tmin : Température minimale



Figure III.1. Symptômes des Thrips sur différentes cultures étudiées (Originale, 2020)



Figure II.5. Collecte des espèces de thrips sur les différentes cultures étudiées