

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Mohamed Khider – Biskra
Faculté des Sciences Exactes, Sciences de
la Nature et de la Vie
Département: Sciences Agronomiques

جامعة محمد خيضر - بسكرة
كلية العلوم الدقيقة، وعلوم الطبيعة و الحياة
قسم: العلوم الزراعية



Réf. :.....

المرجع :.....

Thèse présentée en vue de l'obtention du diplôme de
Doctorat en Sciences Agronomiques
Spécialité : Protection des Végétaux

THEME

**Etude éco-biologique des thrips inféodés aux
Cucurbitacées sous serre dans la région de
Biskra**

Présenté par :

M. Allache Farid

Jury :

Président:

M. Tarai N.

Professeur

Université Mohamed Khider–Biskra

Directeur de thèse:

Mme. Razi S.

M.C.A.

Université Mohamed Khider–Biskra

Examineurs:

Bounaceur F.

Professeur

Centre Universitaire de Tissemsilt

Mme. Marniche F.

Professeur

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger

Année universitaire : 2020-2021

Remerciements

Je remercie Dieu, tout Puissant, le Miséricordieux pour m'avoir donné la force de parachever le présent travail et dépasser toutes les difficultés.

Je dois exprimer mes profonds remerciements à Mme. S. Razi, Maître de Conférences à l'Université de Biskra pour avoir accepté de diriger le travail de recherche mené dans les zones agricoles à Biskra, pour l'esprit scientifique et avoir aussi identifié les espèces de thrips récoltées durant plusieurs années, ce fut un honneur et une expérience très riche.

A Monsieur N. Tarai, Professeur au Département des Sciences Agronomiques de l'Université Mohamed Khider - Biskra, en m'honorant d'avoir accepté de présider le jury de cette thèse.

A Monsieur F. Bounaceur, Professeur au Centre Universitaire de Tissemsilt, qui a bien voulu accepter d'examiner ce travail. Je lui exprime toute ma gratitude.

A Madame F. Marniche, Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger. Je lui suis reconnaissant pour sa disponibilité et d'avoir répondu favorablement à ma sollicitation pour examiner également le travail.

Les travaux présentés dans cette thèse ont été effectués au Département des Sciences Agronomique, à l'Université Mohamed Khider de Biskra.

Le travail ait pu être mené à bien grâce également à la collaboration de beaucoup de personnes, le personnel du laboratoire du Département des Sciences Agronomiques, Mme. Mebrek N., M. Hassane Mohamed, Mlle. Gouaned M., Ben Brika Zoubir, Loualaa Hocine, Beloucif Samir étudiants Maters en Sciences Agronomiques (Biskra),

Rafrafi Toufik, Ingénieur agronome, grenetier et vendeur de Produits phytosanitaires à M'ziraa,

M. N. Maatallah, Inspecteur à l'Institut National de Protection des Végétaux de Biskra, pour m'avoir fournis les pièges bleus adhésifs

M. S. Far, Ingénieur agronome et les agriculteurs de la société Golden Field, Garta (Biskra)...

La famille Benazrine et l'agriculteur Chouaib, M. Benazrine, M. Abdelli. pour l'aide prodiguée pour trouver des serres pour l'étude, et à toutes les personnes qui m'ont aidé de près ou de loin

Mes profonds remerciements vont également à M. Boubaker Zoubir, professeur à l'ENSA d'El Harrach (Alger) pour la réalisation de la carte d'échantillonnage,

Enfin, que tout le monde trouve ici toute ma reconnaissance et mes respects les plus chaleureux...

Dédicaces

*A la mémoire de mon père, que Dieux le Miséricordieux ait son âme
et l'entoure de sa Sainte Miséricorde
A ma Mère, mes Frères, A ma Femme qui m'a toujours soutenue,
A mes enfants Bouchra et Yahia Abd El Moumen,
et A tous ceux qui m'aiment...*

Liste des figures		
Figures	Titre	Page
Figure 1	Morphologie générale d'un adulte femelle de <i>Thrips tabaci</i> (Bournier 1983)	3
Figure 2	Vue dorsale des caractères morphologiques d'un thrips térébrant femelle <i>Thrips obscuratus</i> (Mound, Walker 1982)	4
Figure 3	Tête de type opistognathe (A), vue frontale des pièces buccales (B), maxille (C) et mandibule gauche (D) chez <i>Chirothrips hamatus</i> (Jones 1954 in Richards, Davies 1977)	5
Figure 4	Position des ailes des thrips au repos : (a) Ailes parallèles chez les térébrants ; (b) Ailes chauvochantes chez les tubulifères (Lewis 1973 in Ellington 1980)	6
Figure 5	Ailes antérieures des thrips. A. Nervures alaires (Bournier 1983). B. Cils sur le bord postérieur de l'aile A ₁ chez <i>Thrips tabaci</i> (Mound, Walker 1982)	7
Figure 6	Vue latérale de l'extrémité abdominale (ovipositeur) de <i>Thrips obscuratus</i> (Thripidae) (Mound, Walker 1982)	8
Figure 7	Caractéristiques de la partie postérieure abdominale (a) chez les thrips térébrants (<i>Aeolothrips fasciatus</i>) (Mound, Walker 1982) et (b) chez les tubulifères (<i>Hoplothrips pergande</i>) (Stannard 1968)	9
Figure 8	Thrips du haricot <i>Hercothrips fasciatus</i> (Bailey 1933)	10
Figure 9	L'extrémité abdominale chez les principaux sous-ordres des thrips. A. Terebrantia, B. Tubulifera (Mound, Walker 1982)	11
Figure 10	<i>Merothrips floridens</i> (Merothripidae) (Mound, Walker 1982)	13
Figure 11	Position du ctenidium du tergite abdominal VIII (Bournier 1983)	15
Figure 12	Absence de la paire de soies ocellaires I (Bournier 1983)	15
Figure 13	Absence de soies secondaire médianes sur la marge postérieure du pronotum (Mound, Walker 1982)	16
Figure 14	Les soies discales S ₁ plus petites que la S ₂ au niveau des tergites abdominaux VI-VII (Mound et al. 1976)	16
Figure 15	<i>Frankliniella occidentalis</i> . A. Tête ; B. Antenne ; C. Pronotum ; D. Métanotum ; E. Segments abdominaux VIII-X (Tyagi, Kumar 2015) ; F. Tergite VII (Mound, Walker 1982)	18
Figure 16	Cycle biologique de <i>Frankliniella bispinosa</i> (Morgan) sur citrus, un thrips térébrant (Childers et al. 1994)	30
Figure 17	Représentation schématique (a) et micrographique (b) d'une particule de <i>Tomato spotted wilt virus</i> (TSWV) (Rosello et al. 1996; Goldbach, Kormelink 2011)	32
Figure 18	Distribution mondiale du virus de TSWV (de Avila 1992 in Rosello et al. 1996)	33
Figure 19	Symptômes de la TSWV (<i>Tomato spotted wilt virus</i>) sur les (a) feuilles de tomate et (b) sur fruits (Sevik, Arli-Sokmen 2011)	40
Figure 20	Fruits de melon infectés par le <i>Melon severe mosaic orthospovirus</i> . (A) lésions nécrotiques sur un fruit de melon mûr ; (B) fruit non mûr montrant des fissures nécrotiques (Ciuffo et al. 2009)	41
Figure 21	Cycle biologique de <i>Frankliniella occidentalis</i> à 25°C, avec le cycle de transmission du TSWV incorporé (van de Wetering 1999)	44
Figure 22	Localisation des virus dans le thrips <i>Frankliniella occidentalis</i> (He et al. 2020)	45
Figure 23	Illustration des quatre principales composantes d'une approche systémique de la lutte contre les ravageurs et les maladies, ainsi que leurs interactions (Kruidhof, Elmer 2020)	46
Figure 24	Localisation des serres d'échantillonnage de thrips sur les cultures de Cucurbitacées (Original)	53
Figure 25	Températures et humidités enregistrées dans les serres d'étude	59
Figure 26	Méthode de secouage des feuilles sur le plateau blanc (Photo originale)	60
Figure 27	Pièges bleus utilisés lors de l'échantillonnage des thrips	62

Figure 28	Fluctuation des populations générale de thrips sur la culture de : (a) melon cv. <i>DRM</i> à Garta, (b) melon cv. <i>Star plus</i> , (c) cv. <i>DRM</i> et (d) cv. <i>Mimosa</i> à O. Beraze, (e) concombre cv. <i>Sushi</i> à Fidh Sala, (f) pastèque cv. <i>Nadou</i> à Zemoura, (g) courgette cv. <i>Nour</i> dans l'Exploitation de Serraooui T. (M'ziraa), (h) melon cv. <i>Star plus</i> à Makam El Chahid (M'ziraa) selon la méthode de capture	91
Figure 29	Fluctuation de population de <i>F. occidentalis</i> sur les différentes variétés de Cucurbitacées. (a) melon var. <i>DRM</i> (Garta); (b) melon var. <i>Star plus</i> , (c) <i>DRM</i> , (d) <i>Mimosa</i> (Oued Beraze); (e) concombre var. <i>Sushi</i> (Ain Naga); (f) pastèque var. <i>Nadou</i> ; (g) courgette var. <i>Nour</i> (Exploitation Serraooui T.); (h) melon var. <i>Star plus</i> (Makam El Chahid)	95
Figure 30	Distribution de <i>Frankliniella occidentalis</i> sur les fleurs et feuilles des cultures. (a) melon cv. <i>DRM</i> à Garta (Sidi Okba) ; (b) melon cv. <i>Star plus</i> ; (c) cv. <i>DRM</i> ; (d) cv. <i>Mimosa</i> à Oued Beraze ; (e) concombre cv. <i>Sushi</i> à Fidh Sala (Ain Naga) ; (f) pastèque cv. <i>Nadou</i> à Zemoura (M'ziraa) ; (g) courgette cv. <i>Nour</i> à Exploitation Serraooui T. (M'ziraa) ; (h) melon cv. <i>Star plus</i> à Makam El Chahid (M'ziraa)	98
Figure 31	Comparaison entre les différentes méthodes de récolte des thrips. (a) melon var. <i>DRM</i> (Garta); (b) melon var. <i>Star plus</i> , (c) <i>DRM</i> , (d) <i>Mimosa</i> (Oued Beraze); (e) concombre var. <i>Sushi</i> (Fidh Sala); (f) pastèque var. <i>Nadou</i> (Zemoura); (g) courgette var. <i>Nour</i> (Exploitation Serraooui T.); (h) melon var. <i>Star plus</i> (Makam El Chahid)	105
Figure 32	Corrélation entre le nombre de <i>Frankliniella occidentalis</i> sur feuilles/ fleurs et le nombre de thrips dans les pièges adhésifs. (a) melon cv. <i>DRM</i> (Garta); (b) melon cv. <i>Star plus</i> , (c) <i>DRM</i> , (d) <i>Mimosa</i> (Oued Beraze); (e) concombre cv. <i>Sushi</i> (Ain Naga); (f) pastèque cv. <i>Nadou</i> (Zemoura); (g) courgette cv. <i>Nour</i> (Exploitation Serraooui T.); (h) melon cv. <i>Star plus</i> (Makam El Chahid)	109

Tableaux		Liste des tableaux	
		Titre	Page
Tableau 1		Biodiversité de l'ordre des Thysanoptères (Mound 2013)	20
Tableau 2		Distribution des thrips d'importance agronomique/ économique (dans le monde) et/ ou selon les régions biogéographiques	22
Tableau 3		Liste partiel de quelques plantes abritant des thrips récoltés dans différents milieux en Algérie	24
Tableau 4		Thrips vecteurs d' <i>Orthotospovirus</i> et les maladies transmises	26
Tableau 5		Autres virus végétaux transmis par les thrips	27
Tableau 6		Diversité, plantes hôtes et distribution géographique des différentes espèces d' <i>Orthotospovirus</i> en Algérie et dans le monde	34
Tableau 7		Quelques agents de lutte biologique utilisés contre les thrips des cultures	48
Tableau 8		Evolution des superficies et de la production des cucurbitacées dans la wilaya de Biskra durant plusieurs campagnes agricoles dans la wilaya de Biskra	52
Tableau 9		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de courgette variété <i>Hiba</i> à N'Fidhet Elrragma	65
Tableau 10		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon var. <i>Star plus</i> à N'Fidhet Elrragma	66
Tableau 11		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon variété <i>DRM</i> à à N'Fidhet Elrragma	66
Tableau 12		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. <i>Star plus</i>) à Garta	67
Tableau 13		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. <i>DRM</i>) à Oued Beraze	67
Tableau 14		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. <i>Mimosa</i>) à Oued Beraze	68
Tableau 15		Diversité des espèces de thrips récupérées dans la serre de concombre variété <i>Sushi</i> à Fidh Sala	68
Tableau 16		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de pastèque variété <i>Nadou</i> à Zemoura	69
Tableau 17		Diversité des espèces de thrips prélevées dans la serre de courgette variété <i>Nour</i> dans l'Exploitation Serroui T.	70
Tableau 18		Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon variété <i>Star plus</i> à Makam El Chahid	70
Tableau 19		Diversité biologique des thrips récoltés sur toutes les cultures de Cucurbitacées confondues dans les différentes serres d'étude	72
Tableau 20		Liste des mauvaises herbes hôtes, associées à la culture de concombre à Fidh Sala et la pastèque à Zemoura (Biskra)	73
Tableau 21		Dominance de <i>Frankliniella occidentalis</i> dans les serres sur les différentes cultures étudiées	81
Tableau 22		Dominance des espèces de thrips sur la culture de courgette cv <i>Hiba</i> sous serre à N'Fidhet Elrragma	81
Tableau 23		Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>Star plus</i> sous serre à N'Fidhet Elrragma	82
Tableau 24		Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>DRM</i> sous serre à Garta	82
Tableau 25		Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>Star plus</i> sous serre à Oued Beraze	83
Tableau 26		Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>DRM</i> sous serre à Oued Beraze	83
Tableau 27		Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>Mimosa</i> sous serre à	

	Oued Beraze	84
Tableau 28	Dominance des espèces de thrips sur la culture de concombre cv <i>Sushi</i> sous serre à Fidh Sala	84
Tableau 29	Dominance des espèces de thrips sur la culture de pastèque cv <i>Nadou</i> sous serre à Zemoura	85
Tableau 30	Dominance des espèces de thrips sur la culture de courgette cv <i>Nour</i> sous serre dans l'Exploitation Serroui T.	85
Tableau 31	Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv <i>Star plus</i> sous serre à Makam El Chahid	86
Tableau 32	Sex-ratio de <i>F. occidentalis</i> sur les différentes cultures de Cucurbitacées dans les sites d'étude	101

SOMMAIRE

Sommaire

Remerciements		
Listes des figures et tableaux		
Introduction générale.....	1	
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE DES THRIPS ET LES ORTHOTOSPOVIRUS		
CHAPITRE 1		
QUELQUES ELEMENTS SUR LA MORPHOLOGIE GENERALE ET LA SYSTEMATIQUE DES THRIPS.....		3
Introduction.....	3	
1. Morphologie générale des thrips des plantes cultivées	3	
1.1 Description morphologique des adultes.....	3	
1.2 Description des différents stades des thrips.....	9	
1.2.1 Œufs	9	
1.2.2 Stade larvaire	9	
1.2.3 Stade pré-nymphe et nymphe.....	9	
2. Quelques éléments sur la systématique des thrips.....	10	
2.1 Critères d'identification de l'ordre des Thysanoptera Haliday, 1836.....	10	
2.2 Critères d'identification des différents sous-ordres.....	10	
2.3 Critères d'identification des différentes familles.....	11	
2.3.1 Familles composant le sous-ordre Terebrantia Haliday, 1836.....	11	
2.3.1.1 Famille Thripidae Stevens, 1829.....	11	
a) Sous-famille Thripinae Stephens, 1829.....	11	
b) Sous-famille Panchaethripinae Bagnall, 1912.....	12	
c) Sous-famille Dendrothripinae Priesner, 1925.....	12	
d) Sous-famille Sericothripinae Karny, 1921.....	12	
2.3.1.2 Famille Merothripidae Hood, 1914.....	12	
2.3.1.3 Famille Melanthripidae Bagnall, 1913.....	13	
2.3.1.4 Famille Heterothripidae Bagnall, 1912.....	13	
2.3.1.5 Famille Aeolothripidae Uzel, 1895.....	13	
a) Sous-famille Aeolothripinae Bagnall, 1913.....	13	
2.3.1.6 Famille Uzelothripidae Hood, 1952.....	14	
2.3.1.7 Famille Fauriellidae Priesner, 1949.....	14	
2.3.1.8 Famille Stenurothripidae Bagnall, 1923 (Adiheterothripidae).....	14	
2.3.2 Familles composant le sous-ordre des Tubulifera Haliday, 1836.....	14	
2.3.2.1 Famille Phlaeothripidae Uzel, 1895.....	14	
a) Sous-famille Phlaeothripinae Uzel, 1895	14	
b) Sous-famille Idolothripinae Bagnall, 1908 (Megathripinae).....	15	
2.4 Critères d'identification des différents genres d'intérêt économique les plus communs sur plantes cultivées en Algérie.....	15	
2.4.1 Genre <i>Thrips</i> Linné, 1758.....	15	
2.4.2 Genre <i>Frankliniella</i> Karny, 1910.....	16	
CHAPITRE 2		
ETUDE ECO-BIOLOGIQUE DES THRIPS DES PLANTES CULTIVEES.....		19
Introduction	19	
1. Biodiversité et distribution géographique des thrips d'intérêt économique	19	
1.2. Biodiversité des Thysanoptères.....	19	
2. Distribution géographique des thrips.....	20	

2.1 Dans le monde	20
2.2 En Algérie.....	23
3. Symptômes et dommages occasionnés par les thrips aux plantes cultivées.....	25
3.1 Symptômes et dommages occasionnés par les thrips.....	25
3.2.1 Directs	25
3.2.2 Indirects.....	25
(a) Transmission de virose.....	25
(b) Transmission d'autres pathogènes	27
• Champignons.....	27
• Bactéries.....	27
4. Incidence économique due aux thrips.....	28
5. Ecologie des thrips.....	28
5.1 Habitats et comportement alimentaire	28
5.2 Relation bi-trophique thrips- plantes hôtes.....	28
5.2.1 Plantes hôtes	28
6. Biologie des thrips	29
6.1 Parthénogenèse et potentiel de reproduction chez les thrips.....	29
6.2 Influence de la température.....	29
• Sur le développement	29
• Sur la fécondité et longévité	29
6.3 Cycle de développement des thrips.....	29
6.3.1 Accouplement	30
6.3.2 Ponte.....	30
6.3.3 Développement post-embryonnaire.....	31
6.3.4 Eclosion des adultes.....	31
CHAPITRE 3	
NATURE ET CONSEQUENCES DES MALADIES VIRALES, PARTICULIEREMENT LES	
<i>ORTHOTOSPOVIRUS</i>, TRANSMIS PAR LES THRIPS AUX PLANTES.....	32
Introduction	32
1. Diversité et distribution géographique des <i>Orthospovirus</i>	33
2. Nature des maladies transmises par les thrips.....	39
3. Symptômes et conséquences des maladies transmises par les thrips.....	39
3.1 Sur la morphologie et la physiologie de la plante.....	39
3.1.1 Symptômes des maladies sur la morphologie de la plante.....	39
3.1.2 Sur la physiologie de la plante.....	40
3.2 Plantes hôtes et conséquences économiques des maladies virales	
transmises par les thrips.....	40
3.2.1 Plantes hôtes des <i>Orthospovirus</i>	40
3.2.2 Conséquences économiques.....	40
4. Rôle des thrips dans la dissémination des <i>Orthospovirus</i>	42
5. Mécanisme de transmission de la virose à la plante	42
5.1 Acquisition du virus.....	42
5.2 Multiplication du TSWV dans l'insecte vecteur.....	43
5.3 Transmission des <i>Orthospovirus</i>	43
6. Spécificité dans la transmission de TSWV.....	45
CHAPITRE 4	
MOYENS ET STRATEGIES DE LUTTE CONTRE LES THRIPS ET	
LES MALADIES VIRALES.....	46

Introduction.....	46
1. Organismes utiles.....	47
1.1 Ennemis naturels.....	47
1.2 Antagonistes et éliciteurs microbiens ou chimiques.....	49
2. Les substances sémi-chimiques.....	49
3. Plantes résistantes.....	50
4. Lutte culturale, physique et mécanique.....	50
5. Control chimique.....	51

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 5

MATERIELS ET METHODOLOGIE DE TRAVAIL.....	52
1. Objectifs	52
2. Sites d'étude.....	52
2.1 Caractéristiques des sites d'études.....	52
3. Méthodologie de travail	56
3.1 Echantillonnage.....	56
3.1.1 Secouage des feuilles et récupération des fleurs.....	59
3.1.2 Piège bleu adhésif.....	61
3.1.3 Piège bleu à eau	61
3.2 Techniques appliquées au laboratoire.....	62
3.2.1 Triage, comptage et montage des thrips entre lame et lamelle.....	62
a) Triage et comptage des thrips.....	62
b) Montage des thrips entre lame et lamelle.....	62
3.2.2 Identification des thrips.....	63
4. Analyse statistique.....	63

CHAPITRE 6

RESULTATS & INTERPRETATIONS.....	65
1. Diversité biologique de la population de thrips	65
1.1 N'Fidhet Elrragma (Ain Naga)	65
1.1.1 Sur courgette variété <i>Hiba</i>	65
1.1.2 Sur melon variété <i>Star plus</i>	65
1.2 Garta (Sidi Okba)	66
1.2.1 Sur melon variété <i>DRM</i>	66
1.3 Oued Beraze (Ain Naga)	66
1.3.1 Sur melon variété <i>Star plus</i>	66
1.3.2 Sur melon variété <i>DRM</i>	67
1.3.3 Sur melon variété <i>Mimosa</i>	68
1.4 Fidh Sala (Ain Naga)	68
1.4.1 Sur concombre variété <i>Sushi</i>	68
1.5 Zemoura (M'ziraa)	69
1.5.1 Sur pastèque variété <i>Nadou</i>	69
1.6 Exploitation Serraoui Tahar (M'ziraa)	69
1.6.1 Sur courgette variété <i>Nour</i>	69
1.7 Makam El Chahid (M'ziraa)	70
1.7.1 Sur melon variété <i>Star plus</i>	70
2. Diversité biologique générale des thrips.....	70
2.1 Sur les cultures étudiées.....	70
2.2 Sur les mauvaises herbes.....	73
2.3 Interprétation	73

3. Dominance de <i>Frankliniella occidentalis</i>	80
4. Dominance des autres espèces de thrips par site d'étude.....	81
4.1 N'Fidhet Elrragma (Ain Naga)	81
4.1.1 Sur courgette variété <i>Hiba</i>	81
4.1.2 Sur melon variété <i>Star plus</i>	81
4.2 Garta (Sidi Okba)	82
4.2.1 Sur melon variété <i>DRM</i>	82
4.3 Oued Beraze (Ain Naga)	82
4.3.1 Sur melon variété <i>Star plus</i>	82
4.3.2 Sur melon variété <i>DRM</i>	83
4.3.3 Sur melon variété <i>Mimosa</i>	84
4.4 Fidh Sala (Ain Naga)	84
4.4.1 Sur concombre variété <i>Sushi</i>	84
4.5 Zemoura (M'ziraa)	84
4.5.1 Sur pastèque variété <i>Nadou</i>	84
4.6 Exploitation Serroui Tahar (M'ziraa)	85
4.6.1 Sur courgette variété <i>Nour</i>	85
4.7 Makam El Chahid (M'ziraa)	86
4.7.1 Sur melon variété <i>Star plus</i>	86
4.8 Interprétation	86
5. Fluctuation de population générale des thrips dans les pièges adhésifs, sur feuilles et fleurs.....	87
5.1 Interprétation	92
6. Fluctuation de population de <i>Frankliniella occidentalis</i> sur fleurs et feuilles	93
6.1 Interprétation.....	96
7. Distribution de <i>Frankliniella occidentalis</i> sur les feuilles et fleurs	97
7.1 Interprétation.....	99
8. Sex-ratio	99
8.1 Interprétation.....	102
9. Comparaison entre les différentes méthodes de capture utilisées	102
9.1 Interprétation.....	106
10. Corrélation entre le nombre de thrips sur piège adhésif et le nombre de <i>Frankliniella occidentalis</i> sur feuilles et fleurs.....	107
10.1 Interprétation.....	110
Conclusion générale	111
Références bibliographiques	113
Annexe	136
Résumés	154

INTRODUCTION GENERALE

Introduction générale

Les insectes ravageurs et les acariens constituent une contrainte considérable pour la production serricole en légumes, fruits et plantes ornementales. La plupart ont une distribution mondiale. Parmi les ennemis des cultures des insectes Thysanoptères, des Homoptères, des Diptères...etc. (Knapp et al. 2020).

En Algérie, peu de travaux sont consacrés aux thrips en générale et aux thrips des cultures en particulier par les chercheurs (Benmessaoud-Boukhalfa et al. 2010). Les difficultés rencontrées dans l'étude des thrips sont liées à plusieurs données caractéristiques comme ; leur petite taille, qui rend les thrips difficile à observer sur les cultures ce qui explique les problèmes de la gestion des ravageurs. Cependant, les thrips sont des insectes très polyphages (plus de 200 espèces de plantes hôtes) pour uniquement *Frankliniella occidentalis* Pergrande 1895. Une reproduction parthénogénétique et une fécondité importante combinée avec une capacité de produire 5 à 7 générations par cycle de culture sous serre ; tout ceci rend la lutte chimique complexe souvent vouée à l'échec. Cette difficulté peut être liée à une faible vulnérabilité des thrips des différents stades larvaires et adultes, au mode d'insertion des œufs dans le tissu des plantes, et au stade nymphal qui se fait dans le sol (Hanafi, Lacham 1999).

Ces dernières années, Biskra est devenue la première région dans la production des légumes sous serre, dépassant même les zones de production sous serre traditionnelle dans le nord (Belhadi et al. 2016). Selon la Direction des Statistique Agricole de Biskra, les Cucurbitacées couvrent une superficie de 1570,48 ha avec une production estimée à plus de 645856 quintaux/ha pour la campagne agricole 2014/ 2015. Les Cucurbitacées (melon, pastèque, concombre et courgette) se classent au quatrième rang en termes de production sous serre (DSA 2014), suivi par la tomate, le piment et le poivron. La superficie dédiée à la culture de courgette et de melon est estimée à 614,80 ha et 955,68 ha avec une production de 22884 et 417825,25 quintaux/ ha, respectivement (DSA 2015).

Les technologies et pratiques de production agricole ont été modifiées et modernisées ces dernières années ce qui a accentué la sévérité des dommages des ravageurs. Cependant, moins de 10% des espèces nuisibles totales identifiées sont généralement considérées comme principaux ravageurs (Singh et al. 2014). Les Cucurbitacées sont l'hôte de plusieurs maladies fongiques, bactériennes et virales; et de plusieurs organismes ravageurs, principalement les acariens, les pucerons et les aleurodes...etc.; et des ravageurs secondaires tels que la mineuse des feuilles agromyzides (Albajes et al. 2006). Outre ces ravageurs, de minuscules insectes y ont été trouvés ; désignés sous le nom de thrips qui peuvent causer des dommages économiques importants, principalement en raison de leur cycle de vie en partie cryptique, leur développement rapide (Cloyd 2009), leur grand potentiel de reproduction (Faircloth et al. 2001) et leur capacité à développer rapidement une résistance aux produits chimiques (Jensen 2000). Les thrips sont des ravageurs d'importance économique pour les cultures protégées et les cultures de plein champs; ils causent des dommages directs en se nourrissant de fleurs, de feuilles et de fruits; et ils sont considérés comme des vecteurs importants d'*Orthotospovirus* (Peters 2008; Cloyd 2009). Plusieurs espèces sont connues et peuvent

transmettre la TSWV (*Tomato spotted wilt virus*), comme *Frankliniella occidentalis* (Bautista et al. 1995). Son expansion dans le monde entier dans les années 1980 a été accompagnée d'une large propagation de la TSWV sur un grand nombre de cultures (Peters 2008).

En Algérie, d'après Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010) au cours de ces dernières années, il y a eu une augmentation des maladies des plantes transmises par les thrips comme l'*Orthotospovirus* TSWV (*Tomato spotted wilt virus*). Les pertes dues à cet *Orthotospovirus* ont été estimées à 1,4 milliards de dollars aux États-Unis sur une période de 10 ans. Le principal mode de diffusion et d'introduction de cette maladie et de leurs vecteurs dans de nouvelles zones reste globalement commerciale (Riley et al. 2011).

A Biskra, les agriculteurs ne sont pas familiers avec les thrips et leurs dommages ainsi qu'ils peuvent causer d'importantes pertes commerciales à beaucoup de cultures telles que les cultures légumières (Razi et al. 2013). Les pertes sont de l'ordre de 34 à 43% due à *Thrips tabaci* sur oignon (Fournier et al. 1995) et une diminution de la production du concombre sous serre de 4,7 à 27% a été rapportée par Shipp et al. (2000). Les pertes les plus importantes se produisent au niveau des champs avant la récolte ; ces pertes sont encore plus graves dans les pays en voie de développement (Culliney 2014).

La principale motivation d'entreprendre cette étude est d'améliorer plus les connaissances de ce groupe d'insecte peu étudié en Algérie.

Ainsi, l'objectif premier de cette étude est d'inventorier les différentes espèces de thrips rencontrées sur les Cucurbitacées sous serres dans plusieurs sites agricoles à Biskra, de suivre la dynamique des populations sur les pièges bleus adhésif, les feuilles et fleurs des différentes cultures, la distribution de *Frankliniella occidentalis* sur les feuilles et fleurs, détermination du sex-ratio sur les différentes cultures, comparaison entre les différentes méthodes de capture utilisées, et la corrélation entre le nombre de thrips sur les pièges adhésifs et le nombre de *Frankliniella occidentalis* sur les feuilles et fleurs.

Cependant, le travail a été organisé et présenté en six chapitres comme suite :

Les quatre premiers chapitres, sont une revue de littérature des connaissances aux sujets de la morphologie et la systématique des thrips, l'étude bioécologique des thrips des plantes cultivées et la nature des maladies virales particulièrement les *Orthotospovirus* transmises par les thrips aux plantes et la lutte contre ces ravageurs. Le cinquième chapitre concerne une description des sites d'étude, le matériel et la méthodologie de travail suivie pendant l'étude. Le dernier chapitre regroupe les résultats obtenus et les interprétations.

**REVUE BIBLIOGRAPHIQUE
DES THIRIPS ET LES
ORTHOTOSPOVIRUS**

CHAPITRE 1

**QUELQUES ELEMENTS
SUR LA MORPHOLOGIE GENERALE
ET LA SYSTEMATIQUE DES THRIPS**

Introduction

Les insectes de l'ordre des Thysanoptera sont appelés communément thrips (Figure 1) (Bailey 1957). Le terme thysanoptère vient du grec *thysanos*, qui veut dire frange et *pteron*, ailes. Ainsi, le mot thrips est un terme grec qui signifie une larve qui se nourrit de bois. Ceci est dû aux anciennes notes qui ont assimilé ces insectes aux espèces consommateurs de champignons vivant sur du bois mort (Mound et al. 2016).

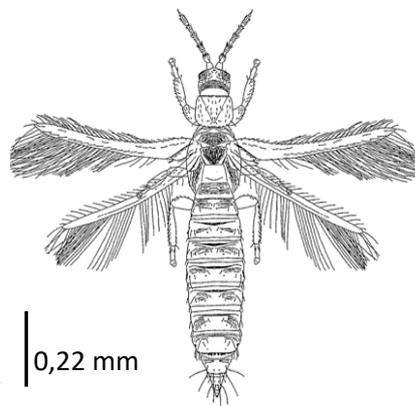


Figure 1
Morphologie générale d'un adulte femelle de *Thrips tabaci* (Bournier 1983)

Les thrips sont des insectes de petite taille, d'environ 0.5 à 8 mm (Richards, Davies 1977), ce sont des insectes de forme allongée et généralement ailés. La plupart de ces insectes sont phytophages, pollinophages, mycétophages ; quelques espèces sont prédateurs des acariens, des œufs et de jeunes larves, et d'autres thrips (Bailey 1957; Chazeau 1985). La plupart des thrips se nourrissent de sève, ils sont souvent ennemis des plantes cultivées. Leurs dégâts sur les fleurs conduisent souvent à la chute du fruit (Bailey 1957).

1. Morphologie générale des thrips des plantes cultivées

1.1 Description morphologique des adultes

Les thrips sont de petits insectes minces avec de courtes antennes de 6 à 10 articles segmentées et quatre ailes longues, membraneuses, très étroites, et frangées à longs poils (Figure 2) (Peterson 1915; Richards, Davies 1977).

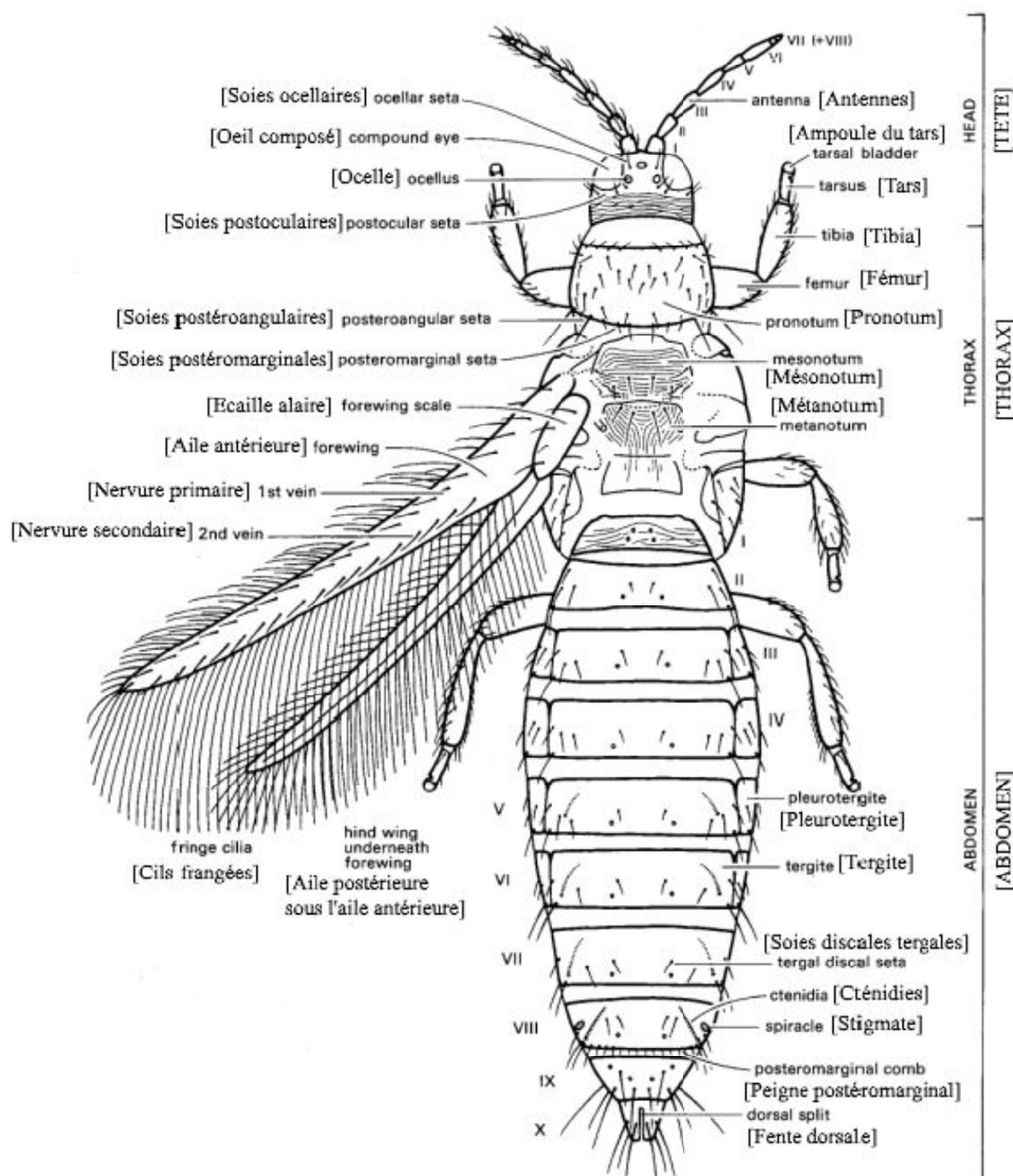


Figure 2
 Vue dorsale des caractères morphologiques d'un thrips térébrant femelle *Thrips obscuratus* (Mound, Walker 1982)

La tête

Les thrips appartenant aux deux groupes, Terebrantia et Tubulifera, présentent une tête et des pièces buccales de type opisthognathe, c.à.d. qu'elles sont orientées vers l'arrière (Figure 3A)

(Stannard 1957). Généralement, la tête des thrips est comprimée dorso-ventralement (Mound, Walker 1982). Vue ventralement, les pièces buccales chez les thrips sont asymétriques. C'est une caractéristique de reconnaissance des thrips (Peterson 1915; Stannard 1957). La tête porte un cône ventral ou un rostre court constitué par le labrum en dessus, le labium en dessous et latéralement par les plaques maxillaires (Figure 3B). Le rostre comprend ainsi la mandibule, les deux maxilles et l'hypopharynx. La mandibule gauche est un stylet robuste (Figure 3C), alors que celui de la droite étant une mandibule vestigiale. Chaque maxille est constituée d'une paire de plaque portant un palpe, ainsi que leur stylet associé. Ces plaques forment les parois latérales du cône buccal; ils peuvent être symétrique ou non. Les palpes maxillaires sont composés de deux à huit segments selon les genres (Figure 3D).

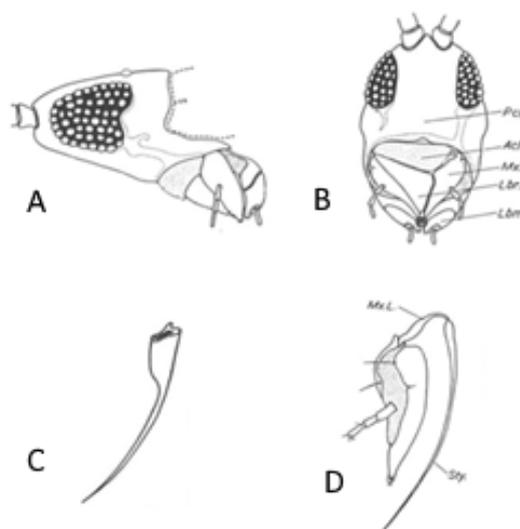


Figure 3

Tête de type opistognathe (A), vue frontale des pièces buccales (B), maxille (C) et mandibule gauche (D) chez *Chirothrips hamatus* (Jones 1954 in Richards, Davies 1977)

Acl, anté-clypeus; *Lbm*, labium; *Lbr*, labrum; *Mx*, maxille; *Mx.L*, levier maxillaire; *Pcl*, post-clypeus

Au cours de l'alimentation des thrips, le rostre est énergiquement appliqué sur la feuille; les tissus sont lacérés et éclatés par les stylets puis leurs contenus sont aspirés par l'action de pompage du cibarium (Richards, Davies 1977). A l'exception de certains genres, chez la plupart des thrips térébrants les stylets se rétractent à l'intérieur de la tête au repos (Stannard 1957). Selon Peterson (1915) les pièces buccales des thrips sont équipées pour aspirer la sève. Cependant, Hunter et Ullman (1989), suggèrent que les thrips soient classés comme piqueurs-suceurs plutôt que des insectes qui râpent et sucent la sève. Selon ces mêmes auteurs, les thrips perforent les cellules des feuilles en utilisant leurs mandibules pour s'alimenter. Le contenu de ces cellules est ingéré à travers un tube d'alimentation formé par les stylets maxillaires. La manière de s'alimenter des thrips reste unique (Stannard 1968).

Les antennes

La capsule céphalique porte également des antennes; ils sont constituées par plusieurs segments, variable d'une espèce à l'autre, le plus souvent de 6 à 9 (Bournier 1983).

Le segment II porte dorsalement une petite sensille circulaire, campaniforme près de l'apex. Les segments III et IV portent chacun un récepteur sensoriel qui est linéaire et longitudinale

chez Aeolothripidae, linéaire et transversale ou circulaire chez les Merothripidae, et émergent comme de simple trichome ou fourchue chez les Thripidae. La surface des segments antennaires, soit elle porte des rangées transversales de microtriches, soit elle est lisse (Mound, Walker 1982).

Les yeux composés sont bien développés dorso-latéralement chez la plupart des thrips. Les soies ocellaires des térébrants se composent de 2 ou 3 paires, avec la paire 3 dont la longueur et la position sont variables parmi les membres de certains taxons. Des paires supplémentaires de soies post-oculaires sont disposées en rangée rectiligne transversale comme chez *Thrips* sp. ou de façon irrégulière comme chez *Stenchaetothrips* sp. La plupart des thrips tubulifères, une seule grande paire de soie post-oculaire est présente, cependant, les adultes de certaines espèces ont deux paires comme chez *Adelphothrips* sp. De grandes soies sont présents aussi latéralement sur les joues; ils sont soit minces ou robustes et légèrement développées, le cas chez *Mesothrips* sp. (Reyes 1994).

Le thorax

La forme et les dimensions du thorax sont variables selon les espèces ; il porte quelques grandes soies dont la forme, la localisation et les dimensions sont employées en systématique (Bournier 1983). Selon Stannard (1957) le mésothorax et le métathorax sont fusionnés pour former une seule unité compacte, qui est le ptérothorax. La forme de cette structure est variable, même parmi les membres de la même espèce. Elle dépend selon le même auteur de la présence ou de l'absence des ailes. Le type de sculpture du notum peut être utilisé en taxonomie, ainsi que les formes des sternites ; elles offrent de nombreuses caractéristiques utiles pour les études comparatives.

Les ailes

Selon Ellington (1980) les ailes sont disposées en parallèle au-dessus de l'abdomen des thrips chez les Terebrantia, alors que chez les Tubulifera elles se chevauchent (Figure 4). Les ailes des tubulifères se distinguent de celles des térébrants suite à la combinaison de ces caractères: absence quasi-totale de certaines nervures, des ailes frangées à cils droites, et l'absence de micro-soies à la surface (Stannard 1957).

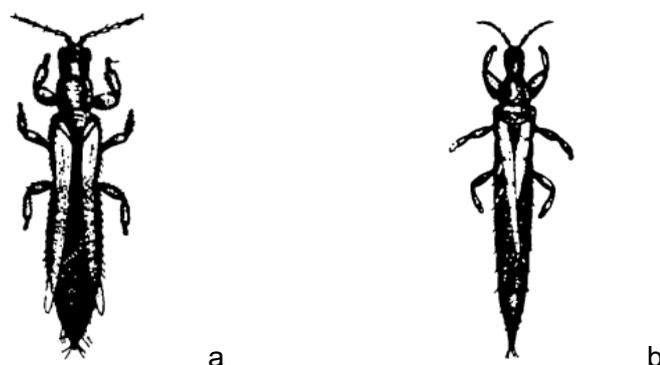


Figure 4

Position des ailes des thrips au repos : (a) Ailes parallèles chez les térébrants ; (b) Ailes chauvochantes chez les tubulifères (Lewis 1973 in Ellington 1980)

Seules quelques nervures sont présentes sur les ailes des thrips (Peterson 1915). Les ailes antérieures possèdent deux nervures longitudinales en plus de la costal, cependant leurs positions n'est souvent apparente seulement qu'à travers les rangées de soies qu'elles portent (Figure 5A). La première nervure peut être fusionnée avec la costa ou proche d'elle. Ainsi le nombre et la position de ses soies peuvent aider souvent à l'identification des familles, genres et espèces. Le bord postérieur des ailes antérieures porte une double rangée de cils qui sont habituellement ondulés mais chez certaines espèces ils sont droits (Figure 5B) (Mound, Walker 1982).

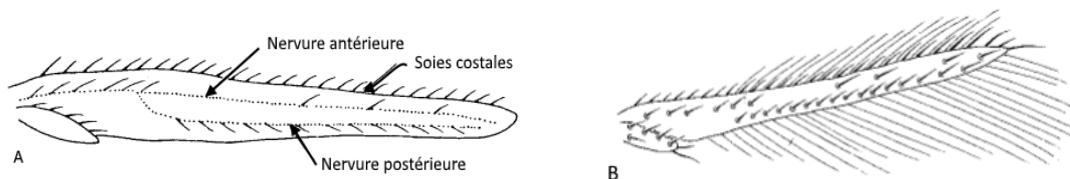


Figure 5

Ailes antérieures des thrips. A. Nervures alaires (Bournier 1983). B. Cils sur le bord postérieur de l'aile A_1 chez *Thrips tabaci* (Mound, Walker 1982)

Les pattes

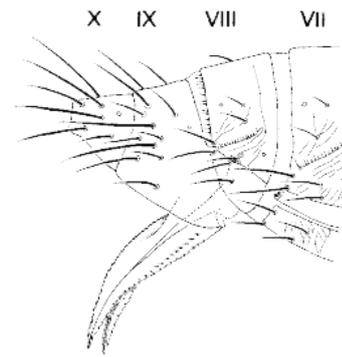
Les pattes des thrips se projettent généralement latéralement ; elles peuvent être courtes et chez certains thrips capables de sauter ; ils gardent les pattes arrière repliées sous le thorax (Mound, Walker 1982). Sur les tibias, il existe de longues soies différenciées ; ces soies peuvent avoir une action tactile. Souvent, une soie à la base externe et une autre au sommet extérieur de chaque tibia est observée. Leur position et leur taille sont variables et fournissent des caractéristiques taxonomiques pour différencier les espèces et parfois même les genres (Stannard 1957). Les tarse chez les thrips sont composés soit d'un seul segment ou deux segments. Le tarse des pattes antérieures ont parfois une dent sur le bord interne, ex. *Aeolothrips* et les mâles de *Merothrips*, rarement à l'apex (Mound, Walker 1982).

L'abdomen

L'abdomen des thrips est long, de forme effilée vers l'arrière et composé de 11 segments (Richards, Davies 1977). Cependant Stannard (1968) relève que l'abdomen se compose de 10 segments bien définis, alors que le onzième est rudimentaire et le premier segment est étroitement attaché au ptérothorax. Chez les tubulifères, le dixième segment abdominal est cylindrique et long, ne portant pas de tarière (ovipositeur). Chez les térébrants, ce segment est petit et porte une tarière dont la structure est dentelée (Figure 6) dérivé d'une paire d'appendice du huitième et neuvième segment abdominal (Richards, Davies 1977).

Figure 6

Vue latérale de l'extrémité abdominale (ovipositeur) de *Thrips obscuratus* (Thripidae) (Mound, Walker 1982)



Les dix premiers tergites sont généralement clairement développés. Ceux-ci ne portent pas de soies postéro-marginales. Les tergites II-VII portent chacun un nombre variable de soies discales (Reyes 1994), mais habituellement sont présents quatre paires de soies discales et une paire postéro-angulaire par tergite (Mound, Walker 1982). L'abdomen porte à son extrémité des soies anales dont la taille est variable selon les espèces, en plus de l'absence de cerques (Stannard 1968; Reyes 1994).

Les pleurotergites ne peuvent être différenciés des tergites que chez les Thripidae les plus évolués. Cependant, les pleurosternites sont développés chez toutes les espèces de thrips (Mound, Walker 1982).

Seulement sept sternites abdominaux sont clairement définis chez les thrips. Le premier sternite est toujours considérablement réduit. Le sternite II, porte généralement deux paires de soies postéro-marginales, tandis que les sternites III-VII porte chacun trois paires. Les soies marginales médianes sur le sternite VII, situées soit au niveau ou en face de la marge postérieure peuvent être utiles dans la taxonomie. Chez certaines espèces, les soies discales sternales sont également développées (Mound, Walker 1982; 1986).

Différence entre mâle et femelle

Les caractères morphologiques qui séparent le mâle de la femelle sont plus évidents chez les thrips térébrants que chez les tubulifères (Figure 7). Les mâles et femelles peuvent être reconnus par l'observation du tube (Stannard 1968). La forme du tube varie considérablement selon Mound, Walker (1986); elle peut être presque conique, ou courte et à côtés parallèles, ou très longue et tubulaire. Une série de soies apicales se dressent autour de l'anus, mais seulement quelques espèces présentent des soies bien développées latéralement sur le tube (Mound, Walker 1986). La femelle présente une petite structure interne en forme de tige à la base du tube (fustis), le bord ventral et dorsal du tube étant similaire et non échancré. Les mâles n'ont pas cette tige et le tube est profondément échancré à la base. Souvent, la capsule génitale des mâles peut être observée sur le huitième segment abdominal. Dans la plupart des lignées phylétiques, à l'exception des espèces de la sous famille Megathripinae (Idolothripinae), les mâles ont généralement la paire de soies principale latéro-postérieures sur le tergum abdominale IX considérablement réduites comme une épine (Stannard 1957; 1968). Cependant, les femelles des térébrants portent un ovipositeur en forme de scie (denté); alors que cette structure est absente chez le mâle (Stannard 1968).

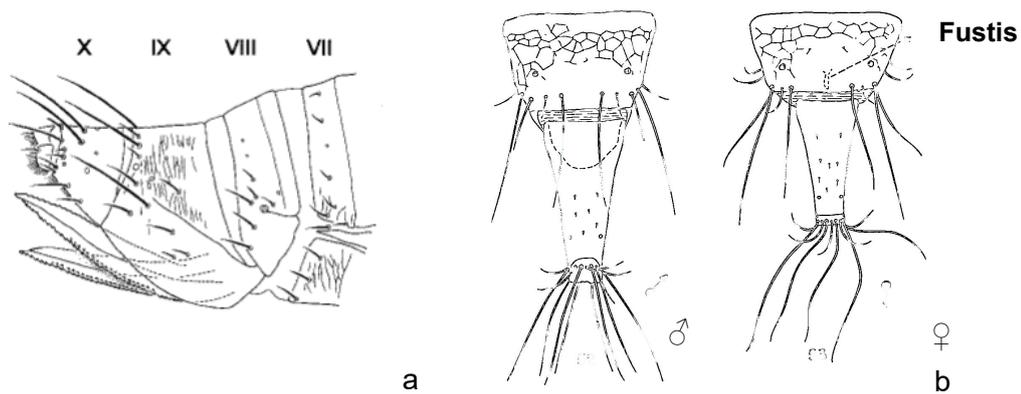


Figure 7

Caractéristiques de la partie postérieure abdominale (a) chez les thrips térébrants (*Aeolothrips fasciatus*) (Mound, Walker 1982) et (b) chez les tubulifères (*Hoplothrips pergande*) (Stannard 1968)

1.2 Description des différents stades des thrips

1.2.1 Œufs

En général, les œufs des thrips sont extrêmement petits et fragile, de forme de haricot (réniforme) (Figure 8A) (Bailey 1938; Richards, Davies 1971). Selon Stannard (1968), les œufs des Thysanoptères sont relativement gros par rapport à la taille des femelles. Ils sont insérés le plus souvent dans le tissu de la plante hôte ; une petite bosse indique ainsi sa présence. Les œufs des thrips sont rarement observés (Bailey 1938). Chez les thrips du groupe des térébrants, les œufs sont généralement lisses, avec un chorion fin et transparent. Cependant, les œufs des tubulifères ont une forme ovale et allongée, souvent ils sont sculptés avec des réticulations hexagonales (Stannard 1968).

1.2.2 Stade larvaire

Deux stades larvaires suivent la période post-embryonnaire (Stannard 1968). Les larves des thrips sont aptères avec un corps mou, et d'autres appendices beaucoup moins développés. Les larves nouvellement écloses (Figure 8B) sont très petites, à maturité (Figure 8C) ils arrivent à la taille de l'adulte (Bailey 1938). Ils ingèrent toute la nourriture nécessaire pour atteindre la forme adulte (Stannard 1968).

Les mouvements des larves sont généralement beaucoup plus lents que ceux des adultes. Ils se nourrissent en colonie. Une mue se produit lorsque la larve est à environ la moitié du développement et une seconde quand elles se sont entièrement développées (Bailey 1938).

1.2.3 Stade pré-nymphe et nymphe

Au stade nymphal le corps des thrips est aussi mou, avec la présence des ébauches d'ailes. Une troisième mue survient à la fin du stade pré-nymphal (Figure 8D). La dernière mue se produit lors de l'émergence de l'adulte (Bailey 1938).

Les ailes chez les nymphes (Figure 8E) sont plus développées que celles des pré-nymphes avec de longues antennes recourbées vers l'arrière du corps (Bournier 1983). Les individus de ces deux stades ne se nourrissent pas et ils sont généralement immobiles (Stannard 1968; Bournier 1983).

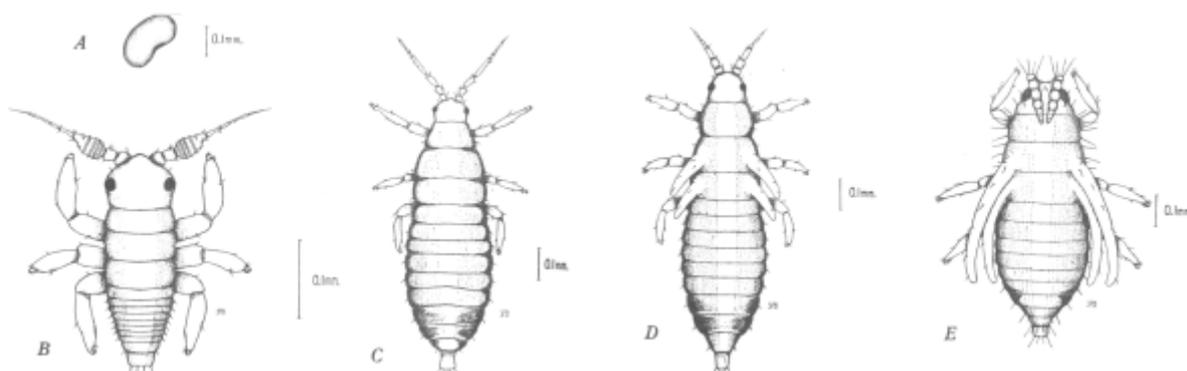


Figure 8

Thrips du haricot *Hercothrips fasciatus* (Bailey 1933). A, œuf; B, larve nouvellement éclosée; C, larve âgée; D, prépupe; E, puppe

2. Quelques éléments sur la systématique des thrips

2.1 Critères d'identification de l'ordre des

Thysanoptera Haliday, 1836

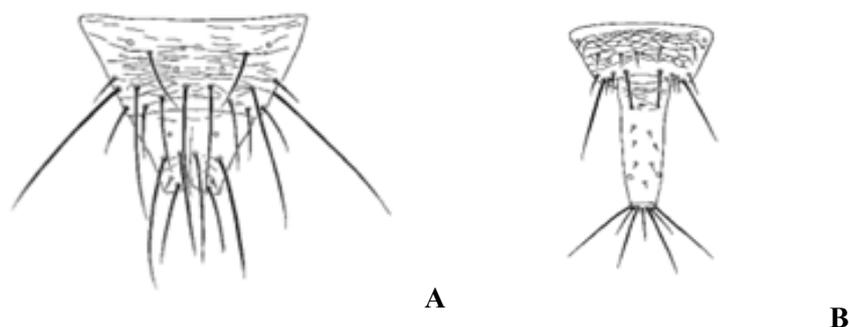
Plusieurs caractères différencient les Thysanoptères des autres ordres d'insectes. Ce sont généralement des espèces minuscules, ils possèdent quatre ailes, longues et étroites; les bords sont frangés avec moins de nervures alaires et de longs poils. Les pièces buccales des thrips sont asymétriques avec la mandibule gauche bien développée et celle de droite résiduelle. Elles sont équipées pour lacérer et sucer les tissus végétaux. Les tarse un et deux parfois soudés, se terminent par une ampoule. Les cerques sont absents (Walker 1992; Gillott 2005).

2.2 Critères d'identification des différents sous-ordres

L'ordre des Thysanoptères comprend deux sous ordres, le sous ordre des Terebrantia et des Tubulifera (Mound, Walker 1982; Mound et al. 2016). Ce sont près de 6000 espèces de thrips connus dans le monde (Mound, Morris 2007). Les Terebrantia se retrouvent communément sur les fleurs. Actuellement on compte 2400 espèces de thrips térébrants dans le monde (Mound, Morris 2007). Cependant ce sont 3500 espèces tubulifères décrites, ils sont très commun sur le bois mort, la litière des feuilles mortes et les galles (Mound, Walker 1982).

Selon Medina-Gaud (1961), Mound, Walker (1982; 1986) et Mound et al. (2016) les adultes de Terebrantia sont séparés des Tubulifera par les caractères suivants :

Sur les ailes antérieures lorsqu'elles sont présentes, trois nervures longitudinales (la costa, la première et la seconde nervure), portent chacune généralement une rangée de soies; l'aile membraneuse portent habituellement de nombreuses microtriches; des cils ondulés ou droites sur les marges postérieures. Le dixième segment abdominal chez les Terebrantia est divisé longitudinalement sur la face ventrale, il est rarement tubulaire; l'ovipositeur avec quatre valves à bord tranchant (Figure 9), celui des males est arrondi (Figure 9a). Le segment abdominal X des Tubulifera est de forme tubulaire (Figure 9b) chez les deux sexes, dont cette forme varie de courte et conique à longue et mince, avec des nervures longitudinales non visibles et des microtriches absentes sur la surface des ailes antérieures quant elles sont présentes; habituellement, trois soies sont présentes près de la base.

**Figure 9**

L'extrémité abdominale chez les principaux sous-ordres des thrips. **A.** Tubulifera, **B.** Terebrantia (Mound, Walker 1982)

Chez les térébrants, le palpe maxillaire est composé de plusieurs articles (2 à 8 articles), le stylet maxillaire est confiné dans le cône buccal (le cône gnathal). Alors que, les palpes maxillaires des tubulifères sont toujours composés de deux segments ; habituellement le stylet maxillaire se rétracte à l'intérieure de la tête (Ananthakrishnan, Sen 1980).

2.3 Critères d'identification des différentes familles

D'après Mound et al. (2016) une seule famille (Phlaeothripidae) et deux sous familles (Idolothripinae et Phlaeothripinae) composent l'ordre des Tubulifera, alors que l'ordre des Terebrantia est constitué de huit familles connues dans le monde; en plus de cinq autres qui sont fossiles. Le nombre de familles qui constitue les Terebrantia diffère d'après Reyes (1994) selon les systématiciens.

2.3.1 Familles composant le sous-ordre Terebrantia Haliday, 1836

2.3.1.1 Famille Thripidae Stevens, 1829

Cette famille se compose d'espèces rencontrées dans le monde entier ; elle forme la seconde grande famille de Thysanoptères (Mound et al. 2016). La plupart des espèces d'intérêt économique se retrouvent dans cette famille. Elle est reconnue grâce à son ovipositeur tourné vers le bas (Nakahara 1991). La plupart de ses espèces présentent sept à huit segments antennaires, rarement six ou neuf (Mound et al. 1976; Ananthakrishnan, Sen 1980; Sartiami, Mound 2013) et des soies sensorielles émergeant sur le troisième et le quatrième segment, qui peuvent être simple ou bifurquées. Les ailes antérieures sont généralement minces et pointus à l'apex ; elles portent communément deux rangées de soies.

Quatre sous-familles sont reconnues par les systématiciens, qui sont: Panchaetothripinae, Dendrothripinae, Sericothripinae et Thripinae (Sartiami, Mound 2013; Mound et al. 2016).

a) Sous-famille Thripinae Stephens, 1829

Les espèces des Thripinae ont une tête non visiblement réticulées. La première nervure de l'aile antérieure (lorsqu'elle est présente) est distincte de la costa; chez certaines espèces la tête est faiblement réticulées, ils sont aptères ou de couleur pâle (Mound, Walker 1982). Le dorsum chez les représentants de cette famille ne présente pas de réticules en polygone, tout

au plus avec stries transversales. Les articles terminales des antennes sont normaux, ne sont pas long et mince (Sen et al. 2000).

b) Sous-famille Panchaetothripinae Bagnall, 1912

Selon Mound et al. (2016), cette sous famille présente un corps avec une surface fortement réticulé, particulièrement la tête, le thorax et le fémur de la première paire de pattes des thrips; généralement de couleur brune foncée; au niveau de l'aile antérieure la nervure longitudinale est fusionnée avec la nervure costale; le furca méso et métathoracique sans spinule.

c) Sous-famille Dendrothripinae Priesner, 1925

La surface du corps soit elle n'est pas réticulée, ou elle présente relativement une faible sculpture, et une couleur variant de brun à presque blanche; la première nervure de l'aile antérieure est distincte de la costa; la furca méso et/ ou métathoracique présente habituellement une spinule médiane. La furca métathoraciques en forme de lyre; fortement prolongée en avant (Mound et al. 2016).

d) Sous-famille Sericothripinae Karny, 1921

Les thrips de cette sous familles ont une tête transverse avec trois paires de soies ocellaires. Les antennes sont habituellement composées de 8 segments (Lima, Mound 2016a); le segment III et IV chacun avec un cône sensoriel fourchus. La base du cône sensoriel est très allongée et étroite au niveau de l'article antennaire six. Les palpes maxillaires sont divisés en trois segments. L'apodème occipitale présent (Lima, Mound 2016b). Elle se caractérise par une furca métathoracique transversale ou en forme de spinule médiane simple. Les fémurs et tibias avec des rangées de microtriches; la première nervure de l'aile antérieure avec une rangée complète de soies, sur la deuxième nervure elle est absente ou avec seulement un ou deux soies à l'extrémité de l'aile; absence de sensilles campaniformes sur le tergite abdominal neuf, avec au moins quatre paires de soies postéro-marginales (Mound et al. 2016).

Au niveau des tergites abdominaux II-VII se trouvent de fines et dense rangés de microtriches situées sur le tiers de la partie latérale des tergites. Le tergite IX présente au moins quatre paires de soies postéro-marginales robuste, également au moins deux paires de soies mi-dorsale (Lima, Mound 2016b).

2.3.1.2 Famille Merothripidae Hood, 1914

La majorité de ses espèces ont une distribution néotropicale. Le caractère le plus important qui retient l'attention est le sternite huit dont deux lobes sont attachés au bord postérieur du sternite sept (Figure 10). Chaque lobe porte deux paires de soies (Mound, Walker 1982).

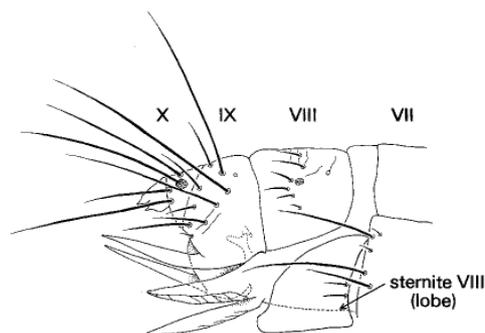


Figure 10
Merothrips floridens (Merothripidae) (Mound, Walker 1982)

2.3.1.3 Famille Melanthripidae Bagnall, 1913

Les espèces de cette famille se distinguent par une paire de lobes associées à deux paires de soies sur les marges postérieures du septième sternum; et une paire de trichobothrie (soies sensorielles) bien développée sur le tergite X. Ils présentent des soies sensorielles transverses sur les articles antennaires et un tentorium bien développé au niveau de la tête (Mirab-balou et al. 2011; Mirab-balou 2013).

2.3.1.4 Famille Heterothripidae Bagnall, 1912

Les espèces qui composent cette famille présentent un corps sclérotinisé; sur les côtés de l'abdomen, habituellement il y'a présence de microtriches. Sur la bordure des marges postérieures des segments abdominaux existe de longues microtriches. Les antennes portent neuf segments dont sur le troisième et le quatrième de petites soies sensorielles arrangées en ligne ou en bande entourant le segment près du sommet (Nakahara 1991). A la base du second segment du tarse antérieur, on trouve un appendice comme des griffes (Medina-Gaud 1961).

2.3.1.5 Famille Aeolothripidae Uzel, 1895

Beaucoup d'espèces sont prédatrices, reconnues grâce à leurs grosses tailles et ses ailes antérieures larges, habituellement en bandes, bien marquées et leurs apex largement arrondi portant de petites soies sur les nervures, variable en nombre (Mound et al. 1976; Nakahara 1991); sa surface porte beaucoup de microtriches (Mound et al. 1976). Les antennes portent 9 segments dont le troisième et cinquième sont allongés à côtés parallèles; les soies sensorielles sur ces deux segments sont soit plates, linéaires ou ovales (Nakahara 1991; Sartiami, Mound 2013). Le dixième segment abdominal n'est pas tubulaire chez les deux sexes (Mound et al. 1976). L'ovipositeur est retourné vers le haut dont cette structure est absente chez les autres familles (Nakahara 1991).

a) Sous-famille Aeolothripinae Bagnall, 1913

Les ailes des Aeolothripinae ont presque les côtés parallèles, parfois ils sont légèrement rétrécis dans la moitié basale. Les antennes sont plus ou moins fines sans soies rigides; les segments terminaux forment une unité (Sen et al. 2000).

2.3.1.6 Famille Uzelothripidae Hood, 1952

Parmi les térébrants seulement cette famille le sternum abdominal huit et neuf et presque tout le dorsum du segment dix sont membraneuses (Bhatti 2006). Leurs antennes ont sept articles en forme de fouet dont le troisième article est fortement élargi ; les articles quatre à sept extrêmement minces et de forme de fouet. L'article antennaire terminal est sétiforme (forme de soie); sa taille est la moitié de la longueur de tous les articles antennaires réunis. L'article antennaire III avec un sensorium circulaire sur la face ventrale; les articles IV et V, chacun avec un cône sensoriel ressemblant à un pouce sur le côté extérieur.

Les ailes antérieures sont étroites et généralement nettement plus étroites à l'extrémité mais arrondi chez cette famille. L'oviscapte est rudimentaire, en grande partie membraneux (Bhatti 2006).

2.3.1.7 Famille Fauriellidae Priesner, 1949

La famille des Fauriellidae est l'une des huit familles actuelle de thrips reconnues qui forme le sous ordre des Terebrantia (Mound 2013). Les espèces composant cette famille sont mal connues (Reynaud 2010). Cette famille ne présente pas de caractéristiques particulières selon Mound, Marullo (1999), cependant quatre genres la composent montrant une confusion de caractères qui sont intermédiaires chez plusieurs autres familles. Selon les mêmes auteurs, aucune base fiable n'existe pour considérer que ces quatre genres invoquent un clade unique (Mound, Marullo 1999). La famille des Fauriellidae comporte quatre genres, un méditerranéen, un Californien, et deux du sud-est de l'Afrique (Hoddle et al. 2004).

2.3.1.8 Famille Stenurothripidae Bagnall, 1923 (Adiheterothripidae)

Cette famille est considérée par Bhatti (2006) comme synonyme de la famille des Adiheterothripidae. Les Adiheterothripidae comprennent trois genres, un se répartit de la Méditerranée orientale jusqu'à l'Inde et les deux autres sont de la Californie (Hoddle et al. 2004). Les espèces de cette famille sont distinguées des autres espèces de thrips par des antennes à neuf articles, avec un cône sensoriel conique, comme une tourelle sur le bord apical du troisième et quatrième article antennaire (Bhatti 2006).

2.3.2 Familles composant le sous-ordre Tubulifera Haliday, 1836

2.3.2.1 Famille Phlaeothripidae Uzel, 1895

Seule la famille des Phlaeothripidae représente le sous ordre des tubulifères (Mound et al. 1980). Cette famille montre les mêmes caractères que ceux du sous-ordre (Richards, Davies 1977). Ce sous ordre présente une seule famille reconnue et deux sous familles selon Stannard (1957), Mound, Walker (1986) et Minaei (2013). Les espèces représentant cette famille ne portent pas de nervures longitudinales sur ailes antérieures, avec aussi absence de soies exceptées sur le bord antérieure sub-basale; la surface des ailes est lisse sans microtriches. Les tarses antérieurs ont toujours un seul article. Le dixième segment abdominal est tubulaire chez le mâle et la femelle. L'oviscapte est absent chez les femelles (Mound et al. 1976; Nakahara 1989; Reyes 1994).

a) Sous-famille Phlaeothripinae Uzel, 1895

Selon Sen (1986) et Sen et al. (2000), les espèces rassemblées dans cette sous famille présentent des stylets maxillaires uniformément mince, jamais élargi et plus étroit que les palpes labiaux.

b) Sous-famille Idolothripinae Bagnall, 1908 (Megathripinae)

Selon les mêmes auteurs cités en haut, les thrips de cette famille présentent et se caractérisent par des palpes (stylet) maxillaires plus larges vers l'apex; et plus large que les palpes labiaux. Elles sont utilisées pour l'appréhension et l'ingurgitation des spores. Ces stylets maxillaires ne sont pas accompagnés d'un guide maxillaire (Sakimura, Bianchi 1977).

2.4 Critères d'identification des différents genres d'intérêt économique les plus communs sur plantes cultivées en Algérie

Des études antérieures réalisées par Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010), Rechid (2011), Razi et al. (2013), Bengouga, Laamari (2015) et Laamari, Houamel (2015), mentionnent la présence de certaines espèces de thrips dangereux pour les cultures en Algérie. De ces espèces de thrips ne sont considérés que deux espèces d'importance économique: *Thrips tabaci* et *Frankliniella occidentalis*.

2.4.1 Genre *Thrips* Linné, 1758

Les thrips sont de minuscules insectes qui se rencontrent partout dans le monde, cependant le centre de la diversité apparaît être l'Europe et l'Afrique selon Mound et al. (1976). C'est le genre qui contient le plus important nombre d'espèces décrites (Bournier 1983). Les caractères permettant d'identifier ce genre selon Reyes (1994) et Mirab-balou, Chen (2011) sont les suivants :

Le tergite abdominal VIII porte un ctenidium situé en position postéro-latérale par rapport au stigmate (Figure 11). Sur la tête seulement une paire de soies anté-ocellaires est présente, la paire de soies ocellaires I étant absente (Figure 12). Sept ou huit articles composent les antennes. Les soies médianes du métanotum sont situées derrière ou dans la partie antérieure du bord postérieur de celui-ci. Les soies médianes secondaires pronotales postéro-marginales absentes (Figure 13). Les tergites abdominaux VI-VII présentent des soies discales S_1 plus petites que la S_2 (Figure 14).

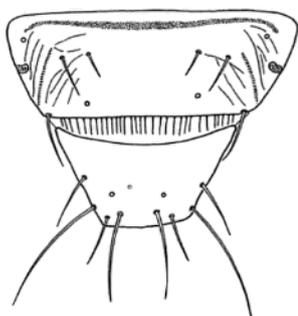


Figure 11
Position du ctenidium du tergite abdominal VIII (Bournier 1983)



Figure 12
Absence de la paire de soies ocellaires I (Bournier 1983)

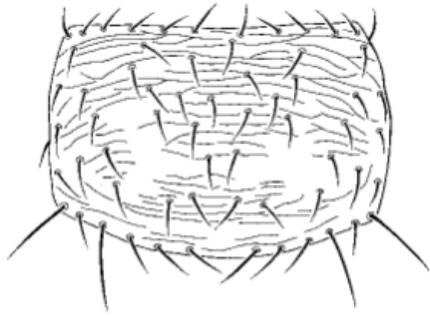


Figure 13
Absence de soies secondaire médianes sur la marge postérieure du pronotum (Mound, Walker 1982)

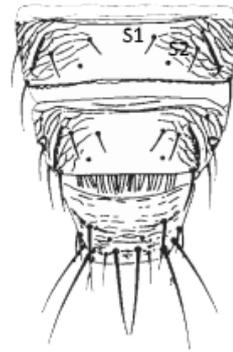


Figure 14
Les soies discales S_1 plus petites que la S_2 au niveau des tergites abdominaux VI-VII (Mound et al. 1976)

***Thrips tabaci* Lindeman, 1889**

Les femelles sont des espèces macroptères. Le corps de cette espèce est de couleur variable, elle est soit jaune ou marron; les soies principaux du corps sont sombres. Elle présente une tête plus large que longue, striée transversalement en arrière. Les soies inter-ocellaires sont placées juste derrière l'ocelle avant dans le triangle ocellaire. Les soies post-oculaires de la paire I sont évidentes. Les antennes portent 7 articles. La couleur du segment I est brune claire; le deuxième est marron; du troisième au cinquième est brun jaunâtre; le sixième et le septième est marron grisâtre. Le segment III et IV présente chacun un cône sensoriels fourchus. Le cône buccal est allongé et arrondi. Le pronotum est modérément couvert de soies; le bord antérieur sans soies visibles; les soies postéro-marginales situées dans la partie médiane angulaire sont bien développées, trois paires; la longueur des soies postéro-angulaires une fois et demi inférieure aux soies internes postéro-marginales. Les pattes sont de couleur jaune, ils sont assez robustes. Les ailes antérieures sont grises pâles uniforme, des soies sur la nervure pâles; la veine antérieure généralement avec 4 soies distales, rarement 5 à 7 soies distales; la bordure postérieure des cils est ondulées. Le mésonotum porte des stries transversales au milieu. Le métascutum est réticulé longitudinalement au milieu; les soies médianes sont situées derrière le bord antérieur; les sensilles campaniformes sont absentes.

Le tergite abdominal II porte trois soies latérales. Le bord postérieur du tergite abdominale VIII présente une crête complète de microtriches longues et fines. Le tergite IX présente seulement une paire de sensille campaniforme; la paire antérieure est absente. Les stries des pleurotergites portent des microtriches ciliées. Les sternites sont sans soies accessoires.

Les mâles sont également macroptères. Ils présentent une structure semblable à celles des femelles mais ils sont plus pâles. Le tergite abdominal VIII porte une crête avec des microtriches courtes et clairsemées sur le bord postérieur. Les sternites III à V avec une aire glandulaire allongée et étroite, absente sur les sternites VI-VII.

2.4.2 Genre *Frankliniella* Karny, 1910

La plupart des espèces composant ce genre se trouvent dans la région néo-tropicale avec quelques représentants du vieux monde et de l'Orient. Certaines espèces ont une importance économique (Reyes 1994).

***Frankliniella occidentalis* Pergande, 1895**

Les caractères de distinction de cette espèce selon Mirab-balou, Chen (2011) et Wang et al. (2010) sont comme suites:

Les femelles de *F. occidentalis* sont des espèces macroptères. La couleur du corps varie du brun au jaune; les formes jaunes présentent des taches brunes sur l'abdomen. La tête avec deux paires de soies anté-ocellaires (la paire de soies ocellaires I présente) (Figure 15A). Les antennes sont composées de 8 segments (Figure 15B). Le segment antennaire I est jaune, II brun jaunâtre, III-V Jaune avec l'extrémité distale marron, VI-VIII marron. Le segment antennaire VIII est deux fois plus long que le segment VII. Les soies ocellaires III longues, situées sur le bord intérieur du triangle ocellaire. Les soies post-oculaires IV ont la même longueur que les soies ocellaires III. Le pronotum présente 2 à 4 paires de soies médianes antéro-marginales; les soies antéro-marginales et d'autres soies antéro-angulaires de longueur presque égale. Les soies secondaires médianes postéro-marginales du pronotum sont présentes (Figure 15C). Le métanotum avec une paire de sensilles campaniformes, occasionnellement sans sensilles. Les soies médianes métanotales sont situées au niveau du bord antérieur (Figure 15D). Le tergite abdominale VIII avec ctenidium situé antéro-latéralement par rapport au stigmate. La crête postéro-marginale sur le tergite VIII est complète (Figure 15E). Les tergites abdominaux VI-VII avec des soies discales S_1 supérieure à S_2 (Figure 15F). Absence de dents sur les tarse avant. Des soies inter-ocellaires situées devant la paire d'ocelle postérieure (Figure 15A). Les soies S_1 sur le sternite VII sont insérées sur le bord postérieur; les cténidies sur les tergites VI-VIII sont bien développés. La soie discale S_1 située sur le tergite abdominal IX est nettement plus courte que la S_2 .

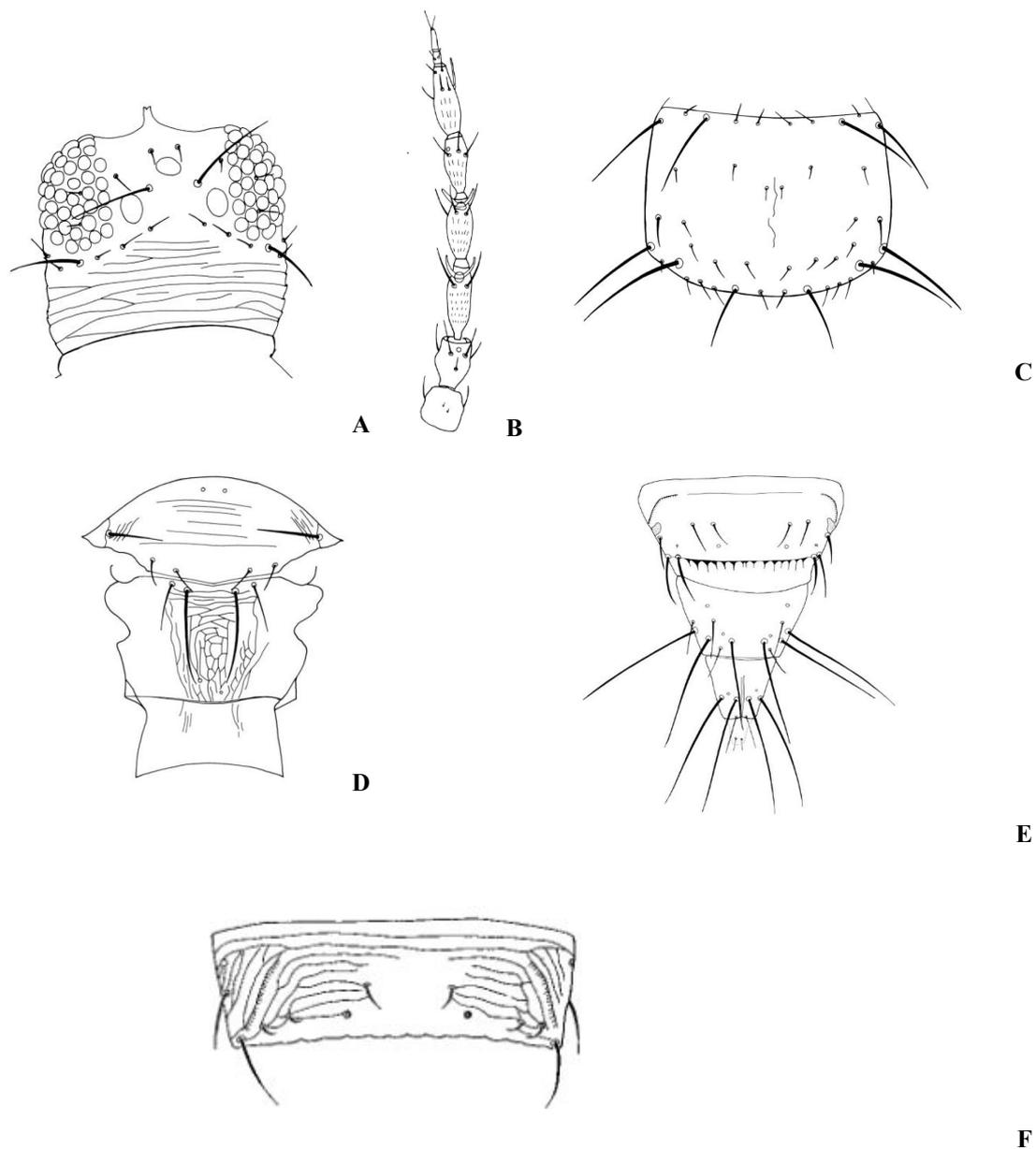


Figure 15
Frankliniella occidentalis. A. Tête ; B. Antenne ; C. Pronotum ; D. Métanotum ; E. Segments abdominaux VIII-X (Tyagi, Kumar 2015) ; F. Tergite VII (Mound, Walker 1982)

CHAPITRE 2

ETUDE ECO-BIOLOGIQUE DES THRIPS DES PLANTES CULTIVEES

Introduction

De nombreuses espèces de thrips se sont installées dans de nouvelles zones géographiques. A l'image de *Frankliniella occidentalis* considéré comme le vecteur de virus le plus important de TSWV, est presque cosmopolite. Une approche technique simple, telle que l'application des insecticides pour combattre les thrips ; et les variétés résistantes pour lutter contre les *Orthospovirus* n'est pas durable. Cependant, la compréhension du comportement et l'écologie des thrips est essentielle pour le développement d'une approche efficace et durable pour combattre les thrips et les *Orthospovirus* (Funderburk 2001).

1. Biodiversité et distribution géographique des thrips d'intérêt économique

1.2 Biodiversité des Thysanoptères

Les espèces de thrips qui composent l'ordre des Thysanoptères se rencontrent partout dans le monde (Reynaud 2010). Ils se nourrissent de substrats diversifiés, dont 50% sont des consommateurs d'hyphes et de spores de champignon (mycophages), un nombre important s'alimente principalement des fleurs, plutôt qu'une alimentation uniquement sur des feuilles. Ils peuvent même consommer les mousses et les fougères, alors que certaines espèces sont prédatrices (Mound 2002). Le nombre d'espèces de thrips décrit dans le monde a augmenté de 1,3% entre 2011 (Mound 2011) et 2013 (Mound 2013). La Chine et les pays sud américains ont une grande part dans cette activité de description dans leur zone géographique (Mound 2013). Cependant, les travaux sur la biodiversité de ces insectes dans la région sud paléarctique et afro-tropicale sont très limités.

Les Thysanoptères sont classés en deux sous ordre et 14 familles, dont 5 sont connues pour être fossile (Tableau 1). Les neuf familles restantes comprennent 774 genres et 5938 espèces, alors que les taxons fossiles sont représentés par 57 genres et 153 espèces, distribués dans 12 familles (Mound 2013).

Tableau 1

Biodiversité de l'ordre des Thysanoptères (Mound 2013)

Ordre	Sous ordre	Familles	Sous familles	Genres	Espèces	
Thysanoptera	Terebrantia	Aeolothripidae		29	206	
		Fauriellidae		4	5	
		*Hemithripidae		1	9	
		Heterothripidae		7	84	
		*Kerataothripidae		1	1	
		*Liassoithripidae		1	1	
		Melanthripidae		6	76	
		Merothripidae		5	18	
		*Moundthripidae		1	1	
		Stenurothripidae		12	24	
		Thripidae	Dendrothripinae		15	98
			Panchaetothripinae		40	141
			Sericothripinae		3	152
			Thripinae		247	1718
			*Triassoithripidae		2	2
		Uzelothripidae		1	1	
		Tubulifera	Phlaeothripidae	Idolothripinae		81
Phlaeothripinae				375	2831	

Le nom de familles de thrips précédé par le symbole (*) signifie que ce sont des familles fossiles

2. Distribution géographique des thrips

2.1 Dans le monde

Selon Mound (1983), ce sont les familles des Thripidae et de Phlaeothripidae qui contiennent le plus d'espèces de thrips, ainsi qu'ils sont les plus évoluées de l'ordre des Thysanoptères ; ils ont une distribution mondiale (Tableau 2). Cependant, quelques espèces de la famille des Merothripidae qui sont à l'origine néotropicale sont largement distribuées par l'homme. Les formes primitives des thrips représentées par les familles Heterothripidae et Fauriellidae, se rencontrent sur les rives opposées de l'Atlantique, dans respectivement le continent américain et en Europe (Mound 1983). Pour la famille des Aeolothripidae, la distribution des espèces tend selon Mound (1972) essentiellement vers une préférence écologique que vers son historique géologique, avec la plupart des espèces s'y trouvant dans la zone tempérée nord ou sud. Concernant le sous ordre des tubulifères, ce groupe est composé d'une seule famille, les Phlaeothripidae. Il comprend beaucoup de genre évolué qui ont une distribution mondiale, telle que *Haplothrips* et *Hoplothrips* (Mound 1983).

Les thrips sont introduits partout dans le monde. La cause essentielle est liée à l'activité commerciale et le transport des plants. En effet, l'activité commerciale a considérablement participé dans la distribution géographique des thrips sous forme de nourriture à travers le monde pendant très longtemps pour une consommation immédiate ou sous forme de graines, racines et tiges. La forme du matériel végétale commercialisée par l'homme détermine souvent le type d'insecte transporté. Ainsi, les plants de banane et les orchidées, qui sont commercialisés sous forme de boutures ou de plantes entières, sont accompagnés souvent par leurs thrips et dispersés dans la majeure partie du monde en s'abritant dans les bractées et à la base des feuilles. En revanche, sur les plants de tabac et de thé les thrips sont incapables de suivre les cultures qui sont transportés par les graines. Les espèces de thrips associées aux graminées, les céréales et la canne à sucre sont souvent très

répandues, et sont transportés facilement au repos à l'intérieur des pailles de foin ou sous les bractées des tiges de la canne à sucre, ou ils nymphosent dans les glumes des graines de graminées. Egalement pour certaines espèces très polyphage qui peuvent tolérer des conditions de croissance large sont facilement transportés. Ainsi *Thrips tabaci* se trouve dans la plupart des régions du monde, excepté les régions humides tropicales, et *Heliethrips haemorrhoidalis* se trouve dans toutes les régions tropicales et subtropicales (Mound 1983).

Tableau 2
Distribution des thrips d'importance agronomique/ économique (dans le monde) et/ ou selon les régions biogéographiques

Sous ordres/ Familles	Genres/ Espèces	Distribution géographique	Références
Terebrantia			
Aeolothripidae prédateurs	<i>Aeolothrips</i>	NT, NA, PA, AT, Holarctique	Mound (1972) ; Mound, Reynaud (2005)
	<i>A. intermedius</i>	PA, Iran , Chine, Europe	Mirab-balou (2013)
	<i>A. albicinctus</i>	Europe	Mound, Reynaud (2005)
	<i>A. bicolor</i>	Amerique du Nord	Mound, Reynaud (2005)
	<i>Franklinothrips</i>	NT, PA, AT, O, A, Pan-tropical	Mound (1972) Mound, Reynaud (2005)
	<i>F. vespiformis</i>	Plusieurs pays tropical, (néotropicale), Australie	Mound, Reynaud (2005)
	<i>F. orizabensis</i>	Néotropicale	Mound, Reynaud (2005)
	<i>Melanthrips</i>	NA, PA, AT, O	Mound (1972)
	<i>M. fuscus (=pallidior)</i>	Iran, Chine, Afrique du Nord, Chypre, Palestine, Egypte, Europe	Mirab-balou (2013)
	Thripidae		
<i>Thrips</i>			
	<i>T. tabaci</i>	Cosmopolite (origine Européenne), Iran, Eurasie, Amérique du Nord et Sud, Afrique	Hoddle et al. (2008); Mirab-balou (2013) ; Jenser, Szenasi (2004); Reyes (1994)
	<i>T. palmi</i>	Asie, Nord et Amérique Centrale, Europe, Afrique, Océanie, Caraïbes	Przybylska et al. (2015)
<i>Frankliniella</i>			
	<i>F. occidentalis</i>	Amérique du Nord, Europe, large distribution à travers le monde	Reynaud (2010) ; Mirab-balou (2013)
	<i>F. intonsa</i>	Paléarctique	Wang et al. (2019a)
	<i>F. tritici</i>	Iran, Asie, Caraïbes, Europe, Amérique du Nord	Mirab-balou (2013) ; Cluever, Smith (2016)
	<i>Chirothrips manicatus</i>	Iran, Paléarctique	Mirab-balou (2013)
Tubulifera			
	<i>Gynaikothrips</i>	Monde entier (partie chaude du monde)	Hoddle et al. (2004)
	<i>G. ficorum</i>	Monde entier	Hoddle et al. (2004)

Cos. = Cosmopolite ; Eur. = Européen ; Hol. = Holarctique ; Eus. = Euro-Sibérien ; Pal. = Paléarctique; W-Eus. = Ouest-Euro-Sibérien ; Pon-Med. = Ponto-Méditerranéen ; NT-Néotropical; NA-Néarctique; PA-Paléarctique; AT-Afrotropical; O-Oriental; A-Australien; P-Pacifique.

2.2.2 En Algérie

Les études accomplies en Algérie sur le groupe des Thysanoptères et leurs distributions géographiques restent très limitées. Cependant des tentatives de certains chercheurs pour connaître, inventorier et étudier ces insectes plus ou moins méconnus en Algérie sont réalisées, essentiellement sur les plantes cultivées (Tableau 3).

Alors que Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010) se sont intéressés à l'inventaire des thrips sur un large spectre de plantes hôtes, Razi et al. (2013) quant à eux, se sont consacrés plutôt aux thrips s'attaquant à la fève dans la région de Biskra. Dans la Mitidja et Mitidja ouest, Milat-Bissaad et al. (2011) et Koutti et Bounaceur (2013) ont noté la présence de ces ravageurs sur la vigne et les agrumes.

L'étude qui a été menée par Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010) dans la région d'Alger s'est traduit par la collecte de cinq espèces de thrips sur les différents hôtes. Parmi les thrips les plus dangereux récoltés, les espèces *F. occidentalis* et *Thrips tabaci* (Benmessaoud-Boukhalfa et al. 2010; Razi et al. 2013; Laamari, Houamel 2015). Ces deux espèces sont considérées comme vecteurs importants de virus du genre *Orthotospovirus* sur les plantes cultivées (Jones 2005; Reitz et al. 2011; Laamari, Houamel 2015).

Dans une palmeraie à Ain Ben Noui à l'ouest du chef lieu de Biskra, Deghiche-Diab et al. (2015) notent la présence d'un thrips tubulifères, *Liothrips oleae* (Costa, 1857) sur olivier. A El Ghrous, Houamel (2013) a reporté la présence de 4 espèces de thrips récoltées sur le poivron, piment et tomate. D'autre part, Razi et al. (2017), citent deux nouvelles espèces signalées pour la première fois en Algérie sur poivron dans 6 communes à Biskra (Lioua, M'ziraa, El Ghrouss, Doucen, Ain Naga, Sidi Okba), il s'agit de *Frankliniella intonsa* et *Thrips flavus*.

Hoplothrips (Trichothrips) unicolor (Vuillet, 1914) mâles et femelles sont aptères, ils se rencontrent sur bois mort des pinacées et se nourrissent de champignon (Mound et al. 1976). Elle est signalée dans la forêt de l'Ouarsenis à l'ouest d'Algérie (Mound et al. 1976 ; Zur Strassen 1994).

A Biskra, quatre familles de thrips ont été identifiées à savoir : Aeolothripidae, Melanthripidae, Thripidae et Phlaeothripidae (Bengouga, Laamari 2015). Selon les études menées par les différents chercheurs, il ressort que la distribution géographique des thrips est assez dispersée sur plusieurs communes. Ainsi, des thrips sont rencontrés sur la culture de la fève à Sidi-Okba, M'ziraa et à El-Outaya (Razi et al. 2013), Ain Ben Noui (El Hadjeb) (Deghiche-Diab et al. 2015), El Ghrous (Houamel 2013).

Tableau 3

Liste partiel de quelques plantes abritant des thrips récoltés dans différents milieux en Algérie

Thrips	Lieu de récolte	Plantes hôtes	Références
<i>F. occidentalis</i> , <i>Thrips. tabaci</i> , <i>Aeolothrips intermedius</i> , <i>Bolothrips icarus</i>	El Ghrous (Biskra)	Piment, poivron, tomate	Houamel (2013)
<i>Melanthrips fuscus</i> , <i>A. intermedius</i> , <i>Rhipidothrips gratusus</i> , <i>F. occidentalis</i> , <i>Thrips physapus</i> , <i>T. angusticeps</i> , <i>Odontothrips loti</i>	Sidi-Okba, M'ziraa, El-Outaya (Biskra)	Fève	Razi et al. (2013)
<i>F. occidentalis</i> , <i>Drepanothrips reutei</i> , <i>Aeolothrips fasciatus</i> , <i>Liothrips sp.</i>	Mitidja ouest	Vigne	Milat-Bissaad et al. (2011)
<i>Gynaikothrips ficorum</i>	Région est, ouest, et centre d'Alger	<i>Ficus retusa</i>	Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010)
<i>Haplothrips tritici</i>		<i>Anacylus clavatus</i> , <i>Avena sterilis</i>	
<i>O. loti</i>		Jasmin, <i>Pittosporum tobira</i>	
<i>F. occidentalis</i>		<i>Cucurbita pepo</i> , <i>Cucumis sativus</i>	
<i>Limothrips cerealium</i>		<i>Triticum durum</i> , <i>Triticum aestivum</i> , <i>Avena sterilis</i>	
<i>Aeolothrips fasciatus</i> , <i>Melanthrips pallidior</i> , <i>Thrips tabaci</i>	Zéralda	Tomate	Djebara et al. (2018)
<i>F. occidentalis</i> , <i>T. tabaci</i>	Lioua, M'ziraa, El Grouss, Doucen, Ain Naga, Sidi Okba	Poivron, piment, tomate, aubergine, oignon, artichaut, laitue, courgette, pastèque, melon, carotte, ail, chou-fleur, betterave	Razi et al. (2017)
<i>F. occidentalis</i>	Béjaïa	Piment, concombre	Oudjane et al. (2018)

3. Symptômes et dommages occasionnés par les thrips aux plantes cultivées

3.1 Symptômes et dommages occasionnés par les thrips

Les Thrips sont phytophages et se nourrissent principalement de pollen, de fleurs, des bourgeons à feuilles, des feuilles tendres ou matures, de fruits et de cormes (Nakahara 1993). Mound, Teulon (1995) rapportent que moins de 1% des thrips décrits dans la littérature sont des ravageurs d'importance économique. Les dommages et dégâts occasionnés aux plantes par les thrips sont de deux types, ils peuvent être directs ou indirects:

3.1.1 Directs

Les thrips sont considérés parmi les ravageurs les plus redoutable des plantes cultivées à l'échelle mondiale, en raison des dommages causés lors de la ponte, l'alimentation, ainsi à la capacité de transmettre des virus aux plantes (Reitz et al. 2011). Ainsi, les blessures occasionnées par les thrips sur les différents organes de la plante, particulièrement les feuilles, réduisent le taux de photosynthèse. C'est essentiellement la destruction mécanique des cellules du mésophylle contenant la chlorophylle qui est responsable de la diminution de la photosynthèse. Certainement, la réduction de la fonction photosynthétique va éventuellement engendrer une réduction de la croissance de la plante et une chute des rendements de la culture (Buntin et al. 1988). Les dommages peuvent se manifester par des feuilles principales déformées et coupées (Lei, Wilson 2004), des feuilles argentées, des zones claires, un froissement, des taches et des stries chlorotiques dus à l'alimentation directe apparaissent sur les feuilles ; des galles foliaires; taches nécrotiques ou stries sur les pétales; chute prématurée de fleurs et des fruits; production de gomme, noircissement et nécrose des bourgeons; et des cicatrices et distorsion des fruits, les feuilles jaunissent et tombent au sol lorsque la densité des thrips est élevée (Nakahara 1993; Webb, 1995; Shipp et al. 2000; Rhainds, Shipp 2003; Reynaud 2010; Varga et al. 2010).

3.1.2 Indirects

(a) Transmission de virose

La plupart des virus végétaux ont besoin des insectes vecteurs pour transmettre la maladie (Stafford et al. 2012). En plus des dommages directs occasionnés par les thrips aux plantes, Reitz et al. (2011) considèrent que la plus grande menace posée par ces ravageurs est la capacité de ces derniers à transmettre des virus végétaux du genre *Orthospovirus*. Ils sont considérés comme les seuls insectes vecteurs de ce virus (Peters 2008). Ainsi, les espèces de thrips responsables de la transmission des virus aux plantes et les maladies transmises essentiellement les *Orthospovirus*, sont présentées dans le tableau 4.

Tableau 4
Thrips vecteurs d'*Orthotospovirus* et les maladies transmises

Thrips	Plantes hôtes	Maladies transmises	Références
<i>Frankliniella occidentalis</i>	Arbres fruitiers, petits fruits, plantes ornementales, légumes	(CSNV), (GRSV), (INSV), (TCSV), (TSWV), (ANSV)	Reynaud (2010) ; Nagata et al. (2004) Reitz et al. (2011)
<i>F. fusca</i>	Coton, arachides, tabac, poivron, oignon	(TSWV), (INSV), (YYSV)	Reitz et al. (2011) ; Jones (2005) ; Srinivasan et al. (2012)
<i>F. intonsa</i>	Plantes ornementales, riz, légumineuses fourragères	(INSV), (GRSV), (TCSV), (TSWV)	Reitz et al. (2011)
<i>F. schultzei</i>	Plantes ornementales, légumes	(GRSV), (TSWV), (CSNV), (TCSV)	Reitz et al. (2011); Jones (2005)
<i>F. bispinosa</i>	Concombre, pastèque, cornichon	(TSWV)	Jones (2005)
<i>F. zucchini</i>	antillais, citrouille, courgette, courge d'hiver	(ZLCV)	Jones (2005) ; Giampan et al. (2007)
<i>Microcephalothrips abdominalis</i>	Marguerite, plantes ornementales	(TYRV)	Reitz et al. (2011)
<i>Scirtothrips dorsalis</i>	Agrumes, coton, melon, Plantes ornementales, petits fruits, thé, légumes	(GBNV), (GYSV), (GCFSV)	Reitz et al. (2011); Jones (2005)
<i>Thrips palmi</i>	Plantes ornementales, melon, vegetables	(CCSV), (CACV), (MYSV), (GBNV), (WBNV), (WSMoV)	Reitz et al. (2011)
<i>T. tabaci</i>	Oignon, coton, tabac, plantes ornementales, légumes	(YSV), (TSWV)	Reitz et al. (2011) ; Srinivasan et al. (2012)
<i>T. flavus</i>	Pastèque	(WBNV)	Jones (2005)
<i>T. setosus</i>		(TSWV)	
<i>Ceratothripoides claratris</i>	Pastèque, tomate	(CACV)	Jones (2005)

(CSNV)- *Chrysanthemum Stem Necrosis Virus*, (GRSV)- *Groundnut Ring Spot Virus*, (INSV)- *Impatiens Necrotic Spot Virus*, (TCSV)- *Tomato Chlorotic Spot Virus*, (TSWV)- *Tomato Spotted Wilt Virus*, (ANSV)- *Alstroemeria Necrotic Streak Virus*, (TYRV)- *Tomato Yellow Ring Virus*, (GBNV)- *Groundnut Bud Necrosis Virus*, (GYSV)- *Peanut Yellow Spot Virus*, (GCFSV)- *Groundnut Chlorotic Fan-Spot Virus*, (CCSV)- *Chrysanthemum Chlorotic Spot Virus*, (CACV)- *Capsicum Chlorosis Virus*, (MYSV)- *Melon Yellow Spot Virus*, (WSMoV)- *Watermelon Silver Mottle Virus*, (YSV)- *Iris Yellow Spot Virus*, (ZLCV)- *Zucchini Lethal Chlorosis Virus*, (WBNV)- *Watermelon Bud Necrosis Virus*.

Les vecteurs de maladies sont des organismes qui peuvent introduire un agent pathogène tel qu'une bactérie ou un virus dans une plante pour provoquer une infection. Parmi les vecteurs, on peut citer les insectes, les acariens et les nématodes (Purcell, Almeida 2005). D'entre les nombreux insectes transmetteurs de virus végétaux, les thrips. Parmi le nombre important de thrips qui compose l'ordre des Thysanoptères, peu d'entre eux transmettent la virose, ils sont répartis dans les genres *Thrips*, *Frankliniella*, *Scirtothrips*, *Microcephalothrips*, et *Ceratothripoides* (Jones 2005). Selon Mound (2001) les thrips transmetteurs des *Orthotospovirus* sont estimés à moins de 0,2% du nombre total des Thysanoptères. Ils sont tous membres de la famille des Thripidae, et transmettent des virus du genre *Orthotospovirus*, *Illavirus*, *Carmovirus*, *Sobemovirus* et *Machlomovirus* (Jones 2005). Seulement six espèces de *Frankliniella*, quatre espèces de *Thrips*, une de chacun des deux genres, *Scirtothrips* et *Ceratothripoides*, en plus de *Microcephalothrips abdominalis* sont connus comme vecteurs (Jones 2005; Reynaud 2010).

Les *Orthotospovirus* entraînent la nécrose, la chlorose, des symptômes en forme d'anneaux, marbrure, argenture, retard de la croissance et des lésions localisées chez les plantes hôtes (Jones 2005). D'autres types de virus peuvent être transmis par les mêmes ou d'autres espèces de thrips (Tableau 5).

Tableau 5
Autres virus végétaux transmis par les thrips

Thrips	Maladies transmises	Groupe de virus	Références
<i>F. occidentalis</i>	<i>Pelargonium flower break virus</i> (PFBV)	Carmovirus	Krczal et al. (1995)
	<i>Tobacco streak virus</i> (TSV)	Ilarvirus	Kaiser et al. (1982)
<i>F. schultzei</i>	(TSV)	Ilarvirus	Jones (2005)
<i>T. tabaci</i>	(TSV), <i>Prunus necrotic ring spot virus</i> (PNRSV)	Ilarvirus	Sdoodee, Teakle (1987), Greber et al. (1991)
	<i>Maize chlorotic mottle virus</i> (MCMV)	Machlomovirus	Ullman et al. (1992)
	<i>Sowbane mosaic virus</i> (SoMV)	Sobemovirus	Hardy, Teakle (1992)
<i>T. parvispinus</i>	(TSV)	Ilarvirus	Klose et al. (1996)
<i>M. abdominalis</i>	(TSV)	Ilarvirus	Greber et al. (1991)

(b) Transmission d'autres pathogènes

• Champignons

Selon Tommasini, Maini (1995) les thrips ont été souvent signalés comme étant des vecteurs de champignons. Cependant, les spores peuvent être piégées dans les soies de nombreuses espèces de thrips et être par conséquent déposées sur des plantes saines.

• Bactéries

Tommasini, Maini (1995) supposent que les thrips peuvent jouer un rôle dans le transport d'un grand nombre de bactéries d'une plante à l'autre. Probablement, les bactéries pénètrent dans la plante à travers les piqûres laissées par les thrips. Quelques cas d'infection par les bactéries transmises par les thrips ont été notés en Europe.

4. Incidence économique due aux thrips

Les thrips transmettent seulement quelques virus mais leur impact économique est important à l'échelle internationale (Purcell, Almeida 2005). McPherson, Douce (1992) ont estimé à plus de 20 millions de dollars US la diminution annuelle de la production des cultures de tomate, de poivron, d'oignon et de pastèque suite aux attaques des thrips. Fournier et al. (1995) ont estimé les pertes entre 34 et 43% sur oignon causées par *T. tabaci*, et Shipp et al. (2000) ont affirmé que *F. occidentalis* a réduit la production du concombre dans les conditions de serre de 4,7 à 27%. *Thrips tabaci* est l'espèce la plus nuisible et la plus fréquente sur oignon. Les adultes et les nymphes provoquent la destruction des tissus et la formation de taches argentées à la surface des feuilles.

5. Ecologie des thrips

5.1 Habitats et comportement alimentaire

Les thrips sont des espèces phytophages ou des prédateurs (Romoser 2000). Concernant les prédateurs il en existe peu d'espèces ; ils appartiennent à trois familles uniquement (Chazeau 1985). Bien que les thrips soient couramment rencontrés sur la végétation, ces insectes se trouvent selon Bailey (1938; 1957) sur les parties des plantes les plus succulentes et les plus tendres, en particulier les bourgeons, les fleurs, les bulbes...etc. Cependant, de nombreuses espèces vivent dans le sol sur la végétation en décomposition où ils se nourrissent de mycélium ou de spores (Gillot 2005).

L'alimentation chez les thrips s'accomplit par le mécanisme percer et sucer (Heming 1978). A l'aide de la mandibule gauche, les thrips percent d'abord le tissu végétal, ensuite les stylets maxillaires (qui forment un tube) sont insérés dans les cellules, et le liquide cellulaire est ainsi aspiré dans la cavité buccale des thrips par l'action de pompage du cibarium (Hunter, Ullman 1989; Gillot 2005).

Les gaines foliaires d'*Iris pseudacorus* peuvent constituer un microhabitat où l'espèce *Iridothrips iridis* s'est adaptée grâce à une substance muqueuse que contient la gaine de cette plante (Jenser 2013a).

5.2 Relation bi-trophique thrips- plantes hôtes

5.2.1 Plantes hôtes

La gamme d'hôtes des thrips est généralement très large, bien que certaines espèces présentent un spectre d'hôte plus restreint que d'autres. La vie cachée ou cryptique des thrips et leurs gammes d'hôte cosmopolite rendent la lutte contre ces insectes difficile et leur éradication impossible (Bailey 1938 ; 1957).

Hoddle et al. (2004) soulignent que la relation thrips- plantes hôtes est mal connue. Cependant, chez de nombreuses espèces de thrips, même les adultes aptères peuvent être transportés facilement par le vent. Ainsi, ils peuvent être récoltés couramment à partir de plantes sur lesquelles ils ne peuvent pas se reproduire. La plupart des plantes hôtes signalées dans la littérature ne peuvent être invoquées comme une indication qu'une espèce de thrips peut se reproduire sur une plante particulière, et encore moins qu'elle dépend de cette espèce végétale pour maintenir sa population. Il est essentiel de trouver et de reconnaître les larves des thrips et

de les récolter répétitivement à différents endroits, afin d'établir la dépendance biologique de ces insectes à certaines espèces végétales.

6. Biologie des thrips

6.1 Parthénogenèse et potentiel de reproduction chez les thrips

La reproduction est sexuelle et parthénogénétique chez la plupart des espèces, avec souvent une reproduction asexuelle (Waterhouse, Norris 1989 ; Kendall, Capinera 1990). Nault et al. (2006) notent plusieurs modes de reproduction chez les thrips, incluant la reproduction thélytoque (femelles issues des œufs non fertilisés), arrhénotoque (mâles issus des œufs non fertilisés et des femelles issues des œufs fertilisés) et deutérotoque (femelles et mâles issus des œufs non fertilisés).

6.2 Influence de la température

- **Sur le développement**

La température influence le développement des différents stades et le taux de reproduction. A une température favorable prend 10 jours et deux semaines lorsque la température est fraîche Leigh (1995). La température peut affecter la dynamique des populations des thrips avec une diminution conséquente durant les mois les moins chauds (Broadbent, Allen 1995).

- **Sur la fécondité et longévité**

La longévité et la fécondité des adultes peuvent être fortement influencées par l'hôte (Leigh 1995). Parmi les hôtes testés, *T. palmi* a terminé son cycle de vie le plus rapidement sur le niébé à 25°C. La fécondité variait de 63,5 (soja) à 150,1 (haricots mungo) par femelle.

6.3 Cycle de développement des thrips

La plupart des thrips phytophages présentent un cycle de vie simple qui varie peu chez les différentes espèces (Bailey, 1957). Le développement des thrips du stade œuf jusqu'au stade adulte implique deux stades larvaires et deux stades imaginaires (nympheales) (Mound, Walker, 1982) (Figure 16).

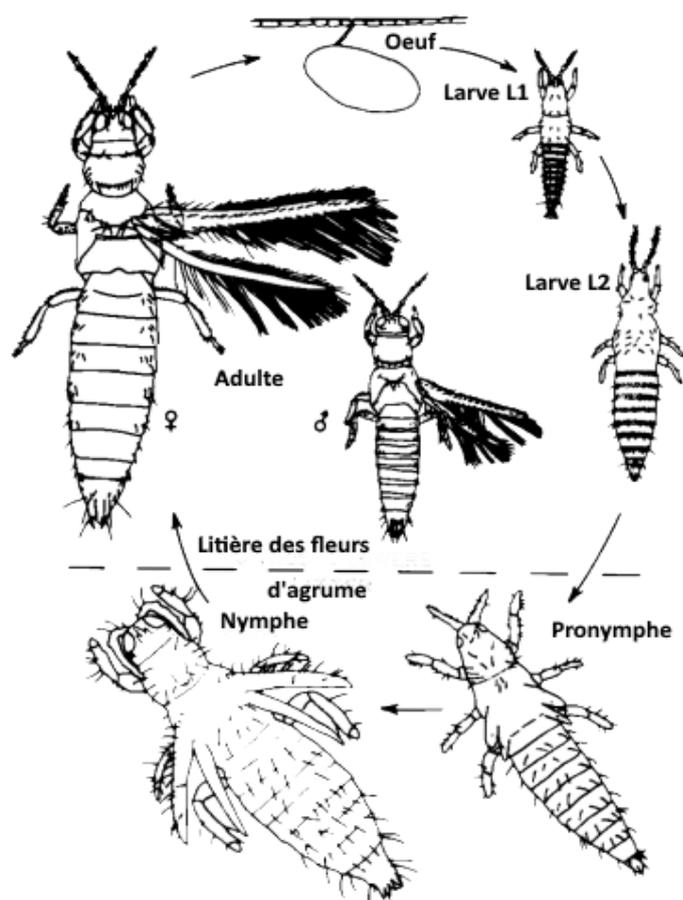


Figure 16

Cycle biologique de *Frankliniella bispinosa* (Morgan) sur citrus, un thrips térébrant (Childers et al. 1994)

6.3.1 Accouplement

La reproduction chez les thrips peut se produire sans accouplement bien qu'ils sont bisexuels (Bailey 1938, 1957). Selon ces mêmes auteurs la plupart des thrips mâles sont rares ou inconnus. L'absence de mâles conduit à l'idée que la reproduction parthénogénétique est fréquente parmi les thrips (Stannard 1968) et obligatoire, alors que chez d'autres espèces le mode de reproduction est ovovipare et vivipare (Gillot 2005).

6.3.2 Ponte

Les femelles des térébrants insèrent leurs œufs dans les tissus tendres du végétal ; c'est grâce à leurs ovipositeurs en forme de scie, qu'elles rompent l'épiderme de la plante hôte pour y déposer ses œufs dans les tissus ; alors qu'ils sont déposés et fixés à la surface des plantes par l'intermédiaire d'une substance gélatineuse dans le cas des femelles des tubulifères (Stannard 1968; Gillot 2005). Selon Stannard (1968), ces œufs peuvent également être pondus dans les fissures et les crevasses ou dans les galeries en bois formées par d'autres insectes. Ainsi chaque femelle de thrips peut pondre de 25 à une centaine d'œufs (200 œufs), le plus souvent entre 40 et 50 œufs. Plusieurs générations de thrips peuvent se succéder.

Durant la période chaude de la saison culturale, les générations plus ou moins se chevauchent. Les œufs peuvent être abondants au printemps pour certaines espèces, pendant la saison chaude et sèche pour d'autres, elle dépend de la saison et des exigences particulières de l'espèce. La ponte est facilement détruite par les fortes pluies, cependant leur nombre est plus important dans les climats arides et semi-arides (Bailey 1957).

6.3.3 Développement post-embryonnaire

Le développement post-embryonnaire des thrips térébrants passent par 4 stades immatures, deux stades larvaires, un stade prépupe (propupe) et un stade puppe. Cependant les thrips tubulifères présentent un stade en plus qui résulte en un total de 5 stades (Vance 1974 ; Gillot 2005). Les thrips aux stades prépupes et pupes ne se nourrissent pas, contrairement au stade larvaire où les thrips sont actifs et où l'alimentation peut avoir lieu (Vance 1974).

6.3.4 Eclosion des adultes

L'envol des adultes de thrips est influencé par la température, ainsi le début des vols de *F. occidentalis* dans un verger de pêche se fait lorsque les températures sont au dessus de 5°C et s'arrête au dessous de cette même température (Grassellyl et al. 1995).

Le plus souvent l'hibernation survient au stade adulte. Cependant, les thrips des agrumes, passent les mois les plus froids sous forme d'œuf. En outre, les nymphes de thrips de l'oignon et le thrips californien sont actifs durant tout l'hiver en Californie. Les thrips hivernent dans différents endroits, sous l'écorce, sous les feuilles enroulées, sur les plantes à feuilles persistantes et dans d'autres endroits (Bailey, 1957).

CHAPITRE 3

**NATURE ET CONSEQUENCES DES
MALADIES VIRALES,
PARTICULIEREMENT LES
ORTHOTOSPOVIRUS, TRANSMIS
PAR LES THRIPS AUX PLANTES**

Introduction

L'expansion de l'homme vers de nouveaux écosystèmes a été motivée principalement par la nécessité de développer et d'accroître les terres agricoles. Cependant, les techniques et les pratiques agricoles modernes ont contribué, en partie, à l'émergence et l'apparition de nouveaux virus de plantes, dont les plus importants étant les géminivirus, les closterovirus et les tospovirus (Gray, Banerjee 1999). Les maladies dues aux *Orthotospovirus* restent une sérieuse contrainte dans la production des cultures maraichères à travers le monde (Pappu et al. 2009).

Dans la nature, la plupart des virus qui causent des maladies aux plantes sont transmis par des insectes vecteurs (Black 1954; Van Der Want, Dijkstra 2006). Ces vecteurs sont capables de transmettre les virus d'une plante à une autre sur des distances soit courtes ou longues (Van Der Want, Dijkstra 2006). Les virus sont des parasites intracellulaires obligatoires; ils utilisent la cellule hôte pour compléter leur cycle de vie (Boiteux et al. 2012).

Les *Orthotospovirus* sont d'importants agents pathogènes des plantes, ils ont une forme sphérique, mesurant entre 80 et 110 nm de diamètre (Figure 17) (Rosello et al. 1996). Ils peuvent provoquer des pertes de récolte considérable sur de nombreuses cultures à travers le monde (Goldbach, Peters 1994). Cette maladie a été décrite pour la première fois en Australie il y'a plus d'un siècle. Ils sont transmis par les thrips (Rotenberg et al. 2015). Seuls 0,2% des thrips sont vecteurs de virus sur les 6000 espèces connues actuellement (Reynaud 2010; Ebratt et al. 2013). En plus des *Orthotospovirus*, quatre autres genres de virus végétaux sont transmis par les thrips, il s'agit des genres: *Ilarvirus*, *Carmovirus*, *Sobemovirus* et *Machlomovirus* (Jones 2005).

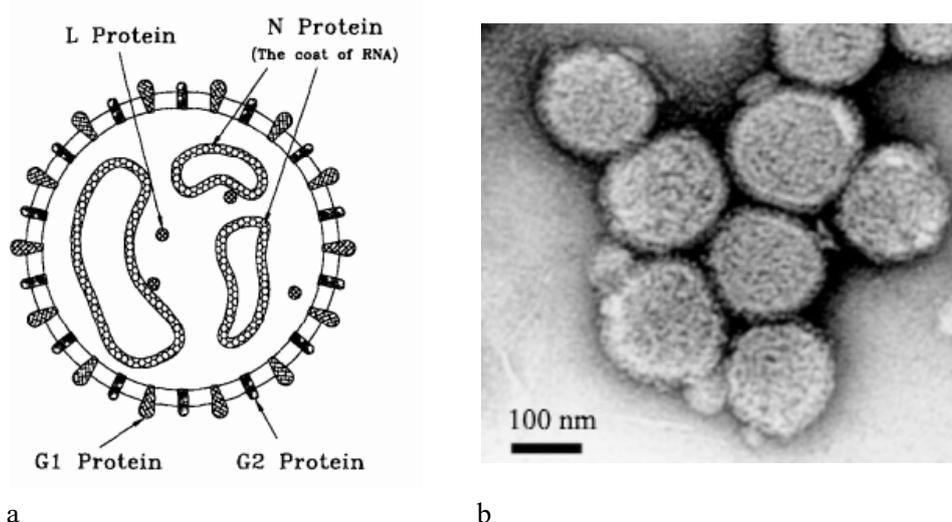


Figure 17
Représentation schématique (a) et micrographique (b) d'une particule de *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) (Rosello et al. 1996; Goldbach, Kormelink 2011)

1. Diversité et distribution géographique des *Orthotospovirus*

Le TSWV (*Tomato spotted wilt virus*) est le virus le plus important du genre *Orthotospovirus*; il a un impact économique important dans le monde à cause de sa large distribution géographique (Figure 18) et de sa gamme de plantes hôtes très étendue (Rosello et al. 1996).



Figure 18

Distribution mondiale du virus de TSWV (de Avila 1992 in Rosello et al. 1996)

Le nombre de thrips transmetteurs des virus et des *Orthotospovirus* ne cessent d'augmenter avec l'apparition de nouveaux vecteurs et de nouveaux virus. Selon Ghosh et al. (2017), il existe 29 prétendus espèces de *Orthotospovirus* dans le monde, parmi lesquels 11 espèces de virus sont reconnues par le Comité International de Taxonomie des Virus (ICTV- *International Committee on Taxonomy of Viruses*) (Rotenberg et al. 2015). Cependant, parmi elles cinq espèces sont reportées en Afrique compte tenu du climat tropical qui la caractérise, à savoir: le TSWV, GRSV, INSV, TYRV et IYSV (Karavina, Gubba 2017c). Ils sont transmis par 16 espèces de thrips dans le monde (Ghosh et al. 2017). En 2018, sept nouveaux *Orthotospovirus* ont été reconnus et rajoutés à la liste existante par l'ICTV (ICTV 2019). D'autres espèces non reconnus actuellement par le comité sont décrites et citées dans la littérature (Tableau 6).

Tableau 6

Diversité, plantes hôtes et distribution géographique des différentes espèces d'*Orthotospovirus* en Algérie et dans le monde

	Orthotospovirus	Thrips vecteurs	Plantes hôtes	Distribution géographique			Référence
				En	Dans		
				Algérie	le monde		
(CSNV)* ¹							
<i>Chrysanthemum stem necrosis virus</i>	<i>Frankliniella occidentalis</i> , <i>F. schultzei</i> , <i>F. gemina</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , <i>Dendranthema grandifolium</i> , <i>Gerbera</i> sp.	?	Brésil, Royaume-Uni, Pays Bas, Slovénie, Japon		Nagata et al. (1994, 1998), Jones (2005); Takeshita et al. (2011); Pappu et al. (2009)	
(GRSV)*							
<i>Groundnut ringspot virus</i>	<i>F. occidentalis</i> , <i>F. schultzei</i> , <i>intonosa</i>	Coriandre, lisianthus, aster, laitue, poivron, Cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i>), <i>Solanum lycopersicum</i> , <i>Datura ferox</i> , Soja, Concombre, <i>Arachis hypogaea</i>	?	Brésil, Argentine, Afrique du Sud, Etats-Unis,		Lima et al. (1999); Chaves et al. (2001); Colariccio et al. (2001); Boari et al. (2002); Dewey et al. (1995); Gracia et al. (1999); Pietersen, Morris (2002); Spadotti et al. (2014); Webster et al. (2015); Camelo-Garcia et al. (2014); Pappu et al. (2009)	
(INSV)*							
<i>Impatiens necrotic spot virus</i>	<i>F. occidentalis</i> , <i>F. schultzei</i> , <i>intonosa</i>	Anémone, Bovardie, Renoncule, Muffler, Aralia, Limonium, <i>Lactuca sativa</i> , <i>Ocimum basilicum</i> , <i>Capsicum annuum</i> , <i>Zantedeschia aethiopica</i> , <i>Vicia faba</i> , <i>Cichorium intybus</i> , <i>Spinacia oleracea</i> , <i>Freesia refracta</i> , <i>Cyclamen persicum</i> , <i>Gardenia jasminoides</i> , <i>Gerbera jamesoni</i> , <i>Hibiscus rosa-sinensis</i> , <i>Chrysanthemum morifolium</i> , <i>Physalis ixocarpa</i>	?	Italie, Etats-Unis, Nouvelle-Zélande, Japon, Mexique		Vaira et al. (1993); Kuo et al. (2014); Elliott et al. (2009); Kondo et al. (2011); Pappu et al. (2009); González-Pacheco, Silva-Rosales (2013)	
(TCSV)*							
<i>Tomato chlorotic spot virus</i>	<i>F. schultzei</i> , <i>F. occidentalis</i> , <i>intonosa</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , <i>S. aethiopicum</i> , <i>S. americanum</i> , <i>Capsicum annuum</i> , <i>C. frutescens</i> , <i>Vigna unguiculata</i> , <i>Phaseolus vulgaris</i> , <i>Datura stramonium</i>	?	Etats-Unis, Brésil, Porto Rico, Cuba, République Dominicaine		Londoño et al. (2012); Nagata et al. (2004); Webster et al. (2013); Martinez et al. (2018); González-Alvarez et al. (2017); Badillo-Vargas et al. (2015); Almeida et al. (2014)	
(TSWV)*							
<i>Tomato spotted spot virus</i>	<i>F. occidentalis</i> , <i>F. fusca</i> , <i>F. schultzei</i>	<i>Chrysanthemum morifolium</i> , <i>Cucumis sativus</i> , <i>Cucurbita</i>	+	Zimbabwe, Jordanie, Colombie, Iran, Turquie,		Karavina, Gubba (2017a); Salem et al. (2012); Ebratt et al. (2013); Massumi et	

<i>wilt virus</i>	<i>F. gemina</i> , <i>T. tabaci</i> , <i>F. cephalica</i> , <i>F. intonsa</i> , <i>T. bispinosa</i> , <i>setosus</i>	<i>T. moschata</i> , <i>Cucurbita pepo</i> , <i>Citrullus lanatus</i> , <i>Cucumis melo</i> , <i>Solanum lycopersicum</i> , <i>F. Poivron rouge</i> , <i>Poivron</i> , <i>Capsicum melongena</i> , <i>Lactuca sativa</i> , <i>Emilia sonchifolia</i> , <i>Arachis hypogaea</i> , <i>Solanum tuberosum</i> , <i>Impatiens wallerana</i> , <i>Allium porrum</i> , <i>Cicer arietinum</i> , <i>Peperomia obtusifolia</i> , <i>Pisum sativum</i>	Syrie, Japon, Etats-Unis, Australie, Argentine, Canada, Sri Lanka, Equateur, Grèce, Bosnie et Herzégovine, Venezuela; Pologne, République Dominicaine, Monténégro, Corée du Sud, Espagne, Hongrie, Arabie Saoudite, France	al. (2007); Sevik, Arli-sokmen (2012); Ismael et al. (2015); Okazaki et al. (2007); Momol et al. (2004); Garcia et al. (2000); Campbell et al. (2017); Salvalaggio et al. (2017); Bitterlich, MacDonald (1993); Widana-Gamage et al. (2013); Sivaprasad et al. (2018); Chatzivassiliou et al. (1999); Kohnic et al. (2018); Rodriguez-Roman et al. (2018); Thomas et al. (2004); Pappu et al. (2009); Zarzyńska-Nowak et al. (2016); Martínez et al. (2014); Zindović et al. (2011); Yoon et al. (2019); Jordá et al. (2000); Salamon et al. (2012); Al-Saleh et al. (2014); Tentchev et al. (2011)
(ANSV)** Alstroemeria necrotic streak virus	<i>F. occidentalis</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , <i>Capsicum annuum</i>	Colombie	Olaya et al. (2017), Hassani-Mehraban et al. (2010)
(AYSV)** Alstroemeria yellow spot virus	<i>T. tabaci</i>	<i>Alstroemeria</i> sp.	Iran	Hassani-Mehraban et al. (2019)
(TYRV)** Tomato yellow (fruit) ring virus	<i>T. tabaci</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , <i>S. tuberosum</i> , chrysanthème, gazanie, <i>Glycine max</i> , <i>Datura metel</i> , <i>D. stramonium</i> , <i>Senecio cruentus</i> , <i>Capsicum annuum</i>	Iran, Kenya	Winter et al. (2006); Rasoulpour, IZadpanah (2007); Hassani-Mehraban et al. (2005); Golnaraghi et al. (2007, 2008, 2013); Mortazavi et al. (2013); Biritia et al. (2012)
(GBNV)* Groundnut (Peanut) bud necrosis virus	<i>T. palmi</i> , <i>F. schultzei</i> , <i>Scirtothrips dorsalis</i>	<i>Arachis hypogaea</i> , <i>Vigna mungo</i> , <i>Solanum melongena</i> , Piment, Haricot, <i>Vigna radiata</i> , <i>Pisum sativum</i> , <i>Solanum tuberosum</i> , <i>S. lycopersicum</i> , <i>Glycine max</i> , <i>Momordica charantia</i>	Inde, Bangladesh, Thaïlande,	Pappu et al. (2009); Yadav et al. Khurana (2016); Mandal et al. (2012), Akhter et al. (2012); Nagendran et al. (2018); Pensuk et al. (2010)
(GYSV)* Groundnut (Peanut) yellow	<i>S. dorsalis</i>	<i>Arachis hypogaea</i> ,	Inde, Thaïland, Taiwan	Pappu et al. (2009); Satyanarayana et al. (1996)

spot virus (GCFSV)** Groundnut (Peanut) chlorotic fan spot virus	S. dorsalis	Arachis Chenopodium quinoa	hypogaea, ?	Taiwan	Chou et al. (2017); Pappu et al. (2009)
(CaCV)* ¹ Capsicum chlorosis virus	Ceratophrioides claratris, T. palmi, F. occidentalis	Capsicum annuum, Solanum lycopersicum, Cucurbita pepo, Hoya calycina	?	Australie, Thaïlande, Inde, Grèce, Chine, Taiwan, États-Unis	Jones, Sharman (2005); Premachandra et al. (2005); Kunkalikar et al. (2010); Pappu et al. (2009); Orfanidou et al. (2019); Yin et al. (2016a); Sun et al. (2018); Huang CH et al. (2010); Melzer et al. (2014)
(MYSV)* ¹ Melon yellow spot virus	T. palmi	Cucumis melo, C. sativus, Citrullus lanatus, Cucurbita pepo, Cucurbita maxima, Momordica charantia	?	Thaïlande, Japon, Equateur, Taiwan, Chine	Supakitthanakorn et al. (2018); Kato et al. (2000); Quito-Avila et al. (2014); Takeuchi et al. (2009); Chen et al. (2010); Gu et al. (2012)
(WSMoV)* Watermelon silver mottle virus	T. palmi	Cucumis melo, Citrullus lanatus, gourde, Solanum lycopersicum	?	Japon, Chine	Kato et al. (1999); Chen et al. (2010); Rao et al. (2013); Yin et al. (2016b)
(YYSV)* Iris yellow spot virus	T. tabaci, F. fusca,	Oignon (Allium cepa), A. sativum, A. ampeloprasum, A. fistulosum, A. schoenoprasum, Iris hollandica, Eustoma russellianum (Iisianthus), Hippeastrum sp., Solanum nigrum	?	Allemagne, États- Unis, Iran, Inde, Pays-Bas, Australie, Égypte, Serbie, Italie, Espagne, Zimbabwe, Indonésie, Ile Maurice, Ile de la Réunion, Kenya, Pakistan, Mexique, Tadjikistan,	Krauthausen et al. (2012); Srinivasan et al. (2012); Beikzadeh et al. (2012); Ravi et al. (2005); Cortés et al. (1998); Coutts et al. (2003); Hafez et al. (2014); Bulajić et al. (2009); Tomassoli et al. (2009); Muñoz et al. (2014); Karavina, Gubba (2017b); Pappu, Rauf (2013); Lobin et al. (2012); Robène-Soustrade et al. (2006); BIRTHIA et al. (2018); Ifkhar et al. (2013); Ramirez-Rojas et al. (2016); Alabi et al. (2012)
(ZLCV)* Zucchini lethal chlorosis virus	F. zucchini	Cucurbita pepo, C. maxima, C. moschata, Citrullus lanatus, Cucumis sativus, C. anguria, Sechium edule; Cayaponia tibiricae	?	Brésil	Giampan et al. (2007); Camelo-Garcia et al. (2015)
(WBNV)* Watermelon bud necrosis virus	T. palmi	Citrullus lanatus, Momordica charantia, Chrysanthemum indicum, Capsicum annuum, Cucumis sativus, C. melo, Luffa acutangula, S. lycopersicum	?	Inde	Priyanka et al. (2018); Kunkalikar et al. (2011); Holkar et al. (2019); Jain et al. (1998)

(PolRSV)* <i>Polygonum ringspot virus</i>	<i>Dictyothrips betae</i>	<i>Nicotiana benthamiana, Solanum lycopersium, Polygonum convolvulus</i>	?	Italie	Margaria et al. (2014); Ciuffo et al. (2010)
(TZSV)** Tomato zonate spot virus	<i>F. occidentalis</i>	<i>Solanum lycopersicum, Capsicum annum, S. tuberosum, Nicotiana tobacum</i>	?	Chine	Zheng et al. (2014); Dong et al. (2008); Huang CJ et al. (2015); Cai et al. (2011)
(PCSV)** Pepper chlorotic spot virus	Inconnu	Piment (<i>Capsicum annum</i>)	?	Taiwan, Chine	Huang KS et al. (2018); Zheng et al. (2017)
(TNRV)** Tomato necrotic ringspot virus	<i>T. palmi, Ceratothripoides claratris</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , piment	?	Thaïlande	Seepiban et al. (2011); Hassani-Mehraban et al. (2011)
(LNRV)** <i>Lisianthus necrotic ringspot virus</i>	Inconnu	<i>lisianthus (Eustoma grandiflorum)</i>	?	Japon	Shimomoto et al. (2014), Rotenberg, Whitfield (2018)
(PNSV)** Pepper necrotic spot virus	Inconnu	Piment, <i>Solanum lycopersicum</i>	?	Pérou	Torres et al. (2012)
(SVNV)* ¹ Soybean vein necrosis virus	<i>Neohydatothrips (Sericothrips) variabilis, F. fusca, F. tritici</i>	<i>Glycine max, Vigna unguiculata</i>	?	Etats-Unis, Canada, Egypte	Zhou et al. (2011); Escalante et al. (2018); Zhou, Tzanetakis (2013); Chitturi et al. (2018); Abd El-Wahab, El-Shazly (2017)
(CCSV)* ¹ <i>Calla lily chlorotic spot virus</i>	<i>T. palmi</i>	<i>Hymenocallis littoralis, Nicotiana tabacum, Zantedeschia sp.</i>	?	Chine, Taiwan	Liu et al. (2012); Chen et al. (2005)
(HCRV)** <i>Hippeastrum chlorotic ringspot virus</i>	<i>Taeniothrips eucharii</i>	<i>Hymenocallis littoralis</i>	?	Chine	Xu et al. (2017)
(BeNMV)* ¹ Bean necrotic mosaic virus	Inconnu	<i>Phaseolus vulgaris</i>	?	Brésil	de Oliveira et al. (2012)
(MVBaV)** <i>Mulberry vein banding associated virus</i>	Probablement transmis/ <i>Pseudodendrothrips mori</i>	<i>Morus sp.</i>	?	Chine	Meng et al. (2015)

(MeSMV)*, ¹ <i>Melon severe mosaic orthotospovirus</i>	Inconnu	<i>Cucumis melo, Citrullus lanatus, Cucumis sativus, Cucurbita pepo</i>	?	Mexique	Ciuffo et al. (2009)
--	---------	---	---	---------	----------------------

(*) & (**) Des *Orthotospovirus* reconnus par le Comité International de Taxonomie des Virus (ICTV) et d'autres provisoires non reconnus actuellement par le même comité. (?) Excepté le TSWV qui est présent en Algérie (+) (Tentchev et al. 2011), la littérature ne mentionne pas l'existence des autres *Orthotospovirus*.
 (1) Nouveaux *Orthotospovirus* reconnus récemment (en 2018) par l'ICTV.

2. Nature des maladies transmises par les thrips

A l'inverse des arbovirus, les *Orthospovirus* (Bunyaviridae) ne se répliquent pas dans l'organisme des arthropodes hématophages. Au lieu de cela, ils se multiplient dans l'organisme des arthropodes phytophages (Briese et al. 2013).

Les Bunyaviridae est une famille de virus qui contient cinq genres, dont les *Orthospovirus* (Elliott 1997). Les *Orthospovirus* représentent le seul genre de virus appartenant à cette famille qui infecte les végétaux (Ananthakrishnan, Annadurai 2007; Jeger et al. 2015); cependant les autres genres (*Bunyavirus*, *Hantavirus*, *Nairovirus* et *Phlebovirus*) infectent les animaux domestiques et causent également des maladies à l'homme (Elliott 1997).

Dans la nature, les *Orthospovirus* sont transmis de plante en plante exclusivement par les thrips, tels que les thrips du genre *Frankliniella* et *Thrips* de manière persistante et propagative (Moury, Verdin 2012), en causant des maladies à de multitude de plantes hôtes (Briese et al. 2013), alors que la transmission mécanique n'a pu être reportée (Rosello et al. 1996).

3. Symptômes et conséquences des maladies transmises par les thrips

3.1 Sur la morphologie et la physiologie de la plante

3.1.1 Symptômes des maladies sur la morphologie de la plante

Plusieurs espèces de thrips sont des vecteurs de maladies virales particulièrement les *Orthospovirus*. Ils se répartissent dans les tissus des racines, des tiges, des feuilles et des pétales. Cependant le succès de la transmission de la virose dépend de la durée d'alimentation de l'insecte (Dixon 1981).

Les infections virales peuvent induire de multitudes de symptômes chez les plantes (Figure 19) (Peters 2003). Leurs aspects et leurs sévérités dépendent du génotype, du stade de développement de la plante au moment de l'infection, du virus et des conditions environnementales (Rosello et al. 1996; Hillman 1998).

Sur la face inférieure des feuilles de tomate, les symptômes observés consistent en des veines violacées et des taches de couleur toujours violacée qui peuvent apparaître occasionnellement sur le tissu entre ces veines. Cependant, sur la face supérieure, les feuilles deviennent jaunâtres avec de petites taches nécrotiques apparaissant peu de temps après. Chez les plantes sévèrement infectées, les fruits présentent des symptômes tels que des mouchetures avec des cercles concentriques de couleur allant de jaune ou brun à vert ou rouge en fonction de la maturité des fruits. Parfois, des taches nécrotiques circulaires et une nécrose des fruits sont également observées (Rosello et al. 1996).

Des anomalies du développement des plantes, telle qu'un retard de croissance, enroulement des feuilles et une croissance inégale sont souvent observées. Toutefois, des symptômes communs à toutes les infections virales sont les mosaïques, marbrures et des anneaux (Hillman 1998).

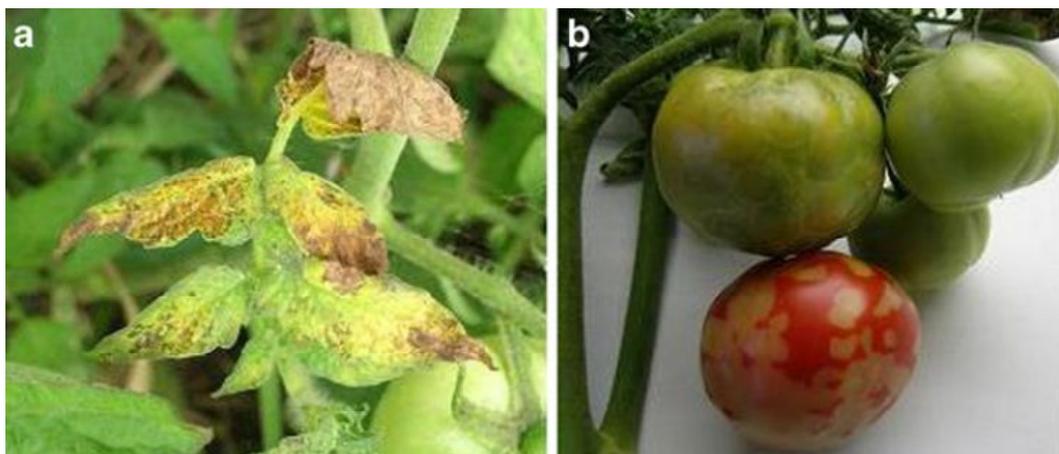


Figure 19

Symptômes de la TSWV (*Tomato spotted wilt virus*) sur les (a) feuilles de tomate et (b) sur fruits (Sevik, Arli-Sokmen 2011)

3.1.2 Sur la physiologie de la plante

Selon Rawland et al. (2005), la physiologie des plantes d'arachide est sévèrement atteinte par l'*Orthospovirus* TSWV. Ainsi le taux de la photosynthèse des feuilles présentant des symptômes est inférieur à celui des feuilles saines. Il est estimé entre 30 et 51% sur les plantes d'arachide infectées de virus.

En plus de la photosynthèse et la transpiration, l'efficacité dans l'utilisation de l'eau est réduite considérablement chez les plantes infectées par le virus, elle dépend de la sévérité de la maladie. La réduction de la photosynthèse est accompagnée par une chlorose et un changement morphologique de certaines feuilles

3.2 Plantes hôtes et conséquences économiques des maladies virales transmises par les thrips

3.2.1 Plantes hôtes des *Orthospovirus*

Le virus de la maladie bronzée de la tomate (TSWV) est considéré parmi les *Orthospovirus* les plus répandus dans le monde. Il est responsable de plusieurs épidémies sur des cultures horticoles et florales qui sont souvent destructives et causent d'importantes pertes économiques (Parrella et al. 2003). Cependant, ce virus peut infecter plusieurs milliers d'espèces de plantes, appartenant à plus de 100 familles botaniques. La gamme d'hôtes de ce virus comprend en majorité des plantes d'intérêt économique (plantes cultivées et ornementales) (Peters 2003; Rotenberg et al. 2015). Cet éventail d'hôte renferme des plantes monocotylédones et dicotylédones. En plus des cultures de la tomate, poivron, l'arachide et le tabac, des plantes adventices peuvent héberger ce virus (Saidi, Warade 2008).

3.2.2 Conséquences économiques

Les thrips sont d'importants ravageurs des cultures légumières et ornementales. Toutefois, les pertes agricoles dues aux thrips sont liées non seulement aux dégâts directs dus à la prise de

nourriture mais aussi aux *Orthotospovirus* transmis par ces ravageurs (Steenbergen et al. 2018). Ainsi, l'*Orthotospovirus* TSWV appartient au groupe de maladies les plus destructrices de la tomate dans le monde (Saidi, Warade 2008).

Le TSWV ou le virus de la maladie bronzée de la tomate a un impact économique important sur les cultures à travers le monde (Huang K.S. et al. 2018) y compris aux États-Unis, l'Argentine, le Brésil, l'Afrique du Sud et les pays Méditerranéens, dû à sa vaste distribution géographique et sa large gamme d'hôtes (Soler et al. 2003). Ce virus ne devient important sur le plan économique que si sa propagation d'une plante à l'autre est rapide (Petrov 2016). Il représente l'une des maladies la plus importante qui affecte la tomate (Rosello et al. 1996). Sevik, Arli-Sokmen (2011) ont noté une réduction des rendements de tomate estimée entre 42,1% et 95,5% de la valeur marchande du produit. Aux États-Unis, le TSWV a causé à lui seul des pertes estimées à 1,4 milliards de dollars en 10 ans (Riley et al. 2011). Sur la culture d'arachide, il a été noté une perte de rendement située entre 30 et 90% due au *Groundnut (Peanut) bud necrosis virus* (GBNV) (transmis par *Thrips palmi*) (Radhakrishnan et al. 2016). Les pertes occasionnées par les *Orthotospovirus* TSWV et IYSV peuvent atteindre 100% (Rosello et al. 1996; Ramkat et al. 2006; Diaz-Montano et al. 2011). Chez les plants de tomate infectés par le TSWV, la réduction touche le poids, le nombre total et le calibre du fruit (Sevik, Arli-Sokmen 2011). En terme financier, ces mêmes auteurs estiment les pertes dues au TSWV à 0,9 million de dollars US à Samsun, en Turquie.

Outre l'effet négatif des *Orthotospovirus* sur les rendements (Sevik, Arli-Sokmen 2011), l'infection due à cette maladie impacte sévèrement la qualité des produits (Szostek et al. 2017) (Figure 20).



A B

Figure 20

Fruits de melon infectés par le *Melon severe mosaic orthotospovirus*. (A) lésions nécrotiques sur un fruit de melon mûr ; (B) fruit non mûr montrant des fissures nécrotiques (Ciuffo et al. 2009)

4. Rôle des thrips dans la dissémination des *Orthotospovirus*

La plus part des virus végétaux dépendent des insectes vecteurs pour leur dissémination (Nagata 1999). Actuellement, *F. occidentalis* est considéré comme le plus important vecteur du TSWV en raison de sa propagation et son extension rapide au cours des années 1980 (Rosello et al. 1996; Moury, Verdin 2012). Les phytovirus du genre *Orthotospovirus* sont transmis aux plantes par propagation, ce qui implique que les virus doivent se répliquer dans le corps des thrips avant de pouvoir être transmis à d'autres plantes. Ils se répliquent dans l'intestin, que ce soit des larves ou des adultes après avoir ingéré le virus à partir des plantes infectées. Les vecteurs du second stade réintroduisent le virus dans la plante infectée, sur laquelle ils ont émergé, et ne peuvent inoculer une autre plante qu'occasionnellement, que lorsque ces larves pourront migrer vers un hôte sain. Cependant, la dissémination des *Orthotospovirus* s'effectue principalement par les adultes, qui présentent une plus grande mobilité que les larves (Peters 2008), grâce à leur capacité de vol, ce qui leur permet d'infecter les plantes sur des distances importantes (van de Wetering 1999).

Les mâles infectés par le virus se nourrissent plus que les mâles non infectés, ce qui augmente la probabilité de la transmission de la maladie (Stafford et al. 2011). Ainsi, ils sont selon Peters (2008) des vecteurs plus efficace que les femelles sur la base d'une journée, alors que les femelles participent plus dans la propagation du virus dues à leurs longévités considérable par rapport aux mâles.

5. Mécanisme de transmission de la virose à la plante

Pour s'alimenter, les thrips injectent d'abord leurs salives dans les cellules végétales, puis ils aspirent le contenu des tissus endommagés résultant de l'action de lyse des cellules. Ce mode d'alimentation facilite l'acquisition des virus par les thrips et par conséquent leurs transmission aux plantes (Tommasini, Maini 1995). Les virus ne peuvent pénétrer à travers l'épiderme sain de la plante ni à travers la paroi cellulaire de la cellulose. La pénétration des virus s'effectue par les blessures mécaniques ou par la transmission d'un vecteur. Les phytovirus sont des parasites obligatoires, ce qui rend leurs survies dépendantes de leurs capacités à se disséminer d'un organisme sensible à un autre (Petrov 2016). La transmission du virus passe par plusieurs étapes, qui sont:

5.1 Acquisition du virus

Les thrips virulifères peuvent être classés en vecteurs ou en non-vecteurs de virus (Srinivasan et al. 2012). Cependant, divers espèces de thrips sont vectrices des *Orthotospovirus* (Dixon 1981). Toutefois, l'acquisition des *Orthotospovirus* par alimentation des thrips vecteurs est limitée principalement au premier et au deuxième stade larvaire (Moritz et al. 2004), ensuite il est retenu par les adultes (Dixon 1981). L'acquisition des *Orthotospovirus* à partir des plantes infectées se fait uniquement par les larves de thrips; ceci est un caractère distinctif qui différencie les *Orthotospovirus* des autres virus végétaux à transmission persistante et propagative (Jeger et al. 2015). L'infection des thrips vecteurs augmente avec la durée d'alimentation passée sur un végétal malade (Dixon 1981).

D'après Wijkamp et al. (1995b), la plupart des thrips vecteurs transmettent le virus au deuxième stade de leur vie. Les prénymphe et les nymphes ne se nourrissent pas, en conséquence les virus ne peuvent être transmis à ce stade de développement. Les thrips qui transmettraient le

virus en tant que larves, le transmettraient également au stade adulte. Cependant, les thrips adultes non virulifères peuvent ingérer des particules virales en se nourrissant de plantes infectées par la virose, mais ils ne peuvent transmettre la maladie (de Assis Filho et al. 2004), puisque le virus n'est pas retenu (Ullman et al. 1992), ainsi qu'il ne peut être transmis par voie transovarienne à la progéniture (de Assis Filho et al. 2004).

5.2 Multiplication du TSWV dans l'insecte vecteur

Les *Orthotospovirus* ont la capacité d'infecter et de se répliquer aussi bien dans les plantes que dans les thrips vecteurs, d'une manière persistante et propagative (Barandoc-Alviar et al. 2016). Ils infectent leur principal insecte vecteur, qui est *Frankliniella occidentalis* (Medeiros et al. 2004). Le trajet emprunté par le virus dans l'organisme du thrips vecteur commence par l'alimentation et l'absorption des particules virales (Rotenberg et al. 2015). Vingt quatre heures après l'acquisition du virus par les larves des thrips, le virus est détecté dans la région épithéliales du Mg1 (partie antérieure de l'intestin moyen) du tube digestif puis il gagne les autres régions de l'intestin moyen (Mg2, Mg3), les muscles de l'intestin moyen et l'intestin antérieur, puis les glandes salivaires (Ullman et al. 1993; Kritzman et al. 2002). D'après Kritzman et al. (2002), l'intestin antérieur agit comme une barrière, due à la couche de cuticule qui compose cette région du tube digestif, qui l'empêche d'être infectée directement par le virus ingéré. Cependant, l'intestin antérieur est infecté par la propagation du virus à partir de tissus infectés antérieurement, par le mouvement des virus d'une cellule à l'autre à travers les cellules épithéliales et/ ou des muscles de l'intestin moyen. Selon Montero-Astúa et al. (2016), la partie antérieure de l'intestin moyen (Mg1) est le site initial de pénétration et de multiplication des *Orthotospovirus* dans les thrips. Ainsi, l'*Orthotospovirus* se réplique dans les cellules de l'intestin moyen, puis traverse la lame basale (Nagata et al. 2002; Rotenberg et al. 2015). Selon Rotenberg et al. (2015), ils peuvent se multiplier également dans les glandes salivaires principales (principal salivary glands (PSG)).

Selon Rotenberg et al. (2015) de nombreux virus à transmission circulante (*circulative viruses*) passent de l'intestin jusqu'aux glandes salivaires à travers l'hémolymphe. Cependant, selon ces mêmes auteurs, cette hypothèse n'est pas confirmée concernant l'infection des glandes salivaires par les *Orthotospovirus*, due aux manques d'évidences.

Montero-Astúa et al. (2016), suggèrent un model de progression du TSWV chez *F. occidentalis* où l'infection des *Orthotospovirus* débute chez les larves du premier stade au niveau de l'intestin moyen (Mg1), les muscles circulaires et longitudinaux de l'intestin, les tubules des glandes salivaires (tubular salivary glands (TSG)) et le conduit efférent qui mènent du réservoir salivaire aux glandes salivaires principales (PSG). Selon ces mêmes auteurs, le TSG offre une voie aux *Orthotospovirus* pour passer de l'intestin moyen au PSG.

Le site initial d'infection qui est l'intestin moyen (première partie) Mg1 joue un rôle essentiel et primordial dans l'infection des glandes salivaires principales et l'infection des plantes par les *Orthotospovirus* (Kritzman et al. 2002; Montero-Astúa et al. 2016).

5.3 Transmission des *Orthotospovirus*

La transmission des *Orthotospovirus* aux plantes est le résultat de divers processus, qui commencent selon Peters et al. (1996) par l'ingestion du virus des plantes infectées et se terminent par un succès dans la transmission du virus à une plante saine. Toutefois, tous les

phytovirus du genre *Orthospovirus* sont transmis par des thrips vecteurs de manière persistante et propagative. Cependant, ce sont les adultes qui ont acquis le virus durant les stades larvaires qui ont une capacité de transmettre la maladie (Figure 21, 22) (Rotenberg et al. 2015). Selon Dietzgen et al. (2016), l'acquisition et la transmission de virus par un insecte vecteur est primordiale pour le cycle d'infection de la majorité des virus pathogène de végétaux. Le dernier obstacle dans la transmission virale est les glandes salivaires. En général, les particules virales sécrétées avec la salive dans les cavités salivaires à partir de la région sécrétoire, ensuite elles passent à travers le canal du stylet, à partir duquel les virions sont éjectés lors de l'alimentation des thrips (Jia et al. 2018).

Le succès de la transmission de la virose aux plantes augmente avec la durée d'alimentation des thrips sur des plantes malades (Dixon 1981). La susceptibilité des plantes hôtes influence l'efficacité de transmission du virus (Wijkamp et al. 1995b); elle dépend également du thrips vecteur, leur écotype, du stade de développement, les interactions entre les vecteurs, de l'hôte et de l'isolat du virus dans chaque région (Rosello et al 1996), le titre du virus dans l'inoculum (Petrov 2016). Pour que le virus puisse être transmis aux plantes, une durée de latence de 4 à 18 jours et une réplication dans l'insecte vecteur est nécessaire (Dixon 1981; Srinivasan et al. 2012). Kritzman et al. (2002) soulignent aussi que le virus doit atteindre les glandes salivaires avant la nymphose des thrips pour pouvoir être transmis par les larves âgées du deuxième stade et les adultes. L'infection de ces glandes est une condition préalable à la transmission du TSWV (Nagata et al. 2002). La première transmission de virus par les thrips est obtenue 48h après l'acquisition de la maladie (Kritzman et al. 2002).

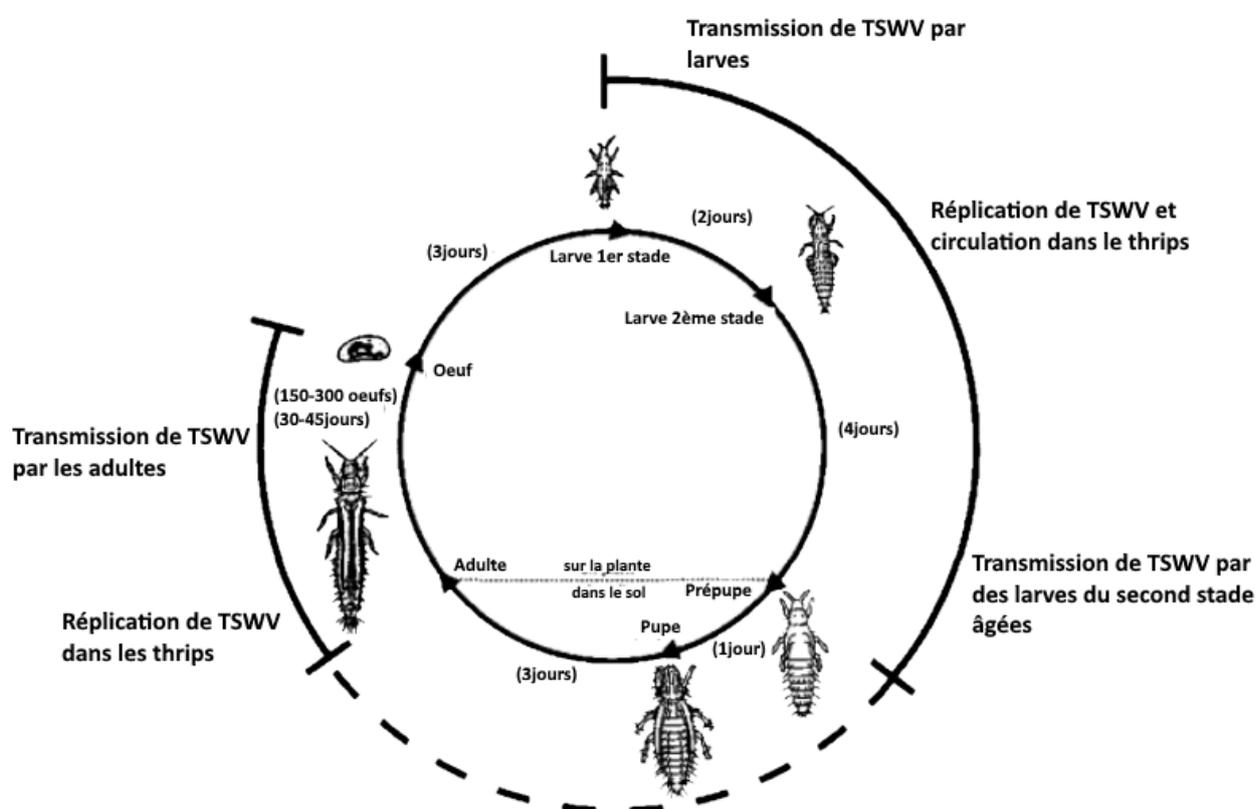


Figure 21

Cycle biologique de *Frankliniella occidentalis* à 25°C, avec le cycle de transmission du TSWV incorporé (van de Wetering 1999)

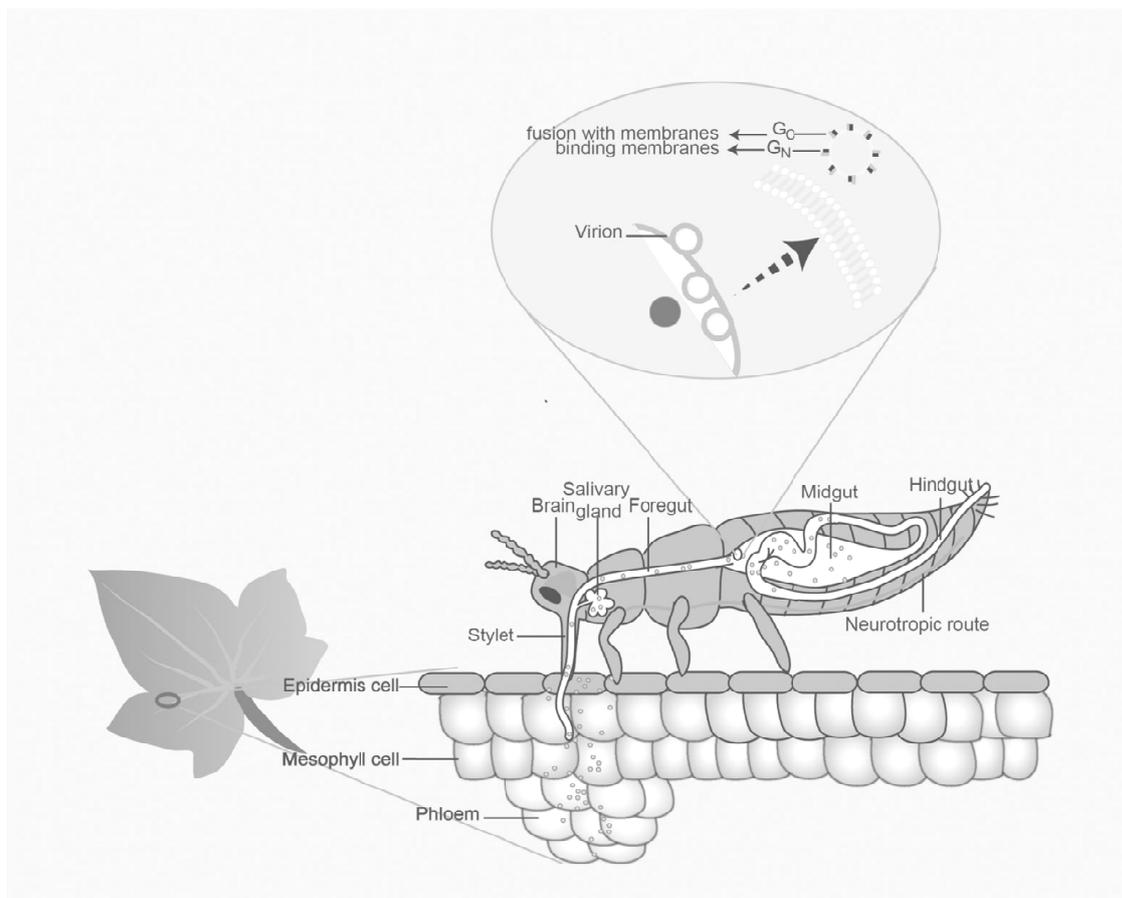


Figure 22

Localisation des virus dans le thrips *Frankliniella occidentalis* (He et al. 2020)

6. Spécificité dans la transmission de TSWV

La transmission des *Orthospovirus* par les thrips est très spécifique (Andret-Link, Fuchs 2005). La majorité des virus (88%) sont transmis par des vecteurs arthropodes comme moyen de dispersion entre plants, le reste (12%) est véhiculé par des champignons, nématodes et autres. La transmission des virus d'un hôte à l'autre est une étape importante du cycle biologique des virus pour assurer leurs maintiens et leurs survies (Andret-Link, Fuchs 2005). Cependant, *F. occidentalis* peut transmettre plusieurs virus tels que le TSWV, TCSV, GRSV et INSV (Wijkamp et al. 1995a) et également l'*Orthospovirus Chrysanthemum stem necrosis virus* (CSNV), alors qu'elle ne peut transmettre d'autres, comme le IYSV (*Iris yellow spot virus*) (Nagata et al. 1999; BIRTHIA et al. 2013). Wijkamp et al. (1995a) rapportent que *T. tabaci* ne peut pas transmettre le virus du *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV) et le virus *Groundnut ringspot virus* (GRSV), alors qu'ils peuvent transmettre la plupart des isolats de TSWV et de *Iris yellow spot virus* (IYSV) (Cortes et al. 1998).

Selon Medeiros et al. (2000), la spécificité dans la transmission du TSWV par les thrips implique une interaction entre des protéines virales et un récepteur potentiel.

CHAPITRE 4

MOYENS ET STRATEGIES DE LUTTE CONTRE LES THRIPS ET LES MALADIES VIRALES

Introduction

Les maladies et les ravageurs sont les principaux facteurs limitant la production en qualité et en quantité (Yucel et al. 2013). Parmi ces facteurs limitant les thrips et les tospovirus. Dans le monde, les thrips restent des ravageurs très nuisibles sur plusieurs cultures, essentiellement en raison de leur capacité à transmettre des *Orthotospovirus* (Riley et al. 2018).

L'emploi d'une seule méthode de lutte ne peut donner des résultats satisfaisant pour combattre les maladies et les ravageurs. Des mesures différentes de lutte doivent être intégrées dans une approche systémique (Culbreath et al 2003; Kruidhof, Elmer 2020). Cette approche systémique, est illustrée par Kruidhof, Elmer (2020) par un tétraèdre de ravageurs et de maladies. Ce tétraèdre peut être considéré comme une version étendue du triangle de la maladie où l'environnement de la culture est séparé des organismes utiles (Figure 23).

La détection précoce d'un problème phytosanitaire est l'élément clé pour la conception d'une stratégie intégrée de lutte antiparasitaire (Gill et al. 2015). Actuellement la gestion des thrips repose fortement sur des stratégies préventives et des mesures curatives pour diminuer la colonisation et/ ou l'alimentation des thrips sur les cultures, par conséquent l'inoculation des virus aux plantes ; la résistance des plantes hôtes aux *Orthotospovirus* et atténuer le développement de la résistance aux pesticides (Gill et al. 2015; Riley et al. 2018; Mouden, Leiss 2021).

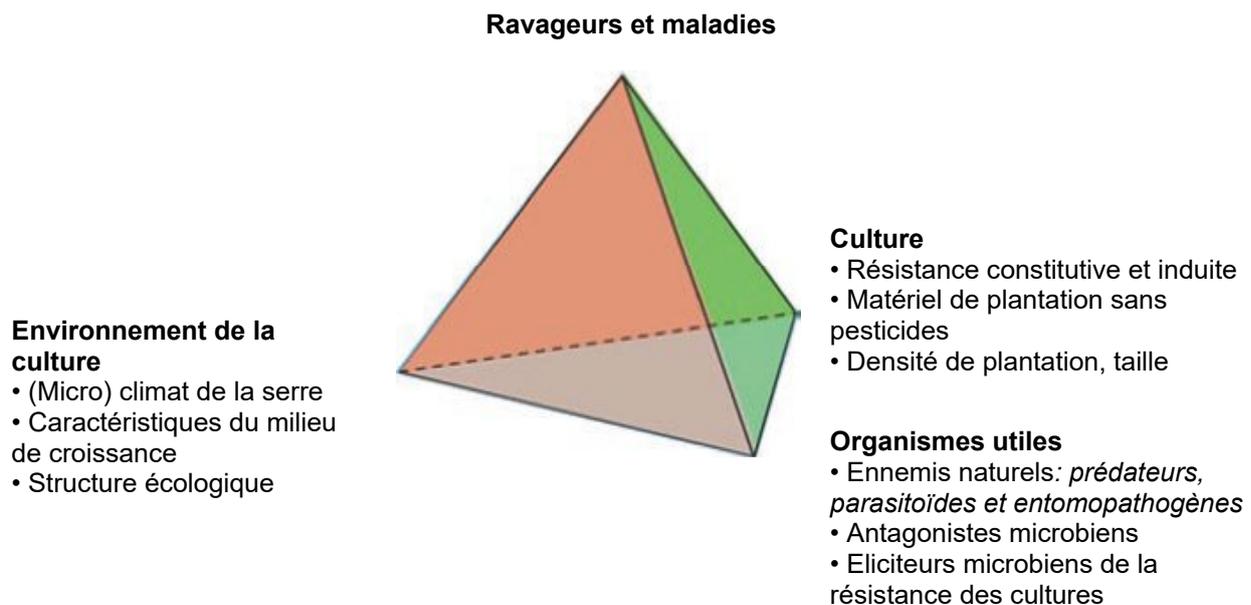


Figure 23

Illustration des quatre principales composantes d'une approche systémique de la lutte contre les ravageurs et les maladies, ainsi que leurs interactions (Kruidhof, Elmer 2020)

1. Organismes utiles

1.1 Ennemis naturels

Selon Sagar (1991), la lutte biologique n'est pas une nouvelle stratégie, la nature a tous le temps utilisée la lutte biologique pour maintenir la balance entre les différentes espèces animales dans l'écosystème. Ainsi, les antagonistes naturels sont des facteurs de régulation important des populations d'insectes. De nombreuses espèces antagonistes naturelles sont utilisées comme agents de lutte biologique contre les insectes ravageurs dans les cultures (Lacey et al. 2001). La lutte biologique contre *Frankliniella occidentalis* en cultures maraîchères et ornementales a été menée principalement en utilisant des prédateurs, avec un succès plus ou moins variable (Castañé et al. 1999). De même, les microbes utiles doivent être utilisés très tôt pour qu'ils puissent coloniser la rhizosphère, la phyllosphère et/ ou les tissus végétaux, établissant ainsi un microbiome bénéfique dès le début du cycle de production des plantes (Kruidhof, Elmer 2020). Elle joue un rôle central dans la lutte intégrée en raison de son coût faible, sa sélectivité, efficacité et son effet bénigne sur l'environnement (Sagar 1991).

La liste des ennemis naturels des thrips comme chez la plupart des insectes ravageurs est longue. Elle comprend des espèces entomophages pour la plupart prédatrices et parasitoïdes; et des organismes entomopathogènes (Tableau 7) (Sagar 1991; Castañé et al. 1999).

Tableau 7

Quelques agents de lutte biologique utilisés contre les thrips des cultures

	Classification	Espèces	Utilisé contre	References
Predateurs	Acariens	<i>Amblyseius cucumeris</i>	<i>Frankliniella occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016)
		<i>Amblyseius barkeri</i>	<i>F. occidentalis, Thrips tabaci</i>	Gholami, Sadeghi (2016); Hansen (1988)
		<i>Hypoaspis aculeifer</i>	<i>F. occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016); Wiethoff et al. (2004)
		<i>Neoseiulus cucumeris</i>	<i>T. palmi, F. schultzei</i>	Kakkar et al. (2016)
		<i>Amblyseius swirskii</i>	<i>T. palmi, F. schultzei, Scirtothrips dorsalis</i>	Kakkar et al. (2016); Dođramaci et al. (2011)
		<i>Amblydromalus limonicus</i>	<i>S. dorsalis, F. occidentalis</i>	Schoeller et al. (2020); Messelink et al. (2006)
		<i>Stratiolaelaps scimitus</i>	<i>F. occidentalis</i>	Zhang et al. (2021)
		<i>Orius insidiosus</i>	<i>F. occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016)
		<i>Orius laevigatus</i>	<i>F. occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016)
		<i>Orius strigicollis</i>	<i>T. palmi</i>	Kim et al. (2004)
Thrips zoophage	<i>Aeolothrips intermedius</i>	<i>T. tabaci</i>	Mautino et al. (2014)	
Parasitoïdes	Eulophides	<i>Ceranisus menes, C. menes, C. russelli, C. americanus</i>	<i>F. occidentalis</i>	Loomans et al. (2006); Loomans, van Lenteren (1995)
		<i>Thripobius semiluteus</i>	<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i>	Loomans, van Lenteren (1995)
Entomopathogènes	Nématodes	<i>Goetheana shakespeariei</i>	<i>F. occidentalis</i>	Loomans, van Lenteren (1995)
		<i>Thripinema nicklewoodi</i>	<i>F. occidentalis</i>	Arthurs, Heinz (2003)
		<i>Steinernema felitiae</i>	<i>F. occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016)
		<i>Heterorhabditis indica</i>	<i>F. occidentalis</i>	Ebssa et al. (2004)
		<i>Steinernema bicornutum</i>	<i>F. occidentalis</i>	Ebssa et al. (2004)
		<i>Beauveria bassiana</i>	<i>F. occidentalis</i>	Gholami, Sadeghi (2016)
		<i>Metarhizium anisopliae</i>	<i>F. occidentalis, Megalurothrips sjostedti, T. tabaci</i>	Maniania et al. (2003)
		<i>Lecanicillium muscarium</i>	<i>T. palmi, F. occidentalis, T. tabaci</i>	Smith et al. (2005); Annamalal et al. (2016)
		<i>Paecilomyces lilacinus</i>	<i>F. occidentalis</i>	Fiedler, Sosnowska (2007)

1.2 Antagonistes et éliciteurs microbiens ou chimiques

La stimulation du système de défense des plantes est une approche récente qui retient de plus en plus l'attention des chercheurs et les compagnies de production de produits phytosanitaires. Un stimulateur de défense naturel des plantes est une molécule capable d'être reconnue par la plante et de déclencher les événements moléculaires, biochimiques et cytologiques menant à l'expression de la résistance (Benhamou, Rey 2012). La résistance des plantes aux ravageurs résulte d'un ensemble de mécanismes interdépendants allant de barrières morphologiques à l'ensemble de signaux complexe de molécules issus du système de défense des plantes. Ces défenses peuvent être constitutives c.-à-d. des caractères toujours présents comme les trichomes sur les feuilles, ou induites ou éliciter lors d'une attaque en façonnant la morphologie, la physiologie et/ ou la chimie de la plante en produisant des métabolites végétaux secondaires (Mouden, Leiss 2021).

Pour moduler les défenses par les stimulateurs de résistance végétale, beaucoup d'efforts ont été réalisés récemment pour mettre au point des tests qui permettent de mesurer les effets des éliciteurs d'origine chimiques et microbiens sur la défense des plantes pour des applications pratiques dans le futur (Kruidhof, Elmer 2020). Des éliciteurs abiotiques comme la lumière ultraviolette (UV), le rayonnement photosynthétiquement actif et le CO₂ peuvent être exploités comme une stratégie pour induire la résistance aux thrips (Mouden, Leiss 2021). Selon Escobar-Bravo et al. (2021), les UV peuvent améliorer les défenses chimiques constitutives et inductrices des chrysanthèmes contre les thrips réduisant ainsi les dommages sur les plantes. Elle dépend de la dose et du génotype des plantes. Concernant les éliciteurs biotiques, un nombre important et croissant de recherches démontrent comment les communautés microbiennes interviennent dans la défense des plantes par des changements, que ce soit directs ou indirects de l'immunité et/ ou de la nutrition des plantes (Mouden, Leiss 2021).

2. Les substances sémiochimiques

Les produits sémiochimiques sont des composés produits naturellement par les insectes. Ces composés régissent le comportement des insectes y compris l'accouplement, l'agrégation, la défense, la reconnaissance de l'hôte et la localisation des ressources (El-Sayed et al. 2006).

L'application des insecticides pour éliminer les thrips pendant la période de floraison peut présenter un risque pour les insectes pollinisateurs, en plus de la demande croissante des consommateurs pour des produits écologiques et durables, devient non conservable (Allsopp 2010). Selon le même auteur, des recherches plus poussées sont réalisées pour le développement de l'utilisation de produits sémiochimiques pour protéger les fleurs et les fruits des dommages causés par les thrips. L'ajout de produits sémiochimiques sur les pièges appâtés a multiplié par trois la capture de *F. occidentalis* et pourrait même améliorer la sélectivité des pièges (Broughton, Harrison 2012). Travaillant sur la verbénone associée aux pièges adhésifs, Abdullah et al. (2015) ont montré que le nombre des captures du thrips californien ont augmenté considérablement. En plus de leur sélectivité vis-à-vis des insectes cibles, la plupart des produits sémiochimiques sont relativement non toxiques pour les vertébrés ainsi que pour les insectes utiles (El-Sayed et al. 2006).

L'attractivité des produits sémiochimiques diffère chez les différentes espèces de thrips. La Thripline-AMS (phéromone d'agrégation) est spécifique à l'espèce, elle attire les mâles et femelles de *F. occidentalis*, alors que le Lurem-TR (kairomone) est interspécifique.

Il est connu pour attirer *F. occidentalis* ainsi que *Thrips tabaci* et *T. major* (Teulon et al. 2008a, b). Le piégeage de masse utilisant des phéromones d'agrégation sur des pièges à rouleaux adhésif peut être un moyen efficace pour réduire les populations de thrips lorsqu'il est employé dans le cadre d'un programme de lutte intégrée. Cette technique est compatible avec la lutte biologique à la condition que la couleur du piège et la phéromone n'attirent pas les agents de lutte biologique (Kirk 2017). Selon également cet auteur, la dissémination de cette phéromone dans une culture perturbe la rencontre entre les femelles et les mâles, empêchant l'accouplement des thrips.

3. Plantes résistantes

Il existe peu de connaissance concernant la résistance des plantes aux thrips (Tommasini 2003). Les plantes hôtes ou variétés résistantes aux ravageurs si elles existent, est une base importante de la lutte intégrée; elles offrent une solution à long terme, diminuent les pertes, réduisent l'usage et la résistance des ravageurs aux traitements insecticides (Diaz-Montano et al. 2011; Dhaliwal, Sharma 2016). Bien qu'au début, le coût de développement de ces variétés est élevé et long, cependant à long terme la résistance par la sélection de variétés est une approche de lutte économique, écologique et durable (Dhaliwal, Sharma 2016).

4. Lutte culturelle, physique et mécanique

Les pratiques phytosanitaires telles que l'élimination des mauvaises herbes, les restes des cultures et les débris végétaux constituent la première ligne de défense contre les thrips (Mouden et al. 2017). Dans certaine partie du monde, la monoculture est devenue le mode dominant des cultures dans les fermes pour des raisons sociales, économiques et techniques. Cependant, à long terme ceci va poser des problèmes liés à la lutte contre les ravageurs (Sagar 1991). Les contrôles cultureux et mécaniques sont des pratiques qui réduisent l'installation, la reproduction, la dispersion et la survie des ravageurs (Gholami, Sadeghi 2016). Les mesures culturelles peuvent être divisées selon Kruidhof, Elmer (2020) en pratiques agricoles généraux qui peuvent affecter et les ravageurs et les maladies comme le control du climat de la serre, la fertilisation, la densité des cultures, la taille et le palissage. Des pratiques qui sont utilisées uniquement pour la lutte contre les ravageurs et les maladies comme le nettoyage et la moustiquaire. Et des pratiques utilisées à des fins de protection agricole et des cultures comme le choix des cultivars, du milieu de culture, le greffage, la rotation des cultures et le compostage.

Dans le passé, différents types de barrières physiques ont été utilisés comme la moustiquaire. L'utilisation de ces barrières a pour objectif d'exclure les insectes en les maintenant hors de la serre, modifier leur comportement et créer un environnement défavorable non seulement à leur développement mais aussi à l'augmentation de leur population (Diaz, Fereres 2007; Kruidhof, Elmer 2020). Les matériaux bloquant les UV ont la propriété de filtrer le rayonnement UV (280-400 nm) interférant avec la vision des insectes. En conséquence, le comportement des insectes liés au mouvement, la capacité de localisation des plantes hôtes et les paramètres de développement de la population des insectes sont affectés. Cependant, même la propagation des maladies virales transmises par les insectes vecteurs se trouve affectée. Selon la couleur du paillis, ils peuvent avoir des effets répulsifs sur les insectes. Différents types de paillis ont été utilisés spécialement pour lutter contre les insectes vecteurs, comme les pucerons, les thrips et les aleurodes (Diaz, Fereres 2007).

L'humidité relative de la serre est favorable pour certains thrips. Celle-ci peut être réduite en choisissant le système d'irrigation goutte à goutte, en plus des mesures de déshumidification comme le chauffage et la ventilation en même temps ou l'utilisation d'un dispositif de déshumidification (Kruidhof, Elmer 2020).

La fertilisation augmente certainement la croissance et le développement des plantes, mais elle peut aussi affectée l'abondance du thrips californien (Mouden et al. 2017). Elle a longtemps été sous-estimée pour ses effets sur les insectes ravageurs et les maladies. Cependant le choix de la forme d'azote apporté ou des ions qui l'accompagne, principalement le phosphore et le potassium peut changer l'hôte de manière à augmenter ou diminuer les préjudices causés par les ravageurs ou les maladies (Kruidhof, Elmer 2020). Selon ces derniers, ceci peut être exploité pour diminuer l'abondance des ravageurs, en déterminant un niveau de fertilisation minimum et en même temps qui ne compromet la production.

5. Control chimique

L'emploi des insecticides est très commun dans lutte contre l'infestation des thrips. La toxicité des insecticides est variable selon le stade de développement des thrips. Souvent les stades larvaires sont plus susceptibles d'être tuées que les autres stades. Cependant, les thrips adultes peuvent voler rapidement lorsqu'ils sont perturbés ce qui les rend plus difficiles à atteindre. Ainsi que le développement des prépupes et pupes, qui se déroule généralement dans le sol échappent au contact de la plupart des insecticides. Même pour les œufs qui sont protégés sous les tissus foliaires (Diaz-Montano et al. 2011; Gill et al. 2015). A long terme, l'efficacité des produits chimiques se sont considérablement atténuées. En outre, intensifier l'utilisation des pesticides entraîne également des effets néfastes sur la santé humaine et l'environnement. Les produits chimiques peuvent conférer une résistance aux insectes cibles ou non-cibles lors des traitements insecticides pour lutter contre les insectes agricoles (Sagar 1991). Les possibilités de la lutte chimique (lutte curative) continuent de devenir de plus en plus limitées et perd du terrain au profit des interventions préventives (Kruidhof, Elmer 2020). Cependant, la lutte intégrée est considérée comme une stratégie alternative de lutte et écologiquement rationnelle pour réduire les problèmes phytosanitaires (Sagar 1991).

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 5

MATERIELS ET METHODOLOGIE DE TRAVAIL

1. Objectifs

En Algérie, les études concernant ce groupe d'insecte sont fragmentaires, d'où l'intérêt porté aux thrips, considérés comme d'importants vecteurs de viroses dont le plus redoutable est le virus de la maladie bronzée de la tomate (*Tomato spotted wilt virus*, TSWV), en plus des dégâts directs qu'ils peuvent infliger à la plante.

L'objectif de cette étude est d'inventorier en premier lieu les différentes espèces de thrips rencontrées sur les Cucurbitacées sous serres dans plusieurs sites à Biskra, de suivre la dynamique des populations sur les pièges bleus adhésif, les feuilles et fleurs des différentes cultures, la distribution de *Frankliniella occidentalis* sur les feuilles et fleurs, détermination du sex-ratio, comparaison entre les différentes méthodes de capture utilisées, corrélation entre le nombre de thrips sur piège adhésif et le nombre de *Frankliniella occidentalis* sur feuilles et fleurs.

2. Sites d'étude

L'étude s'est déroulée sur différentes cultures appartenant à la famille des Cucurbitacées cultivées sous abris serre dans la région de Biskra. Le choix des cultures est effectué pour plusieurs raisons, parmi lesquelles on peut citer, le manque d'études réalisées sur les thrips les plus fréquents dans les serres de Cucurbitacées dans la région de Biskra et/ ou en Algérie. En plus de l'impact économique que peuvent avoir ces insectes sur ces cultures (baisse des rendements et de la qualité des produits due aux attaques directes ou indirectes (transmission de maladies virales) de ces ravageurs). La place qu'occupe cette culture dans l'alimentation humaine en Algérie, ainsi que la production et les surfaces dédiées chaque année à sa culture qui sont très importantes (Tableau 8) (DSA 2018).

Tableau 8

Evolution des superficies et de la production des Cucurbitacées dans la wilaya de Biskra durant plusieurs campagnes agricoles dans la wilaya de Biskra

Saison culturale	Culture							
	Melon		Pastèque		Courgette		Concombre	
	Sup. (ha)	Pro. (qx)	Sup. (ha)	Pro. (qx)	Sup. (ha)	Pro. (qx)	Sup. (ha)	Pro. (qx)
2014/ 2015	360	269929	10	10550	258.8	201114	272	248440
2015/ 2016	830	408820	170	60100	259	197310	262	237100
2016/ 2017	1292	522030	708	158240	604	272040	318	255308
2017/ 2018	1005	411307	260	91650	305	333550	311	279683

(DSA 2018)

Les superficies agricoles (Sup.) et la production (Pro.) sont exprimées respectivement en hectare (ha) et en quintaux (qx).

2.1 Caractéristiques des sites d'études

Dans la présente étude, les sites d'échantillonnage choisis sont localisés dans la partie Est de la wilaya de Biskra (Zab Chergui). La figure 24 montre la localisation des différents sites d'étude.

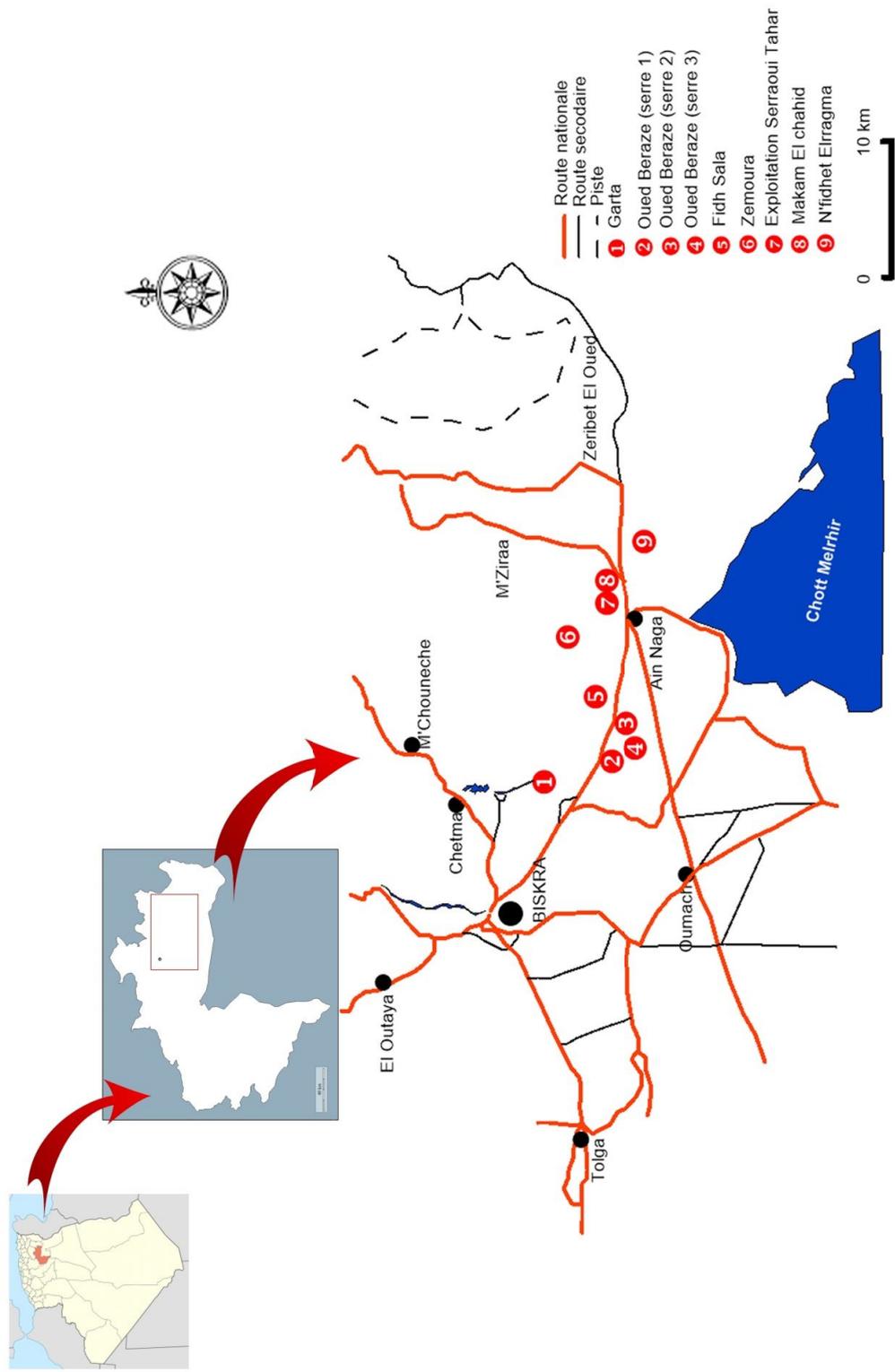


Figure 24
Localisation des serres d'échantillonnage de thrips sur les cultures de Cucurbitacées (Original)

Site 1. Garta (Sidi Okba)

L'étude a été effectuée dans une serre tunnel pendant la campagne agricole de 2017 dans la localité de Garta. Garta (34°47.388'N, 005°56.310'E) est située à Sidi Okba (est de Biskra) dans une région aride. La serre d'étude est orientée nord-ouest/ sud-est. La variété de melon cultivée dans la serre est le *DRM 3241* (appelé communément melon ananas). Les graines ont été semées en pépinière avant d'être transplantées en serre. La transplantation est réalisée le 15 janvier 2017. La superficie de la serre est de 400 m² (dimensions de 8 m de large sur 50 m de long); et l'espace entre les plants est de 90 cm et 80 cm entre les lignes. La serre contient environ 400 plants sur 8 rangées. Les plantes de melon sont conduites sur un palissage vertical à l'aide de ficelles. Le précédent cultural était la jachère, tomate et courgette. La serre est dépourvue de mauvaises herbes; un paillage en film plastique a été utilisé pour éviter leur installation. La fréquence d'irrigation était une fois par semaine au début de la culture; puis en production, l'irrigation peut atteindre 3 à 4 fois par semaine en fonction des besoins de la plante. Le système de goutte à goutte est utilisé pour irriguer la culture. Le pH du sol est légèrement acide, pauvre en matière organique, très salé, fortement calcaire, riche en potassium échangeable et riche en phosphore absorbable. Des programmes de fertilisation chimique et de lutte antiparasitaire ont été effectués pendant la saison de croissance de la culture. Les pucerons, les aleurodes, les acariens en plus des thrips et les maladies telles que l'oïdium sont les ennemis de culture les plus fréquemment rencontrés. Des engrais solides ont été utilisés et incorporés dans le sol ainsi que des engrais foliaires sont pulvérisés sur la culture selon le besoin. Pour lutter contre les différents ennemis présents sur la culture, des produits phytosanitaires sont employés. Des serres de tomates et de poivrons en face et un mélange de variétés expérimentales de melon à côté, et de petit pois cultivés en plein champ derrière sont situées à environ 6 m du site d'étude.

Site 2, 3, 4. Oued Beraze (Ain Naga)

L'étude a été réalisée dans trois serres tunnel en plastique d'une superficie de 400 m², situées à Oued Beraze à l'est de Biskra. Les serres sont orientées est-ouest. Chaque serre est cultivée avec une seule variété de melon. La première serre (S₁: 34°42.085'N, 006°00.203'E) est cultivée par la variété *Star plus*, la deuxième (S₂: 34°42.096'N, 006°00.167'E) avec le *DRM 3241* (melon ananas) et la troisième (S₃: 34°42.126'N, 006°00.165'E) avec la variété *Mimosa*. Les graines ont été semées en pépinière avant d'être transplanté. Les plants ont été repiqués le 15 janvier, 2017 pour les deux premières variétés et le 16 février 2017 pour la troisième. Les serres contiennent environ 300 plants répartis sur six lignes; l'espace entre les lignes est d'un mètre et 90 cm entre les plants. Les serres sont cultivées et menées au sol sans paillage en plastique. Diverses mauvaises herbes ont été observées dans les serres. Peu de travaux culturaux sont effectués par l'agriculteur. Les cultures sont irriguées au goutte à goutte une à trois fois par semaine en fonction des besoins de la production. Le sol est pauvre en matière organique, fortement calcaire et très salé avec un pH alcalin. Les insectes et maladies les plus courants sont les aleurodes, les pucerons, les acariens et l'oïdium. Des insectes prédateurs comme *Orius* sp. et *Chrysopa vulgaris* Schneider ont été observés. Peu d'intrants chimiques sont employés par l'agriculteur pour fertiliser ou traiter les ravageurs. Cependant, les cultures précédant la culture de melon sont deux années de tomate consécutive. Environ deux quintaux de fumier de volaille ont été introduits dans le sol.

Site 5. Fidh Sala (Ain Naga)

Le site de Fidh Sala (34°42.852'N, 006°04.819'E) est situé dans la commune d'Ain Naga dans le Zab Chegui. La serre d'étude est une serre canarienne d'un hectare de surface, cultivée par le concombre *Cucumis sativus* variété *Sushi*. Les plantes du concombre ont été mises en place le 18 octobre 2017 sur un paillage en plastique noir. Les plants proviennent de la pépinière personnelle de l'agriculteur semés sur du terreau du commerce. Dans la parcelle d'étude 12 lignes sont notées, organisées en deux par deux. L'espace laissé entre plants est de 40 cm et entre deux lignes il est de 30 cm. Les plants sont conduits verticalement sur des ficelles. Le concombre se caractérise par une abondance de fleurs femelles alors que les fleurs mâles sont rares. Le nombre total de plants de concombre est estimé à 20000 plants. L'agriculteur utilise le système goutte à goutte pour irriguer la culture. La fréquence d'irrigation est de trois fois par semaine. La serre est nouvellement installée (2 ans), cependant les cultures qui ont précédé le concombre sont comme suites : melon, tomate, jachère. La culture est fertilisée par des engrais solides et liquides. Les ennemis de la culture notés durant l'étude sont les pucerons, aleurodes, acariens et l'oïdium pour les maladies. En cours de saison, la culture a reçu des traitements alternés d'insecticides et de fongicides pour limiter le développement des différents ennemis.

Site 6. Zemoura (M'ziraa)

Le site de Zemoura (34°44.870'N, 006°11.537'E) est situé dans la commune de M'ziraa à l'est de Biskra. L'étude est menée dans une serre canarienne d'une surface d'un demi-hectare (100 m x 50 m) cultivée par la pastèque *Citrullus lanatus* variété *Nadou*. La culture est semée directement dans le sol le 1 mars 2018. Dix tonnes de fumier de volaille ont été incorporé dans le sol. Les plants sont irrigués à l'aide du système goutte à goutte, deux fois par semaine. Les plantes sont espacées de 80 cm entre les lignes et d'un mètre entre les plants sur 10 lignes. Le nombre de plants dans la serre est d'environ 3696 plants. La serre était très infestée par les mauvaises herbes. Il a été noté la présence de pucerons, mouche blanche et mineuses Agromyzides. Des apports d'engrais, des bio-stimulants et des traitements insecticides contre les différents ennemis sont utilisés par l'agriculteur.

Site 7. Exploitation Serraoui Tahar (M'ziraa)

Dans l'Exploitation de Serraoui Tahar, l'étude a été effectuée sous serre canarienne d'un hectare de surface. Le site est localisé dans la commune de M'ziraa (34°41.909'N, 006°15.976'E) dans le Zab Chergui. La serre est plantée par la courgette *Cucurbita pepo* variété *Nour* sans paillage plastique; elle contient environ 10640 plants à raison de 70 plants par ligne. Les graines sont semées directement dans le sol entre le 24 et 29 Octobre, 2016. La distance entre les lignes est d'un mètre et de 50 cm entre les plants. Il a été noté également la présence de quelques mauvaises herbes. Le système d'irrigation utilisé est le système goutte à goutte. La fréquence d'irrigation est de une à trois fois par semaine. Le précédent cultural des trois dernières années, est la tomate, aubergine et courgette. Des engrais chimiques pour fertiliser le sol et des pesticides sont utilisés contre les différents ravageurs et maladies. Les insectes ravageurs les plus rencontrés sont les pucerons et les aleurodes. Cependant pour les maladies, l'oïdium est le plus remarqué avec quelques plants virosés.

Site 8. Makam El Chahid (M'ziraa)

L'étude a été menée sur melon *Cucumis melo* variété *Star plus* dans une serre canarienne d'un demi hectare de surface nouvellement installée (janvier 2017). Le site de Makam El Chahid (34°41.349'N, 006°17.110'E) fait partie de la commune de M'ziraa dans le Zab Chergui. La culture de melon a été mise en place le 3 février 2017; la culture est menée horizontalement au sol, sur paillage en plastique. Les plants proviennent de la pépinière personnelle de l'agriculteur. Une quantité de 10 tonnes de fumier ovin est incorporé au sol, le long des lignes. L'espace laissée entre plants est de 50 cm alors qu'entre les lignes est d'un mètre. Le nombre total des plants de melon est estimé à 3584 plants. Les plants sont irrigués par le système goutte à goutte, 2 à 3 fois par semaine. La serre ne présente pas de mauvaises herbes.

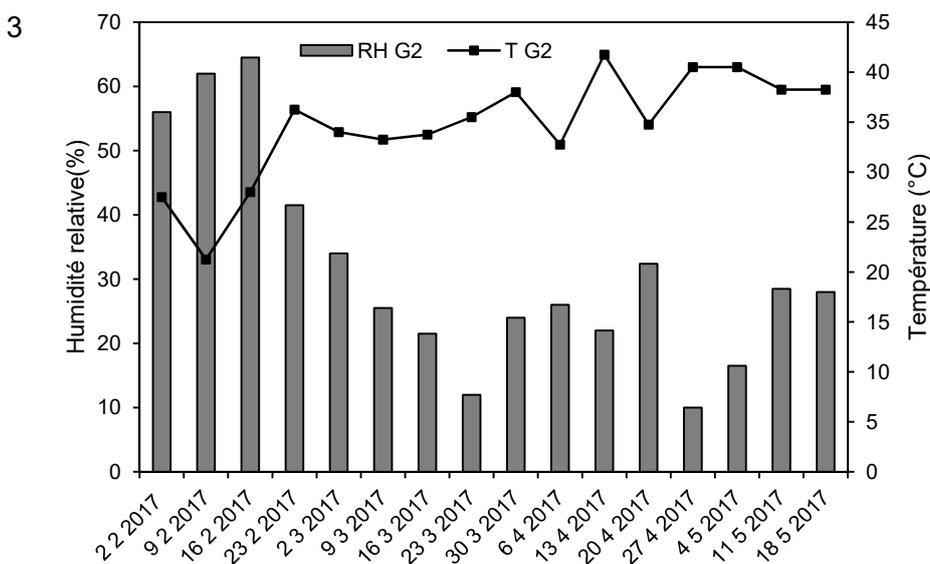
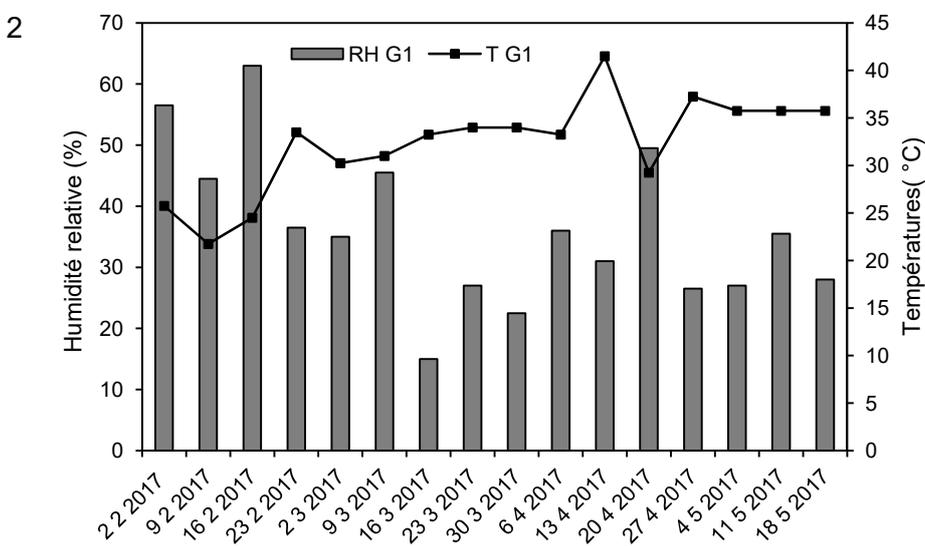
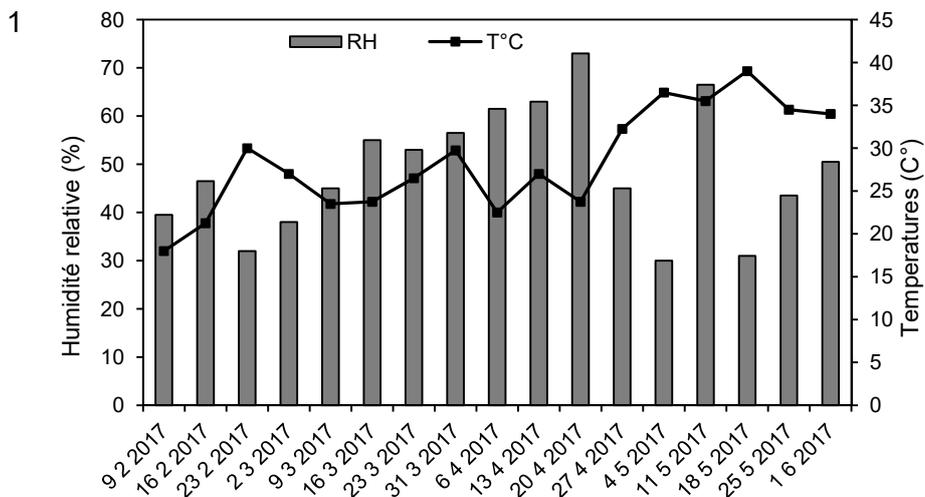
Avant l'installation de la serre, le sol était cultivé par les carottes en plein champ, puis mis au repos pendant 3 ans avant d'être planté par le melon sous serre. Les ravageurs les plus rencontrés dans la serre sont les pucerons, mouche blanche et les acariens, cependant l'oïdium est plus commun pour les maladies. Des fongicides et insecticides sont pulvérisés par l'agriculteur pour lutter contre l'oïdium et les arthropodes ravageurs. Vers la fin de la culture une pullulation importante de mouche blanche a été observée, en plus de la fumagine.

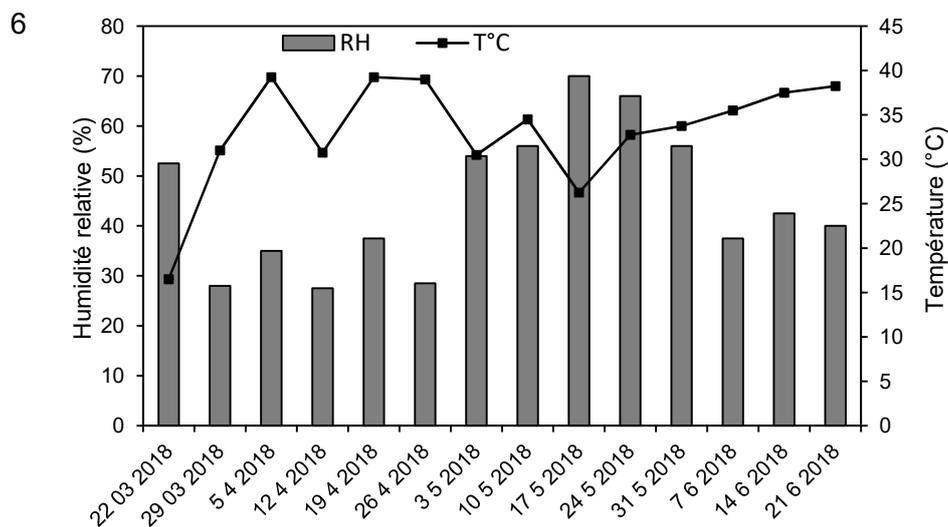
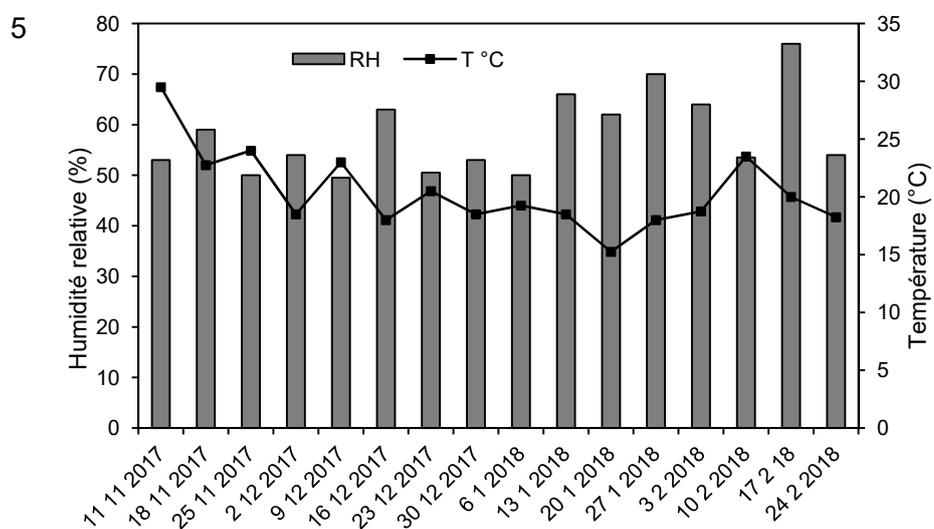
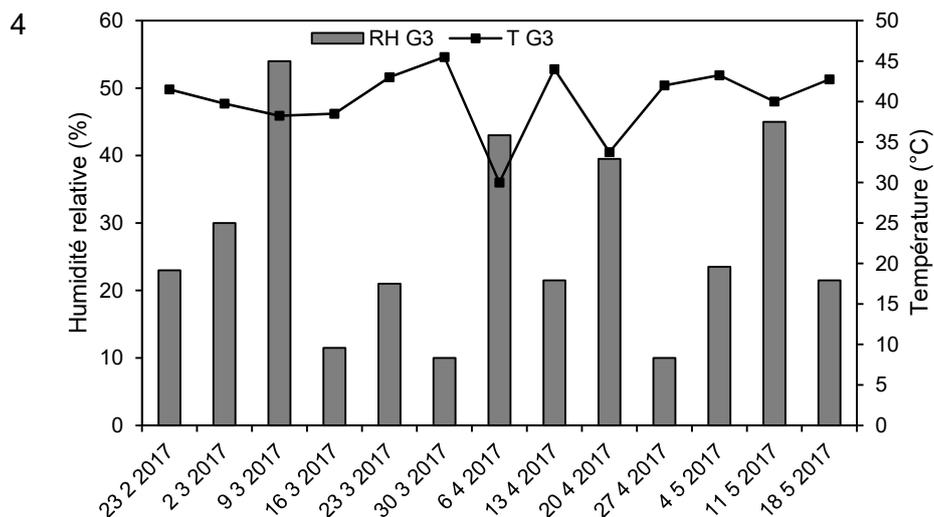
Site 9. N'Fidhet Elrragma (Zeribet El Oued)

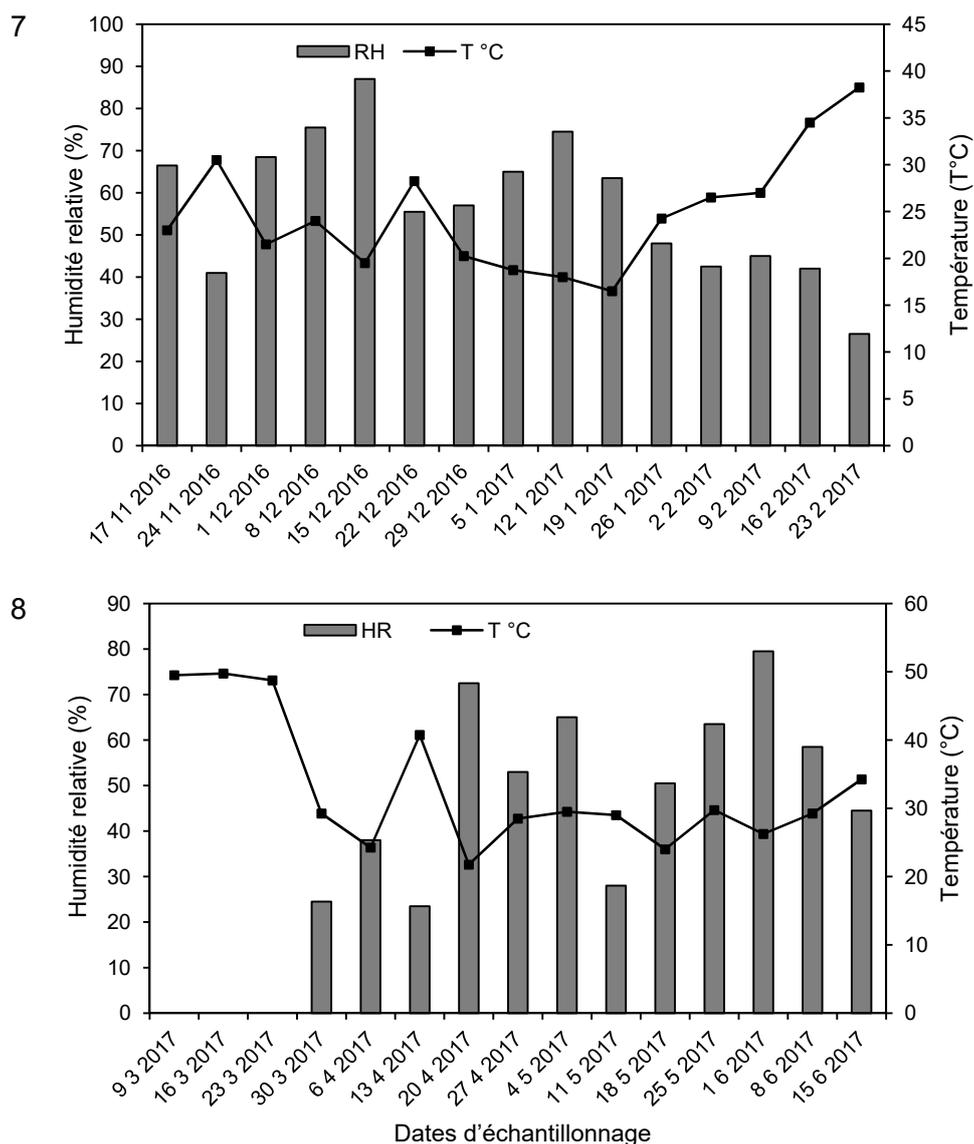
Le site d'étude est une serre tunnel de 400m², localisé dans la commune de Zeribet El Oued (est de Biskra) dans la localité dite N'Fidhet Elrragma (34°38'53.43"N, 006°21'21.89"E). Dans l'exploitation sont cultivées des tomates, piments, poivrons, courgettes. Les serres sont orientées est-ouest. A la fin du cycle de la courgette (*Cucurbita pepo*), deux serres sont arrachées puis cultivées par le melon (*Cucumis melo*). La transplantation des plants de courgette est effectuée au mois de décembre et au début du mois de mars pour le melon. Le nombre de ligne pour la courgette est de huit; les plants sont espacés de 50 cm entre lignes et plants dont le nombre de plants est d'environ 700, alors que pour le melon, l'agriculteur a transplanté environ 600 plants par serre en sept lignes espacées de 50 cm chacune et 60 cm entre plants. La transplantation est faite sur le sol sans paillage en plastique. Les variétés cultivées sont *Hiba* pour la courgette et *Star plus* pour le melon. La fertilisation minérale et des traitements pesticides ont été utilisés pendant le processus de production. La fréquence d'irrigation est d'une à trois fois par semaine selon les besoins des cultures. Les travaux culturaux effectués dans les serres sont généralement le sarclage, le désherbage manuel et la taille. L'apport de la fumure organique est de 1,5 à 2 quintaux/ serre. Les maladies comme le mildiou et l'oïdium sont fréquentes et les ravageurs les plus rencontrés sont les pucerons, les acariens et les aleurodes.

3. Méthodologie de travail**3.1 Echantillonnage**

Pour mener ce travail, quatre méthodes d'échantillonnage ont été utilisées au cours de cette étude. L'échantillonnage des thrips sur les cultures comprend des méthodes destructives et non destructives. Durant les sorties hebdomadaires, les températures et l'humidité des serres sont notées, et ce au moment de l'échantillonnage des thrips (Figure 25).





**Figure 25**

Températures et humidités enregistrées dans les serres d'étude

(1) Garta ; (2) Oued Beraze S1 ; (3) O. Beraze S2 ; (4) O. Beraze S3 ; (5) Fidh Sala (Ain Naga) ; (6) Zemoura (Mziraa) ; (7) Exploitation Serraoui Tahar (M'ziraa) ; (8) Makam El Chahid (M'ziraa)

(RH G1, G2 et G3: humidité relative respectivement dans les serres 1, 2 et 3 / T G1, G2 et G3: températures respectives dans les serres 1, 2 et 3.

3.1.1 Secouage des feuilles et récupération des fleurs

La méthode de secouage est une technique d'échantillonnage intéressante pour l'étude des thrips, car elle permet d'extraire selon Gonzalez-Zamora, Garcia-Mari (2003) 80% des adultes et 18% de larves.

Le secouage consiste à déloger les thrips des feuilles en évitant de les détruire (méthode non destructive). Dans chaque serre, 30 feuilles prises au hasard sur trente plants ont été secouées sur un plateau circulaire en plastique blanc (32 cm de diamètre, 1,5 de profondeur). Le

secouage se fait en portant vigoureusement et gentiment une vingtaine de coups (20 secondes) sur les feuilles au dessus d'un plateau blanc (Figure 26).



Figure 26
Méthode de secouage des feuilles sur le plateau blanc (Photo originale)

Le secouage a débuté environ une vingtaine de jours après la transplantation, en tenant compte de la vigueur de la plante. Ensuite, les thrips tombés sur le plateau sont recueillis grâce à un pinceau humidifié avec de l'alcool et sont mis dans des tubes à essai contenant de l'éthanol 70%, pour être conservé. Sur les tubes sont mentionnées les informations nécessaires (dates et méthodes d'échantillonnage...etc.). Les tubes sont ramenés au laboratoire où les thrips sont séparés, comptés puis montés entre lame et lamelle et identifiés jusqu'à l'espèce sous microscope à l'aide de clés de détermination.

Cependant concernant les fleurs, dès leur apparition sur les plantes, dix fleurs complètement ouvertes (une fleur par plante) de la culture concernée sont récoltées au hasard chaque semaine (méthode destructive). Les fleurs sont placées dans des sacs en plastique transparent et ramenées au laboratoire. Sous la loupe binoculaire, à l'aide d'un pinceau humidifié à l'alcool, les thrips sont extraits prudemment des fleurs et conservés dans des tubes à essai contenant de l'éthanol 70°; les individus restant dans le sac sont également récupérés. Au laboratoire, la séparation et le comptage des thrips récoltés sont réalisés sous la loupe binoculaire, puis il s'ensuit le montage entre lame et lamelle pour identification.

L'échantillonnage des fleurs et le secouage des feuilles continue jusqu'à l'arrêt de production de fleurs par la plante et/ ou le dessèchement complet de la culture.

Remarque

En ce qui concerne les mauvaises herbes, peu de mauvaises herbes sont présentes dans la serre de concombre, alors que la serre de pastèque, elle était fortement infestée. L'échantillonnage des thrips sur les mauvaises herbes a été réalisé au hasard chaque semaine. Les thrips ont été récoltés sur sept espèces de mauvaises herbes associées à la culture de pastèque situées à Zemoura et deux au concombre à Fidh Sala. Seules les mauvaises herbes à fleurs ouvertes ont été récoltées lorsqu'elles sont présentes sur une ou plusieurs espèces

trouvées dans le site d'étude (Broughton et al. 2015). Plus de trois fleurs par plante ont été récoltées. Le ramassage des thrips sur les mauvaises herbes était irrégulier dépendant de la disponibilité des mauvaises herbes et des fleurs. Ainsi, les thrips collectés ont été déposés dans des sacs en plastique scellés pour empêcher les insectes de s'échapper (Sánchez-Monge et al. 2011). Les échantillons ont été ramenés au laboratoire, retirés des fleurs sous la loupe binoculaire avec un pinceau humidifié puis déposés dans de l'éthanol (70%) en attendant le montage et l'identification (Frantz, Mellinger 1990).

3.1.2 Piège bleu adhésif

Les pièges adhésifs (jaune ou bleu) permettent essentiellement de connaître le début des vols et de suivre la dynamique générale des populations des thrips. Il constitue le principal moyen pour détecter la présence des thrips (Cloyd 2009) avant même de les capturer dans les différents pièges (Ugine et al. 2011).

Deux pièges bleus (de dimension 20.32 x 8.89 cm ou 26 x 21 cm selon la disponibilité des pièges) sont installés dans les deux entrées de la serre ou des deux côtés de la parcelle d'étude. Pour éviter l'effet bordure, les pièges sont éloignés de quelques mètres des portes de la serre (lorsque celle-ci est une serre tunnel ou de l'allée lorsqu'il s'agit d'une serre canarienne) (Figure 27a). La couleur bleue des pièges englués est utilisée en raison de sa grande attractivité vis-à-vis des thrips. En générale, d'après Allan, Gillett-kaufman (2018) la couleur bleue est la plus attirante pour les thrips, essentiellement durant la floraison. Elle attire particulièrement aussi *Frankliniella occidentalis* (Brodsgaard 1989).

Les pièges sont accrochés selon la conduite de la culture, c.-à-d. selon la conduite en palissage ou à plat sur le sol soit à 1 m 20 du sol essentiellement pour les cultures de melon et du concombre ou à 30 cm au dessus des plantes pour également le melon, la courgette et la pastèque. Les pièges bleus englués sont fixés dès la transplantation des différentes cultures. Ils sont remplacés régulièrement.

Le comptage des thrips capturés est réalisé régulièrement *in situ* à l'aide d'une loupe de poche (agrandissement x10) à un intervalle de sept jours.

3.1.3 Piège bleu à eau

Différentes préférences et d'attractivité de couleurs parmi les nombreuses espèces de thrips ont été étudiées (Hoddle et al. 2002; Rodriguez-Saona et al. 2010). Cependant, la plupart des spécimens de thrips sont attirés et capturés par des pièges bleus à eau (Andjus et al. 2001). Les pièges à eau colorés peuvent aider non seulement à déterminer la diversité des thrips présents, mais aussi à renseigner sur le début et la durée de l'activité de certaines espèces, ainsi que d'évaluer leurs nombres (Andjus et al. 2001).

La plupart des thrips sont capturés dans les pièges à eau de couleur bleue. Cependant, dans la présente étude trois pièges bleus à eau (des bacs de 20 cm de diamètre et de 12 cm de profondeur) par serre ont été placés au sol et espacés les uns des autres de quelques mètres sont utilisés. Deux des pièges sont installés des deux cotés de la serre ou de la parcelle choisie et un au milieu (Figure 27b). Les bacs sont remplis au deux tiers de leur volume en eau avec quelques gouttes de détergent. Les pièges sont installés dès la transplantation des cultures. Le contenu des pièges bleus est récupéré, remplacé et ramené au laboratoire pour être triés chaque semaine jusqu'à la fin du cycle phénologique des cultures. Au laboratoire,

l'eau récupérée est versée à travers une passoire à maille fine. A l'aide d'un pinceau fin humidifié à l'alcool, les thrips sont récupérés avec précaution dans la passoire sous la loupe binoculaire, puis ils sont placés dans des tubes contenant de l'éthanol à 70%. Les thrips adultes ainsi récupérés sont montés entre lame et lamelle et identifiés grâce aux clés de détermination.

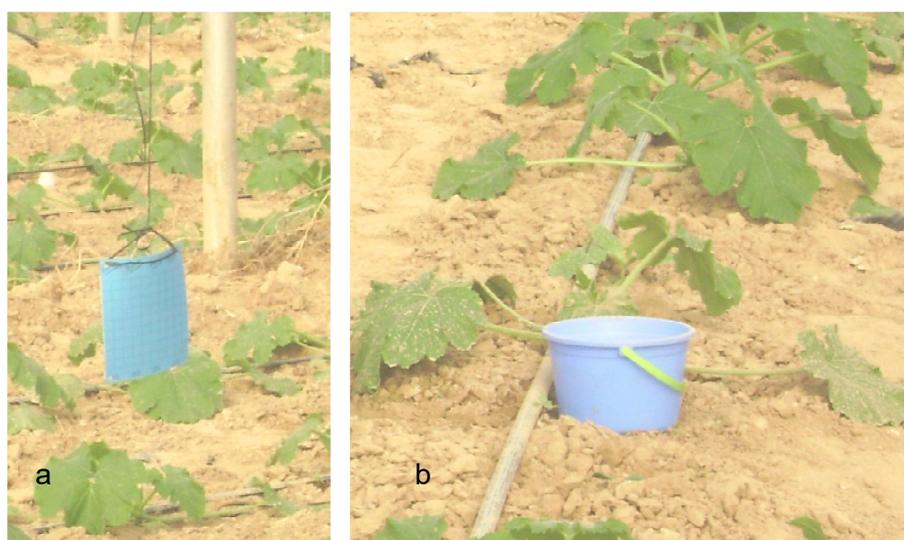


Figure 27

Pièges bleus utilisés lors de l'échantillonnage des thrips

- a. Piège bleu englué (adhésif)
- b. Piège bleu à eau

3.2 Techniques appliquées au laboratoire

3.2.1 Triage, comptage et montage des thrips entre lame et lamelle

a) Triage et comptage des thrips

Les thrips collectés à partir des différents pièges utilisés sont au préalable triés sous la loupe binoculaire selon la taille, la couleur, la forme générale et la forme des antennes. Ensuite, il est procédé au comptage des individus de chaque espèce.

b) Montage des thrips entre lame et lamelle

Le montage des thrips entre lame et lamelle est inspiré de la méthodologie de Mound, Kebby (1998) pour les montages rapides, et modifié selon le besoin.

Le montage entre lame et lamelle des spécimens récoltés est nécessaire pour l'identification et passe par plusieurs étapes. Les thrips réservés au montage proviennent des tubes dont ils ont passé au moins deux jours dans l'alcool éthylique à 70%, particulièrement pour les spécimens des bacs bleus. Ensuite, les insectes sont mis dans une boîte de Pétri contenant de l'éthanol propre à 70%. Le corps des thrips sont percés au niveau de la membrane inter-segmentaire abdominale. Le spécimen de thrips est déposé au centre de la lame sur une fine goutte (selon

la taille du spécimen) du liquide de montage (liquide de Hoyer) face ventrale contre la lame (un individu par lame). L'insecte est déposé perpendiculairement par rapport à la lame. Une fois le thrips déposé sur la lame, ses ailes et ses pattes sont étalées et les antennes redressées délicatement à l'aide d'une fine épingle entomologique pour une bonne observation des différents caractères distinctifs des espèces. Puis, chaque spécimen étalé est recouvert d'une lamelle couvre-objet de 16 mm². Toute l'opération du montage se déroule sous la loupe binoculaire.

Sur chaque lame ainsi préparée, le lieu et la date de collecte, la plante hôte et le nom de l'espèce identifiée sont mentionnés. Les lames vont séjournées pendant 48 heures dans l'étuve pour séchage à une température de 40°C. Après séchage des lames, elles sont entourées de vernis à ongle transparent pour une meilleure conservation du montage, puis elles sont rangées dans des boîtes porte lame en attendant l'identification.

3.2.2 Identification des thrips

Vue leur taille très réduites, l'identification des espèces de thrips demande beaucoup d'attention et de concentration. La détermination concerne uniquement les stades adultes qui sont identifiés jusqu'à l'espèce. L'identification des adultes est effectuée sous microscope sur la base de plusieurs critères morphologiques, dont les caractéristiques de la tête.

Cependant, plusieurs clés d'identification ont été utilisées telles que, Mound (1974), Mound et al. (1976), Mound, Walker (1982, 1986).

4. Analyse des données

Le coefficient de domination (ou fréquence) est calculé pour les thrips sur toutes les cultures ; il indique la quantité de participation d'espèces collectées parmi les spécimens échantillonnés dans une zone donnée. Il a été calculé à l'aide de la formule donnée par Kasprzak et Niedbała (1981) cité par Mirab-balou et al. (2017), qui est comme suite :

$$D_i (\%) = n_i / N \times 100$$

D_i - Coefficient de domination d'une espèce particulière,

n_i - Nombre d'une espèce particulière,

N - Nombre total de toutes les espèces de thrips capturés

Selon les mêmes auteurs, il existe six classes, qui sont les suivantes: eu-dominant (32,0-100%); dominante (10,0 à 31,9%); sub-dominant (3,2 à 9,9%); recedent (1,0-3,1%), sub-recedent (0,32-0,99%) et sporadique (<0,32%).

Concernant la constance, c'est le pourcentage du nombre de relevés contenant l'espèce étudiée par rapport au nombre total de relevés effectués. La constance des thrips est calculée par la formule suivante :

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

P_i = Nombre de relevés contenant l'espèce étudiée.

P = Nombre total de relevés effectués.

Une espèce est considérée Accidentelle si la constance $C\% < 25$. Accessoire: si $25\% \leq C\% \leq 50\%$. Régulière: si $50\% \leq C\% \leq 75\%$. Constante: si $75\% \leq C\% \leq 100\%$. Omniprésente: si $C\% = 100\%$ (Dajoz 1971).

Les données collectées de l'échantillonnage ont été transformées en utilisant le logarithme naturel $\ln(x + 1)$ avant l'analyse statistique. Une analyse Anova a été réalisée pour déterminer la signification, puis un test LSD (*Least Significant Difference*) a été utilisé pour séparer les moyennes à $p < 0,05$. La relation entre les thrips récoltés sur les fleurs et les pièges bleus adhésifs des différents cultivars a été réalisée avec la corrélation de Pearson; la valeur de p est déterminée. Les analyses de données ont été effectuées en utilisant Statistica 6 StatSoft, Inc. 1984-2003.

CHAPITRE 6

RESULTATS ET INTERPRETATIONS

1. Diversité biologique de la population de thrips

1.1 N’Fidhet Elrragma (Ain Naga)

1.1.1 Sur courgette variété *Hiba*

Dans la présente étude, la plupart des spécimens collectés ont été identifiés jusqu’à l’espèce. Cependant, au cours de l’étude de la diversité biologique des Thysanoptères sur la culture de courgette (Cucurbitacées) sous serre, les résultats ont révélé la présence de sept espèces de thrips appartenant aux deux sous ordres bien connus, les Terebrantia et Tubulifera. Ils sont représentés par trois familles qui sont, les Thripidae, Aeolothripidae et Phlaeothripidae (Tableau 9).

Durant l’étude, effectuée entre le 4 janvier et le 15 mars 2015, 33 individus de thrips ont été récoltés sur courgette à partir des différents pièges utilisés (pièges à eau bleu, fleurs et secouage des feuilles). Parmi ces thrips, une espèce très importante sur le plan économique a été notée, il s’agit de *Frankliniella occidentalis*. C’est une espèce très polyphage, elle se développe sur de nombreuses plantes cultivées et sauvages, en plus de sa faculté de transmettre des *Orthotospovirus* aux plantes. Les thrips térébrants représentent une part importante parmi les thrips capturés avec un taux de 87,88% dont 84,85% se trouvent dans la famille des Thripidae ; les espèces restantes appartiennent au sous ordre des tubulifères (12,12%).

Tableau 9

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de courgette variété *Hiba* à N’Fidhet Elrragma

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odonthrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips angusticeps</i> (Uzel, 1895)
			<i>Chirothrips manicatus</i> (Haliday, 1836)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)
Tubulifera	Phlaeothripidae		<i>Haplothrips</i> sp. (Amyot et Serville, 1843)
			<i>Bolothrips icarus</i> (Uzel, 1895)

1.1.2 Sur melon variété *Star plus*

Idem pour la culture de melon, sept espèces de thrips sont récoltées sous serre. Cependant, la majorité des espèces de thrips térébrants identifiées appartiennent aux Thripidae, Melanthripidae et Aeolothripidae. Toutefois une seule famille forme le sous ordre des tubulifères (Tableau 10).

Les thrips térébrants constituent la pluparts des espèces collectées durant l’étude avec un taux de 97,90%. La part des espèces que représente les tubulifères est très faible (2,10%). Les Thripidées constituent la majorité des thrips identifiés (95,38%). Durant la culture de melon, 238 spécimens de thrips ont pu être récoltés. Parmi ces espèces, il a été noté la présence de *F. occidentalis*, une espèce très polyphage et vectrice d’*Orthotospovirus*.

Tableau 10

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon var. *Star plus* à N'Fidhet Elrragma

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips angusticeps</i> (Uzel, 1895)
	Tubulifera	Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)
		Phlaeothripidae	<i>Haplothrips sp.</i> (Amyot et Serville, 1843) <i>Bolothrips icarus</i> (Uzel, 1895)

1.2 Garta (Sidi Okba)

1.2.1 Sur melon variété *DRM*

Le tableau suivant présente la diversité biologique des thrips collectés sur la culture de melon variété *DRM* sous serre à Garta.

La plupart des spécimens collectés particulièrement les espèces térébrants, ont été identifiés jusqu'à l'espèce à l'exception des espèces tubulifères. L'étude de la diversité biologique des thrips sur la culture de melon variété *DRM* sous serre a montré la présence de six espèces réparties en trois familles à savoir, la famille des Thripidae, des Melanthripidae et des Aeolothripidae. Cependant, durant la période d'étude qui s'est déroulée entre le 2 février et le 1 juin 2017, 6060 individus de thrips sont recueillis des différentes méthodes d'échantillonnage. L'étude a montré également la présence d'une espèce d'intérêt économique sur la culture de melon, il s'agit de l'espèce vectrice des *Orthospovirus F. occidentalis*. Le taux des thrips térébrants récoltés est évalué à 99,73% dont 99,62% sont des espèces appartenant à la famille des Thripidae, 0,11% aux Melanthripidae et enfin 0,26% à la famille des Aeolothripidae. Les espèces tubulifères comptent pour 0,26% du total des thrips collectés.

Tableau 11

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon variété *DRM* à Garta

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758) <i>Chirothrips manicatus</i> (Haliday, 1836)
	Tubulifera	Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)
		Famille ind.	<i>Espèces ind.</i>

1.3 Oued Beraze (Ain Naga)

1.3.1 Sur melon variété *Star plus*

Le tableau 12 présente la diversité biologique des thrips collectés sur melon variété *Star plus* sous serre à Oued Beraze. La plupart des spécimens collectés ont été identifiés jusqu'à l'espèce à l'exception des espèces tubulifères qui n'ont pas été identifiées pour diverses raisons.

A Oued Beraze, les résultats de l'étude de la diversité des Thysanoptères sur la variété *Star plus* de la culture du melon (Cucurbitacées) sous serre, ont révélé la présence de six espèces de thrips réparties en trois familles qui sont, les Thripidae, Aeolothripidae, Melanthripidae (Tableau 12). Cependant, au cours de l'étude qui s'est déroulée entre le 2 février et le 18 mai 2017, 984 individus de thrips ont été récoltés sur *Star plus* provenant des différents pièges utilisés (pièges bleu à eau, fleurs et secouage des feuilles). Parmi les thrips récoltés, une espèce d'importance économique a été identifiée, il s'agit de *F. occidentalis*. C'est une espèce qui peut infliger d'importants dommages en plus des *Orthospovirus* qu'elle peut transmettre aux plantes. Les thrips térébrants représentent un taux de 98,59% des thrips capturés dont 98,98% appartiennent à la famille des Thripidae, 0,10% Melanthripidae et 0,91% Aeolothripidae. Moins 2% des thrips collectés forment le sous ordre des tubulifères.

Tableau 12

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. *Star plus*) à Oued Beraze

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Chirothrips manicatus</i> (Haliday, 1836)
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)

1.3.2 Sur melon variété *DRM*

Le tableau 13 présente la diversité des thrips collectés sur melon variété *DRM* sous serre à Oued Beraze. Les individus térébrants recueillis des différents pièges sont identifiés jusqu'au niveau de l'espèce. Sur la variété *DRM* (Tableau 12), l'étude de la diversité des thrips a révélé la présence de cinq espèces répartis en trois familles dont la plus représentée est la famille des Thripidae avec un taux de 97,55%. Alors que les thrips appartenant à la famille des Aeolothripidae et Melanthripidae ne représentent respectivement que 2,35% et 0,09% de l'ensemble des thrips récoltés. Durant toujours la même période d'étude, 1044 individus de thrips ont été récoltés sur *DRM*. Le redoutable ravageur *F. occidentalis* est présent sur cette variété également. Pareillement, sur cette variété un taux important de thrips térébrants est noté, il est évalué à 97,89%. Cependant, les thrips tubulifères sont faiblement représentés (2,10%).

Tableau 13

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. *DRM*) à Oued Beraze

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)
			Melanthripidae
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)

1.3.3 Sur melon variété *Mimosa*

Le tableau 14 présente la diversité des thrips récoltés sur melon variété *Mimosa* sous serre à Oued Beraze.

Les spécimens térébrants issues des différentes méthodes de récolte sont identifiés jusqu'à l'espèce. Cependant, l'étude de la diversité des thrips a montré la présence de six espèces répartis en trois familles. La famille des Thripidae compte le plus grand nombre d'espèces avec un taux de 94,91%, suivi des Aeolothripidae (4,07%) et enfin les Melanthripidae avec un taux très faible de 1,01%. Entre le 23 février et le 18 mai 2017, 607 individus de thrips ont pu être récoltés sur la variété *Mimosa*. Deux espèces d'intérêt économique et vectrices d'*Orthotospovirus* sont notées, il s'agit de *F. occidentalis* et *Thrips tabaci*. Le nombre de thrips térébrants, évalué à 97,19%, est très important par rapport à celui des tubulifères qui sont nettement faibles (2,80%).

Tableau 14

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon (var. *Mimosa*) à Oued Beraze

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Thrips tabaci</i> (Lindeman, 1889)
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)

1.4 Fidh Sala (Ain Naga)

1.4.1 Sur concombre variété *Sushi*

La diversité des Thysanoptères collectés sur la culture de concombre variété *Sushi* sous serre à Fidh Sala sont indiqués dans le tableau suivant. Les spécimens de thrips récupérés à partir des différents pièges et méthodes utilisées ont été identifiés jusqu'à l'espèce.

Sur la culture de concombre, trois espèces de thrips ont été identifiées et classées dans les familles des Thripidae et Melanthripidae. Cependant, l'espèce d'intérêt économique *F. occidentalis* a été également rencontrée sur le concombre. Les thrips ont été recueillis entre le 11 novembre 2017 et le 24 février 2018, leurs nombres s'élevaient à 177 individus toutes les méthodes de capture confondues. Toutes les espèces récupérées appartiennent au groupe des térébrants. Toutefois, les tubulifères n'ayant pas été rencontrés. Les thrips Thripidae forment la majorité des spécimens recouverts avec un taux de 92,66%, alors que les thrips Melanthripidae n'en comptent que 7,34%.

Tableau 15

Diversité des espèces de thrips récupérées dans la serre de concombre variété *Sushi* à Fidh Sala

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Salzer, 1776)

1.5 Zemoura (M'ziraa)

1.5.1 Sur pastèque variété *Nadou*

Le tableau 16 présente la diversité des thrips collectés sur pastèque variété *Nadou* sous serre à Zemoura. Les thrips récupérés à partir des différents pièges et méthodes de récolte utilisées ont été identifiés jusqu'à l'espèce.

L'étude de la diversité des populations de Thysanoptères sur la culture de pastèque variété *Nadou* sous serre canarienne a révélé qu'il existe neuf espèces de thrips. C'est la culture la plus riche en espèces. Ils sont répartis dans trois familles de thrips térébrants et une famille tubulifère (Tableau 16). Le nombre de spécimens appartenant aux Thripidae domine l'ensemble des thrips récoltés avec un fort taux estimé à 99,08%. Les thrips composant les familles de Melanthripidae et Aeolothripidae sont faiblement représentés, ils comptent pour respectivement 0,17% et 0,74%. Durant l'étude entreprise entre le 22 mars et le 21 mai 2018, un effectif total de 2298 individus de thrips a pu être récupéré des pièges et des différentes méthodes d'échantillonnages utilisées sur pastèque sous serre. Toutefois, le dangereux ravageur *F. occidentalis* est présent sur la culture de pastèque. Il faut signaler également l'apparition de deux nouvelles espèces dans ce site (absentes dans les autres sites), il s'agit de *Aptinothrips stylifer* et *Hercinothrips bicinctus*. Les thrips térébrants composent la majeure partie des thrips capturés avec un taux de 99,95%. Les thrips appartenant aux tubulifères ne comptent que 0,04% de l'ensemble des thrips échantillonnés.

Tableau 16

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de pastèque variété *Nadou* à Zemoura

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)
			<i>Chirothrips manicatus</i> (Haliday, 1836)
			<i>Aptinothrips stylifer</i> (Trybom, 1894)
			<i>Hercinothrips bicinctus</i> (Bagnall, 1919)
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)
		Tubulifera	Phlaeothripidae

1.6 Exploitation Serroui Tahar (M'ziraa)

1.6.1 Sur courgette variété *Nour*

Les Thysanoptères récoltés à partir des différentes méthodes et pièges sur la culture de courgette sont mentionnés dans le tableau 17.

Au cours de l'étude de la diversité biologique des thrips qui s'est étalée entre le 17 mars 2016 et le 2 mars 2017 dans l'exploitation de Serroui T. sur la variété *Nour*, les résultats ont révélé la présence de trois espèces de thrips. Toutes les espèces identifiées appartiennent à la famille des Thripidae et à l'ordre des Terebrantia. Cependant, 650 spécimens de thrips ont été collectés dont une espèce d'intérêt économique, il s'agit de *F. occidentalis*.

Tableau 17

Diversité des espèces de thrips prélevées dans la serre de courgette variété *Nour* dans l'Exploitation Serroui T.

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895) <i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852) <i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)

1.7 Makam El Chahid (M'ziraa)

1.7.1 Sur melon variété *Star plus*

La diversité des Thysanoptères collectés sur melon variété *Star plus* sous serre à Makam El Chahid sont présentés dans le tableau suivant. Les spécimens de thrips recouverts à partir des différents pièges et méthodes utilisées ont été montés entre lame et lamelle et identifiés jusqu'à l'espèce.

Dans cette serre, six espèces de thrips ont pu être déterminées sur la culture du melon. Elles sont réparties entre quatre familles dont trois appartiennent au sous ordre des Terebrantia et une au Tubulifera. Faisant partie des espèces identifiées, *F. occidentalis* est considérée comme une espèce d'intérêt économique, très dangereuse pour les plantes pour ses dommages directs et indirects dus à leur transmission des *Orthotospovirus*.

Durant le déroulement de l'étude qui s'est étalée du 9 mars au 15 juin 2017, 1345 individus de thrips ont été récoltés sur la variété *Star plus*. La majorité des Thysanoptères récoltés appartiennent au groupe des térébrants avec un taux de 99,77%. Les tubulifères sont représentés par une seule espèce de la famille de Phlaeothripidae (*Bolothrips icarus*) avec un taux de 0,22%. Les espèces Thripidae comptent 98,81% des thrips recueillis, alors que les espèces Melanthripidae et Aeolothripidae sont évaluées respectivement à un taux de 0,07% et 1,12%.

Tableau 18

Diversité des espèces de thrips rencontrées dans la serre de melon variété *Star plus* à Makam El Chahid

Ordre	Sous-Ordre	Famille	Espèce
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895) <i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852) <i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)
	Tubulifera	Phlaeothripidae	<i>Bolothrips icarus</i> (Uzel, 1895)

2. Diversité biologique générale des thrips

2.1 Sur les cultures étudiées

La diversité des Thysanoptères collectés sur les différentes cultures de Cucurbitacées dans les différents sites d'étude sont repris dans le tableau 19. La majorité des thrips ont été identifiés jusqu'à l'espèce à l'exception de quelques thrips tubulifères.

Un total de 13446 individus appartenant aux deux sous ordres bien connus de thrips (Terebrantia et Tubulifera) a été recueilli à partir des différentes méthodes d'échantillonnage (secouage des feuilles et récupération des fleurs) et pièges utilisés (piège bleu à eau). Parmi les individus capturés, la part des thrips térébrants restent très importante avec un taux de 99,36%, alors que les tubulifères ne sont représentés que par 0,64% de l'ensemble des thrips capturés. La présente étude, a mis en évidence 12 espèces de thrips sur l'ensemble des cultures, comprenant deux espèces très polyphages d'importance économique, qui sont *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*. Cependant, *F. occidentalis* est présente en nombre important sur toutes les cultures. Dans le sous ordre des Terebrantia, la majorité des espèces inventoriées appartiennent à la famille des Thripidae avec un taux de 98,91%. Les familles de Melanthripidae et Aeolothripidae représentent moins de 1% (0,25% et 0,83% respectivement).

Tableau 19

Diversité biologique des thrips récoltés sur toutes les cultures de Cucurbitacées confondues dans les différentes serres d'étude

Ordre	S/Ordre	Famille	Espèces	Localisation des serres d'étude							
				G.	O.B.	F.S.	Z.	E.S.T.	M.C.	N.R.	
Thysanoptera	Terebrantia	Thripidae	<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande, 1895)	x	x	x	x	x	x	x	x
			<i>Odontothrips loti</i> (Haliday, 1852)	x	x	x	x	x	x	x	x
			<i>Thrips angusticeps</i> (Uzel, 1895)	-	-	-	-	-	-	-	-
			<i>Chirothrips manicatus</i> (Haliday, 1836)	x	x	-	x	-	-	-	x
			<i>Thrips minutissimus</i> (Linnaeus, 1758)	x	x	-	x	x	x	x	-
			<i>Thrips tabaci</i> (Lindeman, 1889)	-	x	-	-	-	-	-	-
			<i>Aptinothrips stylifer</i> (Trybom, 1894)	-	-	-	x	-	-	-	-
			<i>Hercinothrips bicinctus</i> (Bagnall, 1919)	-	-	-	x	-	-	-	-
		Melanthripidae	<i>Melanthrips fuscus</i> (Sulzer, 1776)	x	x	x	x	-	-	x	x
		Aeolothripidae	<i>Aeolothrips intermedius</i> (Bagnall, 1934)	x	x	-	x	-	-	x	x
		Phlaeothripidae	<i>Haplothrips</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	x
			<i>Bolothrips icarus</i> (Uzel, 1895)	-	-	-	x	-	-	x	x

(G.) Garta; (O.B.) Oued Beraze; (F.S.) Fidh Sala; (Z.) Zemoura; (E.S.T.) Exploitation Serrauoui Tahar; (M.C.) Makam El Chahid; (N.R.) N'Fidhet Elrragma
(x) présence et (-) absence de thrips

2.2 Sur les mauvaises herbes

Les espèces de mauvaises herbes et de thrips récoltées et identifiées dans ces deux serres sont répertoriées dans le tableau 20.

L'abondance des mauvaises herbes associées à ces cultures n'a pas été étudiée (concombre, pastèque), cependant, les mauvaises herbes consignées dans le tableau étaient les plus prédominantes et les fleurs étaient le plus souvent disponibles. Au total, sept espèces appartenant à quatre familles botaniques (Asteraceae, Amaranthaceae, Brassicaceae, Boraginaceae) ont été recensées. Une faible abondance de mauvaises herbes et de thrips à Fidh Sala a été observée contrairement à Zemoura où ils sont plus importants. Cette faible abondance des thrips à Fidh Sala peut être liée aux basses températures pendant le cycle du concombre, en plus du paillage plastique utilisé dans cette serre. Alors que, l'absence de paillage et les températures élevées dans la serre de Zemoura ont favorisé le développement des mauvaises herbes et augmenté la diversité des thrips.

Selon l'étude, cinq espèces de thrips réparties en trois familles ont été identifiées. Parmi les espèces récoltées, plusieurs sont en commun entre les deux serres. Certaines espèces de mauvaises herbes n'ont pas enregistré la présence de thrips dans les deux serres (Tableau 20).

Tableau 20

Liste des mauvaises herbes hôtes, associées à la culture de concombre à Fidh Sala et la pastèque à Zemoura (Biskra)

Plantes hôtes	Espèces de thrips				
	F. o.	O. I.	M. f.	T. m.	A. i.
Fidh Sala					
<i>Moricandia arvensis</i>	+	+	+	+	+
<i>Sinapis arvensis</i>	+	-	+	+	-
Zemoura					
<i>Heliotropium europaeum</i>	+	-	-	+	-
<i>Otoglyphis pubescens</i>	+	-	-	+	+
<i>Moricandia arvensis</i>	+	+	+	+	+
<i>Sinapis arvensis</i>	+	+	+	+	-
<i>Amaranthus hybridus</i>	+	-	-	+	-
<i>Launea nudiculis</i>	+	-	-	+	-
<i>Sonchus oleraceus</i>	+	-	-	+	-

(F.o.) *Frankliniella occidentalis* ; (O.I.) *Odontothrips loti*; (T.m.) *Thrips minutissimus*; (M.f.) *Melanthrips fuscus*; (A.i.) *Aeolothrips intermedius*

2.3 Interprétation

L'étude a été entreprise afin d'améliorer les connaissances sur les thrips des agro-systèmes à Biskra, dont la production de légumes en frais contribue à l'approvisionnement du marché national à hauteur de 30%. Cependant, connaître les espèces de thrips qui habitent un agro-écosystème est fondamental pour construire un programme de lutte efficace

contre ces ravageurs (Mirab-balou et al. 2017). La présente étude a mis en évidence l'existence entre trois et neuf espèces de thrips selon les cultures. Cependant, la composition spécifique des thrips collectés dans les différentes stations est quasiment similaire. Au total, ce sont 12 espèces qui ont été identifiées (toutes les cultures confondues) dont deux espèces dangereuses sur le plan économique; il s'agit de *F. occidentalis* et *T. tabaci*. Ces espèces causent d'importants dommages directs aux plantes en plus de la transmission des *Orthospovirus* (Reitz 2009; Gill et al. 2015). *F. occidentalis* est rencontré sur toutes les cultures, alors que *T. tabaci* a été enregistré uniquement sur melon var. *Mimosa* à Oued Beraze. Ces ravageurs ont été signalés en continu sur plusieurs espèces végétales de décembre à avril en Corée (Lee et al. 2001). A Bejaia (côte est d'Algérie), *F. occidentalis* est noté sur les cultures de concombre et piment (Oudjiane et al. 2018), haricot vert au Kenya (Kasina et al. 2009) et concombre en Corée (Park et al. 2009). Benmessaoud-Boukhalfa et al. (2010) ont répertorié cinq espèces de thrips dans la partie côtière d'Alger, comprenant deux espèces en commun avec cette étude (*F. occidentalis*, *O. loti*). Alors que Razi et al. (2013) ont répertorié sept espèces de thrips sur fève dans différents lieux à Biskra. Cinq espèces sont communes entre ces deux études; il s'agit de *F. occidentalis*, *O. loti*, *A. intermedius*, *T. angusticeps* et *M. fuscus*. A Zeralda (côte ouest d'Alger), Djebara et al. (2019) ont enregistré les deux ravageurs économiquement importants *F. occidentalis* et *T. tabaci* dans les serres de tomates. Dans un verger d'agrumes en Tunisie, Belaam, Boulahia-Kheder (2012) ont pu identifier treize espèces de thrips, dont quatre en commun avec cette étude (*F. occidentalis*, *T. angusticeps*, *T. tabaci* et *M. fuscus*). Sur les fleurs et inflorescences de 37 espèces d'herbes, Pobożniak, Sobolewska (2011) ont noté 22 espèces de thrips ; 16 espèces ont été identifiées appartenant à dix genres et quatre familles sur l'érable de Montpellier *Acer monspessulanum* (Mirab-balou et al. 2019). Cette différence en nombre de thrips inventoriés est liée selon Mirab-balou et al. (2019) aux plantes hôtes, les conditions climatiques, la méthode d'échantillonnage et la durée de l'étude.

Frankliniella occidentalis et *Odontothrips loti* se retrouvent sur toutes les cultures de Cucurbitacées et dans tous les sites d'étude.

Les espèces de thrips récoltées sur les différentes variétés de Cucurbitacées et dans les différents sites se répartissent en quatre familles dont la plus riche en espèce est la famille des Thripidae. Cependant, la plupart des thrips récoltés sont phytophages, alors que *A. intermedius* est considéré comme un thrips prédateur (Pobozniak 2011) et *Bolothrips icarus* fongivore (Marullo, De Grazia 2013).

Les espèces de thrips récupérées dans les serres de Fidh Sala et Zemoura habitent non seulement les plantes cultivées mais aussi les mauvaises herbes qui leurs sont associées. Les espèces de mauvaises herbes sont considérées comme un réservoir important pour les virus végétaux et les thrips vecteurs (González et al. 2010; Abd El-Wahab 2016), qui peuvent migrer vers les cultures végétales (González et al. 2010). Aliakbarpour, Rawi (2012) ont indiqué que les mauvaises herbes servent de source alternative de nutrition et de développement pour les thrips. Ezueh, Amusan (1988) ont signalé que la présence de mauvaises herbes augmente le nombre de thrips sur les cultures.

Les espèces de thrips récoltées dans cette étude ne sont pas toutes connues pour être des ravageurs des cultures ou causer des dommages aux plantes en général, et/ ou leurs dommages sont insignifiants. Cependant, des espèces telles que *F. occidentalis* sont

considérées comme des ravageurs d'intérêt économique dans le monde entier, peuvent causer des dommages aux cultures si leur nombre est important ou si elles sont infectées par les *Orthospovirus*. *Frankliniella occidentalis* a été rencontrée dans les deux serres et semble se développer sur toutes les plantes (cultures et mauvaises herbes). La même chose a été soulignée plus tôt par Chatzivassiliou et al. (2001).

Selon la littérature, les thrips collectés sur les mauvaises herbes associées aux cultures de concombre et pastèque sont des phytophages et des zoophages. Parmi les espèces de thrips herbivores; *F. occidentalis*, *Odontothrips loti*, *Melanthrips fuscus*, *Thrips minutissimus* (Burgess, Weegar 1988; Šmatas et al. 2013; Elimem et al. 2013; Uzun et al. 2015; Elimem et al. 2019) et zoophages comme *Aeolothrips intermedius* (Šmatas et al. 2013).

Dans l'ensemble et comme l'ont établi plusieurs auteurs, les mauvaises herbes sont un réservoir d'insectes ravageurs et de maladies virales pour les plantes cultivées. Ainsi, l'abondance et la diversité des mauvaises herbes jouent un rôle important dans la dynamique des populations de thrips (Silva et al. 2018). La présence du vecteur des *Orthospovirus F. occidentalis* dans les deux serres est une source d'inquiétude. Le contrôle des mauvaises herbes est obligatoire pour réduire l'infestation de ce ravageur et éviter sa migration vers les cultures. La lutte contre les mauvaises herbes doit faire partie d'une approche intégrée de lutte antiparasitaire pour lutter non seulement contre les mauvaises herbes, mais aussi contre les thrips et les virus.

Sous ordre Terebrantia

Famille Thripidae (Stevens, 1829)

Genre *Frankliniella* (Karny, 1910)

Selon Wang et al. (2019b), plus de 270 espèces sont répertoriées dans le genre *Frankliniella* à travers le monde. Ce genre est très répandu dans tous les continents, il compte d'importantes espèces d'intérêt agronomique. De nombreuses espèces sont nuisibles, généralement floricoles, ainsi que des espèces vectrices de virus végétaux, principalement des *Orthospovirus* (Bournier 2000).

➤ *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895)

Dans la présente étude, il a été noté la présence uniquement de *F. occidentalis* sur toutes les cultures sous serre de Cucurbitacées échantillonnées. Alors que Razi (2017) a mentionné deux espèces du genre *Frankliniella*, il s'agit de *F. occidentalis* et *F. intonsa* (Trybom, 1895) sur différentes cultures maraîchères. *F. occidentalis* a déjà été signalée en 2013 par Razi et al. sur *Vicia faba* et par Laamari, Houamel (2015) sur cultures maraîchères sous serre. Dans le littoral algérois, il a été collecté en plein champ sur les cultures de *Cucumis sativus* et *Cucurbita pepo* (Benmessaoud-Boukhalfa et al. 2010). Tandis que l'espèce *F. intonsa* est considérée pour la première fois dans la région de Biskra (Razi et al. 2017).

Le thrips californien *F. occidentalis* est une espèce cosmopolite, très polyphage, rencontrée sur fleurs et feuilles de milliers de plantes (Tommasini, Maini 1995; Pobożniak, Sobolewska 2011).

Genre *Thrips* (Linnaeus, 1758)

Le genre *Thrips* appartient à la famille des Thripidae. C'est la famille la plus riche en espèce parmi les térébrants. Plus de 290 espèces sont répertoriées dans ce genre à travers le monde (Mound et al. 2016). Ils sont phytophages et floricoles; largement distribués, la plupart des représentants de ce genre se développent sur une multitude de plantes aussi bien cultivées que sauvages. Certains sont responsables de dommages de grande importance économique sur les plantes cultivées. D'autres espèces, rarement rencontrées, sont monophages se développant sur une seule plante (Bournier 2000).

Sur les cultures de Cucurbitacées sous serre étudiées, seulement trois espèces du genre *Thrips* ont été collectées, il s'agit de *T. tabaci*, *T. angusticeps* et *T. minutissimus*, tandis que Razi (2017) en a mentionné la présence de sept espèces récoltées sur diverses plantes cultivées.

➔ *Thrips tabaci* (Lindeman, 1889)

Thrips tabaci est une espèce de la Méditerranée orientale, qui se rencontre actuellement partout dans le monde, mais rarement dans les régions tropicales humides (Mound 2010).

C'est une espèce polyphage, elle se développe et se reproduit sur les fleurs et feuilles de plusieurs plantes cultivées et sauvages (Bournier 2000; Pobożniak, Sobolewska 2011), cause d'important dommages aux cultures de plein champ et sous abri; elle est particulièrement nuisible sur Liliaceae (Vayssières et al. 2001). Cette espèce est considérée également comme vectrice d'*Orthotospovirus* (Gill et al. 2015).

Selon Mound et al. (2016), *T. tabaci* est connu comme ravageur de l'oignon et de l'ail. Le thrips du tabac et de l'oignon (*T. tabaci*) a été signalé précédemment sur trois cultures maraîchères sous serre (tomate, piment et poivron) à Biskra (Laamari, Houamel 2015). Cependant dans la présente étude, elle est notée uniquement sur le melon (variété *Mimosa*) à Oued Beraze ; et sur *Cucurbita pepo* en Croatie (Raspudić et al. 2009). Tandis que, Doederlein, Sites (1993) a montré que *T. tabaci* malgré sa polyphagie manifeste une forte préférence pour *Allium cepa*.

➔ *Thrips angusticeps* (Uzel, 1895)

L'étude a montré que cette espèce est présente uniquement sur la culture du melon et de courgette sous serre à N'Fidhet Elrragma. Cependant, toujours dans la même région, elle a été notée sur fève en plein champ (Laamari, Habel 2006; Razi 2017). En plus de la fève, Razi (2017) l'a signalé sur des plantes spontanées comme *Malva parviflora* et *Phalaris brachystachys*. *Thrips angusticeps* est une espèce polyphage (Ábrahám 2012; Şahin, Tezcan 2014). *T. angusticeps* connu aussi sous le nom de thrips de chou est considéré comme insecte ravageur, il cause des dommages sur les jeunes plantes de pois (Gratwick 1992), avoine (Parnea et al. 2018), sur les feuilles et les bourgeons floraux du lupin blanc (*Lupinus albus*) (Ferguson 1994), bourgeons terminaux et boutons floraux du lin (*Linum usitatissimum*) (Ferguson et al. 1997), fleurs de citrus (Belaam, Boulahia-Kheder 2012), chou blanc (Fail, Péntzes 2004), fleurs et feuilles de tomate (Eltez et al. 2006). L'espèce a été notée également sur les fleurs des arbres du cerisier (Şahin, Tezcan 2014).

➔ ***Thrips minutissimus* (Linnaeus, 1758)**

Signalée sur les jeunes pousses de vigne (Jenser 2013b), sur *Leontodon muelleri*, *Volutaria lippii*, *Cynara cardunculus*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Rapistrum rugosum*, *Vicia faba*, *Hedysarum carnosum*, *Atriplex halimus* et *Coriandrum sativum* (Razi 2017). Dans la présente étude, *T. minutissimus* est noté sur trois cultures à savoir le melon, la pastèque et la courgette. Elle appartient au groupe des thrips phytophages (Uzun et al. 2015) phyllocoles (Jenser, Szénási 2004).

Genre *Odontothrips* (Amyot & Serville, 1843)

Le genre *Odontothrips* compte 35 espèces (Thrips Wiki 2019), la plupart de la région holarctique (Masumoto 2010). Ce sont des thrips rencontrés en Europe et en Afrique du Nord, qui se nourrissent de fleurs (Pitkin 1972), dont la plupart appartiennent à la famille des Fabacées (Mirab-Balou et al. 2013). Le statut des ravageurs du genre *Odontothrips* n'est pas connue, cependant, des dommages superficiels sont causés par certaines espèces sur fleurs dont elles se nourrissent (Tyagi, Kumar 2016).

➔ ***Odontothrips loti* (Haliday, 1852)**

Odontothrips loti est une espèce floricole, oligophage, appartenant à la région holarctique (Pobożniak, Sobolewska 2011). Elle provoque sur les fleurs du trèfle blanc des décolorations et des déformations (Benmessaoud- Boukhalifa et al. 2010).

Dans cette étude, *O. loti* a été noté sur le melon, la courgette et la pastèque. Cependant, dans la même région, cette espèce a été listée auparavant par Razi (2017) sur fève. Une autre espèce voisine a été également enregistrée sur la même culture, il s'agit d'*O. confusus* (Priesner, 1926) (Laamari, Habel 2006, Razi 2017). Elle a été notée aussi sur *Cucurbita pepo* et *Cucumis sativum* à Alger (Benmessaoud- Boukhalifa et al. 2010), *Achillea millefolium*, *Medicago sativa* (Asteraceae), *Coronilla varia*, *Medicago sativa*, *Dorycnium herbaceum* (Fabaceae) (Raspudic et al. 2009).

Genre *Chirothrips* (Haliday, 1836)

Dans le genre *Chirothrips*, 42 espèces ont été recensées (Mound et al. 2016) dont la plupart se rencontrent dans la région holarctique, cependant d'autres espèces sont originaires de la région éthiopienne et néotropicale (Mound et al. 1976). Ces thrips vivent dans les fleurs des Graminées (Goldarazena, Mound 2006) où ils se reproduisent et se nymphosent (Mound, Palmer 1972, Minaei, Mound 2010).

➔ ***Chirothrips manicatus* (Haliday, 1836)**

Chirothrips manicatus est une espèce polyphage originaire de la région holarctique (Pobożniak, Sobolewska 2011). Elle se reproduit sur plusieurs plantes de la famille des Graminées (Mound et al. 2016). Cependant, dans cette étude des individus de cette espèce ont été récoltés sur la culture de melon, de pastèque et de courgette. Ils ont été notés sur *Myoporum laetum* (Scrophulariaceae), *Asphodelus refractus* (Liliaceae) par Razi (2017) à Biskra. En plus de *C. manicatus*, une autre espèce a été signalée par Razi (2017), il s'agit de *C. aculeatus*.

Chirothrips manicatus fréquente également d'autres plantes comme, l'asperge (Asparagaceae) (Masumoto 2010) et *Erigeron annuus* (Asteraceae), *Sinapis arvensis* (Brassicaceae), *Nepeta pannonica* (Lamiaceae), *Malva alcea* (Malvaceae), *Malus* sp. (Rosaceae), *Dactylis glomerata*, *Calamagrostis epigeios*, *Zea mays*, *Lolium perenne*, *Sorghum halepense*, *Sorghum bicolor*, *Festuca heterophylla*, *Deschampsia flexuosa* (Poaceae) (Raspudic et al. 2009).

Genre *Aptinothrips* (Haliday, 1836)

Aptinothrips est un genre contenant des espèces phytophages graminicoles, vivant essentiellement sur des plantes Poacées (Manu et al. 2015). Il comprend quatre espèces qui sont toutes aptères avec un corps particulièrement mince et long (Goldarazena, Mound 2006). Les espèces qui composent ce genre ont toutes une origine de la région holarctique (Palmer 1975, Mound et al. 1976). Elles se nourrissent et se reproduisent sur les feuilles de Graminées (Mound et al. 2016).

➤ ***Aptinothrips stylifer* (Trybom, 1894)**

Aptinothrips stylifer est une espèce phytophage (Karadjova, Krumov 2015) d'origine paléarctique (Mirab-balou 2013), connue pour son développement sur l'avoine, l'orge, le seigle d'hiver et le blé en Europe, Canada et aux Etats unis (Hill 1987; Šmatas 2009). Elle est rencontrée également sur d'autres plantes hormis les Poacées, elle est signalée sur *Capsella bursa-pastoris* (Brassicaceae), *Medicago sativa* (Fabaceae) et *Malva sylvestris* (Malvaceae). Cependant, dans cette étude, elle a été récoltée sur la culture de pastèque, alors que Razi (2017) l'a noté sur orge.

Genre *Hercinothrips* (Bagnall, 1932)

Le genre *Hercinothrips* est composé de neuf espèces (Mound et al. 2016) d'origine africaine (Mound 2009). Certaines d'entre elles sont rencontrées dans les serres dans les régions tempérées (Mound et al. 1976).

➤ ***Hercinothrips bicinctus* (Bagnall, 1919)**

Hercinothrips bicinctus est rencontrée sur le bananier dans la région tropicale (Hill 1987). Originaire d'Afrique (Mound 2009), actuellement elle se trouve partout dans le monde (Mound, Wells 2015). C'est une espèce hautement polyphage, elle est signalée sur *Coccinia grandis* (Cucurbitacées) (Mound et al. 2016) et elle peut se développer sur 247 plantes hôtes (Martin 2016). A Biskra, elle a été récoltée sur tomate, grenadier et figuier (Razi 2017), cependant, dans cette étude elle a été notée sur la culture de pastèque.

Famille Melanthripidae (Bagnall, 1913)

Genre *Melanthrips* (Haliday, 1836)

La famille des Melanthripidae a été nouvellement créée, elle englobe une soixantaine d'espèces répartis en quatre genres, parmi eux le genre *Melanthrips* (Hoddle et al. 2004; Minaei 2013). Ce genre se rencontre principalement dans la région paléarctique (la région tempérée nord) (Mound et al. 1976; Hoddle et al. 2004), mais aussi la région tempérée sud (Hoddle et al. 2004). Il comprend 36 espèces (Pereyra, Mound 2009) floricoles (Hoddle et al. 2004). Ils sont

souvent associés avec les crucifères (Brassicaceae) (Richards, Davies 1977). Cependant, d'autres plantes de famille différentes sont utilisées comme hôtes en plus des Crucifères qui sont les Fabaceae, Poaceae, Polygonaceae et les Rosaceae (zur Strassen 2003 cité par Pereyra, Mound 2009).

➔ ***Melanthrips fuscus* (Sulzer, 1776)**

Melanthrips fuscus est interceptée partout dans la région paléarctique, comme l'Iran, l'Europe, l'Afrique du Nord, Chypre, Palestine, Egypte (Mira-balou et al. 2011). C'est une espèce phytophage (Karadjova, Krumov 2015), elle est rencontrée dans cette étude sur les cultures de melon, pastèque et concombre. Razi (2017) l'a récolté sur plusieurs plantes spontanées/adventices (*Moricandia arvensis*, *Diplotaxis tenuifolia*, *Pseuderucaria teretifolia*, *Rapistrum rugosum*, *Diplotaxis erucoides*, *Suaeda mollis*, *Adonis annua*, *Anagallis arvensis*, *Convolvulus arvensis*) et cultivées comme *Pisum sativum*, *Vicia faba*, *Beta vulgaris*, *Coriandrum sativum*. Cependant, le même auteur a noté la présence de deux autres espèces en plus de *M. fuscus*, il s'agit de *M. pallidior* (Priesner, 1919) et *M. ficalbii* (Buffa, 1907).

Famille Aeolothripidae (Uzel, 1895)

Genre Aeolothrips (Haliday, 1836)

Cent cinq espèces sont répertoriées dans ce genre (Mound et al. 2016). Cependant, la plupart des espèces que compte le genre *Aeolothrips* sont rencontrées dans la région holarctique (Mound et al. 1976), vivant dans les fleurs, se nourrissant de pollen (Goldarazena, Mound 2006) et sont des prédateurs facultatifs (Hoddle et al. 2004; Mound et al. 2016) en consommant de petits arthropodes (Goldarazena, Mound 2006).

➔ ***Aeolothrips intermedius* (Bagnall, 1934)**

Aeolothrips intermedius est rencontrée dans la région paléarctique (Pobožniak, Sobolewska 2011). Il est considéré comme un thrips phytophage dont il passe la majeure partie de sa vie dans les fleurs des plantes hôtes en se nourrissant de leur pollen, et qui peut être un prédateur facultatif en s'attaquant aux petits arthropodes (Trdan et al. 2005; Karadjova, Krumov 2015). Raspudić et al. (2009) ont signalé la présence de cette espèce sur plusieurs plantes appartenant à différentes familles botaniques, comme la famille des Apiaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Caprifoliaceae, Chenopodiaceae, Fabaceae, Iridaceae, Papaveraceae, Poaceae, Polygonaceae, Punicaceae, Rosaceae et Solanaceae. Razi (2017) a également enregistré sa présence sur plusieurs cultures annuelles et pérennes à Biskra. Alors que, dans cette étude elle a été détectée sur melon, pastèque et courgette.

Sous ordre Tubulifera

Famille Phlaeothripidae (Uzel, 1895)

Genre Haplothrips (Amyot et Serville, 1843)

Haplothrips est le genre le plus représenté en espèce parmi l'ordre des Thysanoptera (Mound et al. 1976). Il compte 242 espèces à travers le monde (Minaei, Mound 2014). La plupart des espèces de ce genre sont des ravageurs (Reitz et al. 2011), ils se développent et se

reproduisent dans les fleurs de plusieurs plantes appartenant particulièrement à la famille des Asteraceae et Poaceae (Mound, Zapater, 2003; Mound, Matsunaga 2017), comme *Haplothrips tritici* (Kurdjumov, 1912) d'importance économique, cependant, d'autres espèces peuvent être prédatrices (Richards, Davies 1977).

➔ *Haplothrips* sp.

D'après Razi (2017), le genre *Haplothrips* est représenté par trois espèces à Biskra. Elles sont toutes phytophages, il s'agit d'*Haplothrips tritici* (Kurdjumov, 1912) récolté sur ail, fève et abricotier, *Haplothrips aculeatus* (Fabricius, 1803) relevé sur fève et *Haplothrips niger* (Osborn, 1883) sur grenadier. Cependant, dans la présente étude, le genre *Haplothrips* est noté sur la culture de melon et courgette. La détermination spécifique des espèces n'a pu être effectuée à cause de la cassure des insectes.

Genre *Bolothrips* (Priesner, 1926)

Le genre *Bolothrips* est originaire de la région holarctique avec beaucoup d'espèces rencontrées en Afrique du Sud (Mound et al. 1976). Il compte au moins 17 espèces, localisées souvent à la base des plantes de graminées et des carex (Cyperaceae) (Thrips Wiki 2020).

➔ *Bolothrips icarus* (Uzel, 1895)

Bolothrips icarus est une espèce tubulifères, très répandu en Europe, elle a été introduite jusqu'en Amérique du Nord (Mound 1974, Vierbergen 2004). C'est une espèce fongivore, vivant sur les graminées en décomposition (Vierbergen 2004). Cependant, dans cette étude *B. icarus* est récoltés sur les cultures de melon, pastèque et courgette. D'autres cultures sont signalées abritant l'espèce à Biskra, comme la tomate, piment, aubergine, oignon, fève, haricot, orge, blé, figuier, olivier et palmier dattier (Razi 2017), *Melandrium album* (Caryophyllaceae), *Mentha pulegium* (Lamiaceae), *Malva sylvestris* (Malvaceae), *Plantago altissima* (Plantaginaceae), *Festuca heterophylla* (Poaceae) et *Clematis flammula* (Ranunculaceae) en Croatie (Raspudic et al. 2009).

3. Dominance de *Frankliniella occidentalis*

La dominance de *F. occidentalis* sous serre sur chaque culture de Cucurbitacée est consignée dans le tableau 21. D'après le tableau, *Frankliniella occidentalis* est dominante sur toutes les cultures étudiées. La dominance la plus importante est notée à Garta sur la culture de melon (cv. DRM). Cependant, à N'Fidhet Elrragma sur la culture de courgette (cv. Hiba) ils sont moins abondants. A N'Fidhet Elrragma, en dépit du statut dominant de *F. occidentalis*, sa présence dans la serre de courgette variété Hiba est accidentelle (C%= 18,18%). Alors que sur le melon (cv *Star plus*), il est omniprésent (C%= 100%). De même que sur la culture de melon (cv *Star plus*) à Makam El Chahid et la pastèque (cv *Nadou*) à Zemoura.

Sur le melon variété DRM à Garta (C%= 80%), *Star plus* (C%= 90,91%), DRM (C%= 84,62%) et *Mimosa* (C%= 83,33%) à Oued Beraze, la présence du thrips californien dans les échantillons est constante. Cependant, Sur la culture de concombre variété *Sushi* (C%= 75%) et sur la courgette variété *Nour* (C%= 53,85%) dans la serre de Serroui T., la présence de *F. occidentalis* est régulière.

Tableau 21Dominance de *Frankliniella occidentalis* dans les serres sur les différentes cultures étudiées

Site d'étude	Culture	Nbr F. <i>occidentalis</i>	Dominance (%)	Statut
N'Fidhet Elrragma	Melon cv. <i>Star plus</i>	201	84,45	Eudominant
	Courgette cv. <i>Hiba</i>	7	18,92	Dominant
Garta	Melon cv. <i>DRM</i>	5948	98,90	Eudominant
Oued Beraze	Melon cv. <i>Star plus</i>	829	83,07	Eudominant
	Melon cv. <i>DRM</i>	850	81,42	Eudominant
	Melon cv. <i>Mimosa</i>	518	84,78	Eudominant
Fidh Sala	Concombre cv. <i>Sushi</i>	159	89,83	Eudominant
Zemoura	Pastèque cv. <i>Nadou</i>	2213	96,22	Eudominant
Expl. Serroui T.	Courgette cv. <i>Nour</i>	548	84,31	Eudominant
Makam El Chahid	Melon cv. <i>Star plus</i>	1333	97,66	Eudominant
Total		12606		

4.1 Dominance des autres espèces de thrips par site d'étude

4.1 N'Fidhet Elrragma (Ain Naga)

4.1.1 Sur courgette variété *Hiba*

Le nombre total de thrips capturés dans la serre de courgette est faible (37 individus). Toutefois, la majeure partie des espèces que compose l'échantillon sont des thrips térébrants.

Trois espèces de thrips térébrants et une espèce tubulifère semblent dominer sur la culture de courgette sous serre, il s'agit de *Frankliniella occidentalis*, *Odontothrips loti*, *Thrips angusticeps* et *Haplothrips* sp.. Cependant, la dominance de *Chirothrips manicatus* et *Aeolothrips intermedius* est moins significatif (Tableau 22).

Le calcul de la constance a montré que la présence de *O. loti* sur la culture de courgette est régulière (C%= 54,55%), accessoire pour *T. angusticeps* (C%= 27,27%) et les espèces de tubulifères (C%= 27,27%). Alors que pour *C. manicatus* et *A. intermedius* leur présence est accidentelle.

Tableau 22Dominance des espèces de thrips sur la culture de courgette cv *Hiba* sous serre à N'Fidhet Elrragma

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	7	18,92	Dominant
<i>Odontothrips loti</i>	12	32,43	Eudominant
<i>Thrips angusticeps</i>	8	21,62	Dominant
<i>Chirothrips manicatus</i>	1	2,70	Recedent
<i>Aeolothrips intermedius</i>	1	2,70	Recedent
Tubulifères	8	21,62	Dominant
Total	37	99,99	

4.1.2 Sur melon variété *Star plus*

Sur un total de 238 individus de thrips capturés sur la culture du melon variété *Star plus* à N'Fidhet Elrragma, *F. occidentalis* reste l'espèce la plus dominante suivi par *O. loti*. Les autres

espèces présentent des taux faibles. Un taux de 3,36% est noté pour les espèces tubulifères (Tableau 23). Cependant, la constance calculée révèle que la présence des thrips *T. angusticeps*, *O. loti* et *A. intermedius* sur la culture de melon est accessoire (C%= 42,86%). De même que pour les tubulifères. Alors que *M. fuscus* sa présence est accidentelle.

Tableau 23

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *Star plus* sous serre à N'Fidhet Elrragma

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	201	84,45	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	18	7,56	Subdominant
<i>Thrips angusticeps</i>	8	3,36	Subdominant
<i>Melanthrips fuscus</i>	1	0,42	Subrecedent
<i>Aeolothrips intermedius</i>	5	2,10	Recedent
Tubulifères	8	3,36	Subdominant
Total	238	99,99	

4.2 Garta (Sidi Okba)

4.2.1 Sur melon variété *DRM*

Dans la serre de melon variété *DRM*, 6014 individus de thrips ont été interceptés dont l'espèce la plus importante est *F. occidentalis*. Le reste des térébrants et les espèces tubulifères présentes ont une faible présence (Tableau 24).

Sur la culture de melon à Garta, la présence de *O. loti*, *T. minutissimus* est accidentelle (C%= 13,33%), alors qu'elle est accessoire pour *A. intermedius* (C%= 26,67%) et thrips tubulifères (C%= 40%).

Tableau 24

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *DRM* sous serre à Garta

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	5948	98,90	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	7	0,12	Sporadique
<i>Thrips minutissimus</i>	16	0,26	Sporadique
<i>Melanthrips fuscus</i>	7	0,12	Sporadique
<i>Aeolothrips intermedius</i>	16	0,26	Sporadique
<i>Chirothrips manicatus</i>	4	0,07	Sporadique
Tubulifères	16	0,26	Sporadique
Total	6014	99,99	

4.3 Oued Beraze (Ain Naga)

4.3.1 Sur melon variété *Star plus*

La population de *F. occidentalis* (espèce dominante) est l'espèce la plus commune parmi les thrips sur la culture du melon cv *Star plus*. Elle est représentée par plus de 83% sur un total de thrips capturés de 829 individus. Suivi par *T. minutissimus* comme espèce dominante (13,6%). Le taux des thrips térébrants restant oscille entre 0,10 et 0,90% (sporadique- subrecedent).

Cependant, les thrips tubulifères sont faiblement représentés sur la culture de melon cv *Star plus* (Tableau 25).

A Oued Beraze, sur la culture de melon variété *Star plus*, la constance calculée pour *O. loti* et *M. fuscus* est nulle (les deux espèces absentes sur la culture). Cependant, la présence de *T. minutissimus* est régulière (C%= 54,55%), accidentelle pour *A. intermedius* (C%= 9,09%) et *C. manicatus* (C%= 18,18%). La présence des thrips tubulifères sur cette variété est accessoire (C%= 45,46%).

Tableau 25

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *Star plus* sous serre à Oued Beraze

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	829	83,07	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	7	0,70	Subrecedent
<i>Thrips minutissimus</i>	136	13,63	Dominant
<i>Chirothrips manicatus</i>	2	0,20	Sporadique
<i>Melanthrips fuscus</i>	1	0,10	Sporadique
<i>Aeolothrips intermedius</i>	9	0,90	Subrecedent
Tubulifères	14	1,40	Recedent
Total	998	100	

4.3.2 Sur melon variété *DRM*

Sur la variété *DRM*, le thrips californien domine avec un taux élevé, suivi par l'espèce *Thrips minutissimus*. Le reste des thrips térébrants représente un très faible taux. Toutefois, un seul spécimen de *M. fuscus* a été collecté sur la variété *Star plus* (0,10%- sporadique).

Les thrips tubulifères représentent un pourcentage de 2,11% des thrips récoltés sur cette variété (Tableau 26).

En dépit du statut de dominant de *T. minutissimus*, sa présence sur la variété *DRM* est accessoire (C%= 38,46%). La même chose est constatée pour *A. intermedius* (C%= 30,77%) et les thrips tubulifères (C%= 46,15%). Cependant, *O. loti* et *M. fuscus* se trouvent accidentellement sur la culture de melon variété *DRM*.

Tableau 26

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *DRM* sous serre à Oued Beraze

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	850	81,42	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	5	0,48	Subrecedent
<i>Thrips minutissimus</i>	142	13,60	Dominant
<i>Melanthrips fuscus</i>	1	0,10	Sporadique
<i>Aeolothrips intermedius</i>	24	2,30	Recedent
Tubulifères	22	2,11	Recedent
Total	1044	100	

4.3.3 Sur melon variété *Mimosa*

Sur la variété *Mimosa*, le thrips californien *F. occidentalis* domine toujours suivi de *Thrips minutissimus* avec un coefficient de dominance de 6,38%. Le reste des espèces térébrantes est faiblement représentées. Cependant, quelques individus de thrips du tabac et de l'oignon *T. tabaci* (0,85%) n'ont été recouverts uniquement sur le cultivar *Mimosa*.

Toutefois, quelques individus de thrips tubulifères indéterminés sont notés, avec un taux faible par rapport aux thrips térébrants (Tableau 27). Sur la culture de melon variété *Mimosa*, *T. tabaci* et *M. fuscus* sont absentes. Cependant la présence de *T. minutissimus* (C%= 25%) et les thrips tubulifères (C%= 41,67%) sur cette variété est accessoire, alors que *O. loti* (C%= 8,33%) et *A. intermedius* (C%= 8,33%) est accidentelle.

Tableau 27

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *Mimosa* sous serre à Oued Beraze

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	518	84,78	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	2	0,33	Subrecedent
<i>Thrips minutissimus</i>	39	6,38	Subdominant
<i>Thrips tabaci</i>	5	0,82	Subrecedent
<i>Melanthrips fuscus</i>	6	0,98	Subrecedent
<i>Aeolothrips intermedius</i>	24	3,93	Subdominant
Tubulifères	17	2,78	Recedent
Total	611	100	

4.4 Fidh Sala (Ain Naga)

4.4.1 Sur concombre variété *Sushi*

Le site de Fidh Sala contient moins d'espèces de thrips. *Frankliniella occidentalis* est l'espèce la plus dominante sur la culture du concombre suivi par l'espèce *Melanthrips fuscus*. *Odontothrips loti* est moins abondante que les deux autres espèces (Tableau 28).

A Fidh Sala, sur la culture de concombre variété *Sushi*, la présence du thrips *M. fuscus* est accessoire (C%= 31,25%) et accidentelle (C%= 6,25%) pour *O. loti*.

Tableau 28

Dominance des espèces de thrips sur la culture de concombre cv *Sushi* sous serre à Fidh Sala

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	159	89,83	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	5	2,82	Recedent
<i>Melanthrips fuscus</i>	13	7,32	Subdominant
Total	177	99,99	

4.5 Zemoura (M'ziraa)

4.5.1 Sur pastèque variété *Nadou*

Sur la culture de pastèque variété *Nadou*, le thrips californien *F. occidentalis* est fortement dominant suivi avec un taux faible de *Thrips minutissimus*. Cette culture est très riche en

espèce. Cependant, ils sont représentés par de faible taux (la plus part des espèces sont sporadiques). Un seul individu tubulifère (*Bolothrips icarus*) est récolté durant l'étude sur la culture de pastèque (Tableau 29).

Le calcul de la constance pour les thrips récoltés à Zemoura sur la culture de pastèque variété *Nadou* montre que la présence de *T. minutissimus* est accessoire (C%= 30%), *A. intermedius* (C%= 10%), *M. fuscus* (C%= 10%), *C. manicatus* (C%= 20%) et *Aptinothrips stylifer* (C%= 20%) est accidentelle. Alors que, *O. loti* et *H. bicinctus* sont absentes sur la culture.

Tableau 29

Dominance des espèces de thrips sur la culture de pastèque cv *Nadou* sous serre à Zemoura

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	2213	96,22	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	3	0,13	Sporadique
<i>Thrips minutissimus</i>	50	2,17	Recedent
<i>Chirothrips manicatus</i>	3	0,13	Sporadique
<i>Aptinothrips stylifer</i>	3	0,13	Sporadique
<i>Hercinothrips bicinctus</i>	5	0,22	Sporadique
<i>Melanthrips fuscus</i>	4	0,17	Sporadique
<i>Aeolothrips intermedius</i>	18	0,78	Subrecedent
<i>Bolothrips icarus</i>	1	0,04	Sporadique
Total	2300	99,99	

4.6 Exploitation Serroui Tahar (M'ziraa)

4.6.1 Sur courgette variété *Nour*

La culture de la courgette variété *Nour* est moins riche en espèces. Cependant, *F. occidentalis* est toujours présente avec un taux important, suivi par l'espèce *Thrips minutissimus*. Un seul individu est enregistré pour *Odontothrips loti* (Tableau 30).

La constance calculée pour *T. minutissimus* sur la culture de courgette variété *Nour* montre que sa présence est accessoire (C%= 38,46%), alors que pour le thrips *O. loti*, la constance est nulle.

Tableau 30

Dominance des espèces de thrips sur la culture de courgette cv *Nour* sous serre dans l'Exploitation Serroui T.

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	548	84,31	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	1	0,15	Sporadique
<i>Thrips minutissimus</i>	101	15,54	Dominant
Total	650	100	

4.7 Makam El Chahid (M'ziraa)

4.7.1 Sur melon variété *Star plus*

Dans le site de Makam El Chahid (Tableau 31), le thrips californien *F. occidentalis* domine également sur la culture de melon variété *Star plus*. Les espèces de thrips restantes sont nettement moins représentées. Trois individus tubulifères ont été notés avec une représentation très faible (0,21%- sporadique). Le calcul de la constance montre qu'elle est nulle pour la majeure partie des thrips récoltés sur la culture de melon, à l'exception de *T. minutissimus* où sa présence est accidentelle (C%= 9,09%) et *F. occidentalis* est omniprésente (C%= 100%).

Tableau 31

Dominance des espèces de thrips sur la culture de melon cv *Star plus* sous serre

Espèce	Nombre de thrips	Dominance (%)	Statut
<i>Frankliniella occidentalis</i>	1333	97,66	Eudominant
<i>Odontothrips loti</i>	5	0,37	Subrecedent
<i>Thrips minutissimus</i>	8	0,59	Subrecedent
<i>Melanthrips fuscus</i>	1	0,07	Sporadique
<i>Aeolothrips intermedius</i>	15	1,10	Recedent
Tubulifères	3	0,21	Sporadique
Total	1365	100	

4.8 Interprétation

En se référant à la présente étude, il apparaît que le thrips californien domine la population des thrips et ceci sur toutes les cultures de Cucurbitacées étudiées. Sa dominance dépasse 81% sur la majeure partie des variétés étudiées à l'exception de la courgette cv. *Hiba* (N'Fidhet Elrragma) où presque 19% est notée avec une constance calculée égale à 18,18% (considérée sur cette variété comme espèce accidentelle). Sur le lisianthus, bien que la fréquence de *F. occidentalis* soit faible, sa présence dans l'échantillon est constante (Yamada et al. 2016). Ceci a été aussi signalé par Atakan (2011) sur la culture de fraisier.

La dominance de *F. occidentalis* diffère d'une année à l'autre (Pizzol et al. 2014). Cependant sur fraisier, la dominance du thrips californien peut être due à son potentiel de reproduction élevé, à sa vaste répartition géographique et sa large éventail de plantes hôtes, y compris des espèces de plantes flétries (Kirk, Terry 2003). Alors que, sur *Fagopyrum esculentum*, *Polygonum bistorta* et *Salvia officinalis* (plantes spontanées), le thrips polyphage *F. occidentalis* est subrecedent (Pobozniak, Sobolewska 2011).

Les valeurs ou la dominance élevée peuvent être expliquées selon Ding et al. (2018) par le phénomène de reproduction arrhénotoque qui permet à une femelle vierge de donner une population bisexuée. Cependant, ce phénomène a contribué selon les mêmes auteurs à la domination de *F. occidentalis* parmi les thrips phytophages d'intérêt économique et important dans de nombreux pays du monde. Cette dominance ou l'abondance relative de *F. occidentalis* est peut être liée aussi à la préférence du thrips pour certaines plantes particulièrement pour les jeunes feuilles (Reay-Jones et al. 2017) ou à la qualité de la ressource (Reitz 2002). Le thrips californien est une espèce thermophile (Pobozniak, Sobolewska 2011) ; cependant, lors de cette étude le nombre noté était important sur les variétés de Cucurbitacées cultivées après le

mois de janvier (augmentation des températures printanières avec une humidité relative plus ou moins basse). Skinner et al. (2012) ont également noté une augmentation rapide de la population de *F. occidentalis* après une élévation des températures au printemps et des journées plus longues.

Sur les rosiers, Pizzol et al. (2014) notent vers la fin de leur étude que la population des thrips est composée de 100% de *F. occidentalis* après disparition des autres espèces. Ce phénomène est expliqué par les mêmes auteurs en partie par la concurrence entre les thrips en faveur de *F. occidentalis* et les conditions favorables. De même que l'attractivité de la plante qui a facilité l'installation et la conservation de *F. occidentalis* au dépend des autres espèces.

A N'Fidhet Elrragma, sur courgette variété *Hiba*, bien que le thrips *T. angusticeps* a un statut de dominant, sa constance calculée est accessoire. Cependant, selon Ábrahám (2012) leur dominance est faible sur luzerne, et elle peut être élevée sur d'autres cultures.

La dominance du reste des thrips récoltés sur les différentes cultures est moins significative, leurs nombre n'est pas très important, ils sont classés soit accidentelle ou accessoire.

5. Fluctuation de population générale des thrips dans les pièges adhésifs, sur feuilles et fleurs

Le suivi de la fluctuation de population de thrips a été réalisé sur les différentes cultures de Cucurbitacées sous serre (Figure 28). La population des thrips a été suivie sur les feuilles, fleurs des différentes plantes de Cucurbitacées et dans les pièges bleu adhésif depuis leur installation.

Les thrips sont capturés dès l'installation des pièges adhésifs pour la plupart des sites. Leur présence est continue sur la majorité des variétés étudiées et ce jusqu'à la fin du cycle phénologique. Le nombre de thrips interceptés dans les pièges adhésifs est très important pour la majorité des sites, alors que sur les fleurs et feuilles leur présence est moindre. Leur nombre est élevé lorsque les températures augmentent dans la serre à partir de mars pour les variétés plantées dès janvier. Le niveau d'infestation des plantes diffère selon la variété.

A Garta (Figure 28a), la population des thrips est importante sur les pièges bleus adhésifs que sur les feuilles ou fleurs. Sur piège bleu, deux pics sont notés, le premier le 27/4/2017 avec un effectif de 1163 individus ; la température et l'humidité relevées sont respectivement, 32,25°C et 45%, et le deuxième le 11/5/2017 avec un effectif de 1512 individus, la température et l'humidité notée est de 35,5°C et 66.5%. Cependant, sur les feuilles trois pics sont observés le 20/4/2017 avec un effectif de 675 individus (T°C= 23,75; HR 73%), le 4/5/2017 avec un effectif 574 individus (T°C= 36,5; HR= 30%) et le 25/5/2017 avec un effectif de 413 individus (T°C= 35; HR= 43,5%). Alors qu'un seul pic est enregistré sur les fleurs, le 4/5/2017 dont l'effectif noté est de 502 individus (T°C= 36,5; HR= 30%). Vers la fin du cycle phénologique de la culture, une diminution des effectifs des thrips est observée.

A O. Beraze, sur les trois variétés de melon cultivées (Figure 28b, c, d), la population des thrips capturés par les pièges bleus est considérable. Cependant, dans la serre S₁ (cv. *Star plus*) (Figure 28b) deux pics sont observés, l'un le 20/4/2017 avec un effectif de 454 individus (T°C= 29,25; HR= 49,5), et l'autre le 4/5/2017 avec un effectif de 540 individus (T°C= 35,75; HR= 27%). Dans la serre S₂ (cv. *DRM*) (Figure 28c) deux pics sont notés également, le 13/4/2017 avec un effectif de 1218 individus (T°C=41,75; HR= 22%) et le deuxième le 27/4/2017 avec un effectif de 861 individus (T°C= 40,5; HR= 10%). Alors que dans la serre S₃ (cv. *Mimosa*) (Figure

28d) un pic est enregistré le 27/4/2017 avec un effectif de 698 individus ($T^{\circ}C= 42$; $HR= 10\%$). Sur les feuilles et fleurs dans les trois serres, la population de thrips est moins importante. Cependant, dans la serre S_1 , un seul pic est observé sur les feuilles et fleurs, respectivement le 20/4/2017 avec un effectif maximum de 198 individus ($T^{\circ}C= 29,25$; $HR= 49,5\%$), et le 13/4/2017 avec un effectif de 108 individus ($T^{\circ}C= 41,5$; $HR=31\%$). Dans la serre S_2 , un seul pic est signalé sur les feuilles le 30/3/2017 avec un effectif de 106 individus ($T^{\circ}C= 38$; $HR= 24\%$), et un seul aussi sur fleurs le 13/4/2017 avec un maximum de 96 individus ($T^{\circ}C= 41,75$; $HR= 22\%$). Dans la serre S_3 , les fleurs présentent deux pics, l'un le 6/4/2017 dont l'effectif était de 72 individus ($T^{\circ}C= 30$, $HR= 43\%$), et l'autre le 20/4/2017 avec un effectif de 78 individus ($T^{\circ}C= 33,75$; $HR= 39,5$). Egalement sur les feuilles, deux pics peuvent être observés, l'un le 13/4/2017 avec un nombre de thrips de 42 individus ($T^{\circ}C= 44$; $HR= 21,5\%$) et l'autre le 4/5/2017 avec un effectif de 24 individus ($T^{\circ}C= 43,25$; $HR= 23,5\%$). Le nombre de thrips diminue vers la fin du cycle phénologique de la plante sur les trois variétés.

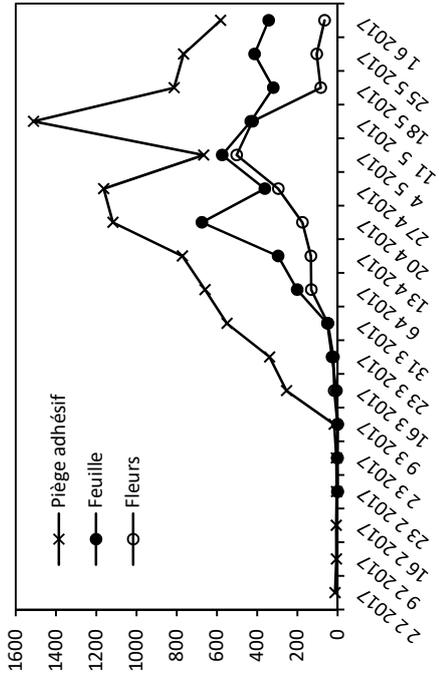
A Fidh Sala (Figure 28e), sur la culture de concombre, la population des thrips est faible que ce soit dans les pièges bleus, sur feuilles ou sur fleurs. Trois pics sont signalés sur les pièges bleus, le premier est noté le 25/11/2017 avec un effectif faible de 12 individus ($T^{\circ}C= 24$; $HR=50\%$), le deuxième pic le 16/12/2017 avec un effectif de 18 individus ($T^{\circ}C= 18$; $HR= 63\%$), et le troisième le 6/1/2018 avec un nombre d'individus de 15 ($T^{\circ}C= 19,25$; $HR= 50\%$). Le maximum de thrips relevé sur piège bleu est de 48 individus le 24/2/2018. Sur feuilles, un seul pic est noté le 17/2/2018 avec un effectif de 16 individus ($T^{\circ}C= 20$; $HR= 76\%$). Cependant, sur les fleurs, deux pics sont observés, le premier le 20/1/2018 avec 13 individus ($T^{\circ}C= 15,25$; $HR= 62\%$), le deuxième le 10/2/2018 avec 19 individus comptés ($T^{\circ}C= 23,5$; $HR= 53,5\%$).

Dans la serre de pastèque (cv. *Nadou*) à Zemoura (Figure 28f), un nombre considérable de thrips est capturé par les pièges bleus. Ainsi, trois pics sont observés sur pièges bleus, le premier le 29/3/2018 avec un nombre de thrips estimé à 4103 individus ($T^{\circ}C= 31$; $HR= 28\%$), le deuxième le 12/4/2018 avec un nombre de 4127 individus ($T^{\circ}C= 30,75$; $HR= 27,5\%$) et le troisième le 3/5/2018 avec un nombre de 1906 individus ($T^{\circ}C= 30,5$; $HR= 54\%$). Vers la fin du cycle de la pastèque, la courbe présente une tendance à augmenter où la culture est envahie par les mauvaises herbes (fin de culture mais présence importante de mauvaises herbes). Sur les feuilles et les fleurs, le nombre de thrips est moins important. Deux pics sur feuilles sont observés, l'un le 10/5/2018 avec un nombre de 86 individus ($T^{\circ}C= 34,5$; $HR= 56\%$) et le deuxième le 7/6/2018 dont le nombre noté était de 227 individus ($T^{\circ}C= 35,5$; $HR= 37,5\%$). Sur les fleurs, un seul pic est noté le 7/6/2018 avec un nombre de thrips de 249 individus ($T^{\circ}C= 35,5$; $HR= 37,5\%$). Le nombre de thrips diminue vers la fin avec le dessèchement progressive de la culture.

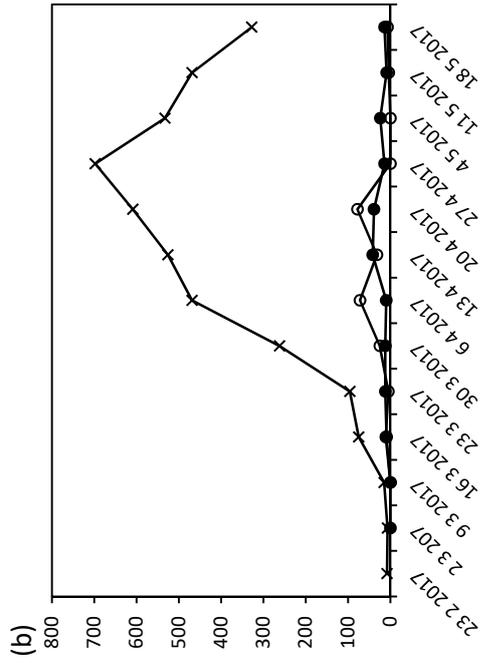
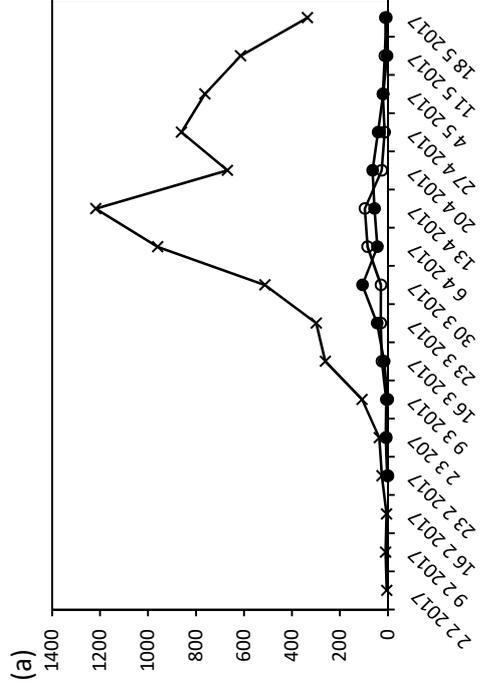
A M'ziraa (Figure 28g), dans l'exploitation de Serroui T. cultivée par la courgette (cv. *Nour*), la population de thrips enregistrée sur pièges bleus, feuilles et fleurs n'est pas importante. Un seul pic est observé, que ce soit sur pièges bleus, feuilles ou fleurs. Dans les pièges bleus, le pic est noté le 16/2/2017 avec un nombre maximum de 139 individus ($T^{\circ}C=27$; $HR= 45\%$). Sur feuilles et fleurs, il est noté le 9/2/2017 avec un nombre de thrips estimé à 14 et 117 individus ($T^{\circ}C= 26,5$; $HR= 42,5\%$), respectivement. Après le 23/2/2017, la culture est arrachée malgré ceci la tendance des thrips sur les fleurs tendent à augmenter.

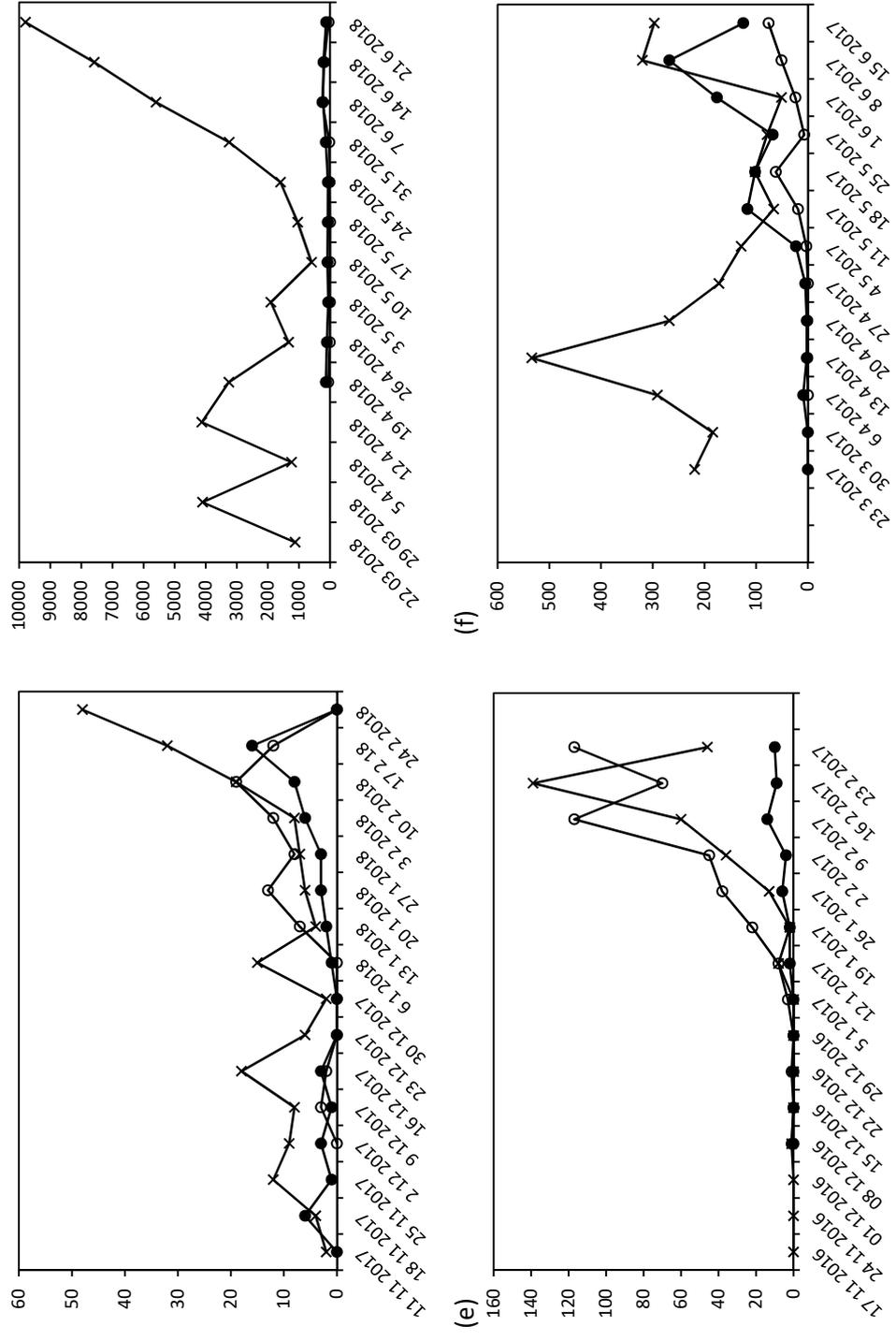
Dans le site de Makam El Chahid à M'ziraa (Figure 28h), la population de thrips capturée par les pièges bleus est plus importante que celle récupérée sur les feuilles et les fleurs. Ainsi, trois

pics sont enregistrés sur les pièges bleus, le premier est observé le 13/4/2017 avec un effectif de 534 individus ($T^{\circ}C= 40,75$; $HR= 23,5\%$), le second le 18/5/2017 avec un nombre de 102 individus ($T^{\circ}C= 24$; $HR= 50,5\%$) et le troisième pic le 8/6/2017 avec un nombre de 320 individus ($T^{\circ}C= 29,25$; $HR= 58,5\%$). Tandis que deux pics sont signalés sur les feuilles, l'un le 11/5/2017 avec un nombre de thrips de 117 individus ($T^{\circ}C= 29$; $HR= 28\%$) et l'autre le 8/6/2017 avec un nombre de 268 individus ($T^{\circ}C= 29,25$; $HR= 58,5\%$). Alors que sur les fleurs, un seul pic est noté le 18/5/2017 avec nombre maximum de 62 thrips ($T^{\circ}C= 24$; $HR= 50,5\%$).



Nombre de thrips





(g) (h) Dates d'échantillonnage

Figure 28 Fluctuation des populations générale de thrips sur la culture de : (a) melon cv. DRM à Garta, (b) melon cv. Star plus, (c) cv. DRM et (d) cv. Mimosà à O. Beraze, (e) concombre cv. Sushi à Fidh Sala, (f) pastèque cv. Nidou à Zemoura, (g) courgette cv. Nour dans l'Exploitation de Serroui T. (M'ziraa), (h) melon cv. Star plus à Makam El Chahid (M'ziraa) selon la méthode de capture

5.1 Interprétation

Pour développer une stratégie de lutte contre ces ravageurs, l'étude des fluctuations des populations est essentielle (Grové et al. 2000). Selon Tang et al. (2016) les pièges bleus sont les plus efficaces pour surveiller et suivre les thrips. Les pièges bleus adhésif permettent une détection précoce des thrips dans les serres, avant même qu'ils ne soient capturés par les différentes méthodes d'échantillonnage (Allache et al. 2020). La même chose a été remarquée par Natwick et al. (2007) sur laitue et oignon. La hauteur des pièges n'influence pas trop les captures (Atakan, Canhilal 2004). Les thrips adultes sont plus abondants sur la canopée supérieure des plantes (Salguero-Navas et al. 1991) où se déroulent généralement les voles des adultes (Gillespie, Vernon 1990). Les pièges bleus sont un moyen pratique pour initier les traitements insecticides (Puche et al. 1995) pour éviter les dommages aux plantes et éviter aussi les traitements insecticides excessifs (Elekcioğlu 2013).

Le nombre de thrips capturé par les pièges bleus s'accroît avec l'élévation de la température des serres. Dans le même sens, il se trouve que l'augmentation et la diminution du nombre de *T. tabaci* soit influencer par l'augmentation et la diminution de la température de l'air (Rodriguez-Saona et al. 2010). Le faible nombre d'arthropodes en début de saison est lié selon Summers et al. (2010) aux basses températures et à l'absence de plantes hôtes sur le terrain.

Selon Broughton, Harrison (2012), l'efficacité du suivi des pièges bleus comme moyen de piégeage dépend du nombre de thrips capturés dans les pièges et du nombre de thrips récoltés sur les cultures. Sur les feuilles et fleurs de toutes les variétés de Cucurbitacées, le nombre de thrips n'est pas très significatif. Schuch et al. (1998) mentionnent que le nombre de thrips présent sur la plante dépend non seulement de la variété mais aussi du taux de fertilisation de la plante.

La température et l'humidité des serres influencent le développement des thrips. Ainsi même Grové et al. (2000) ont remarqué une augmentation importante de *Scirtothrips aurantii* sur la mangue due à l'élévation de la température. Cependant, les thrips réduisent leurs activités dans les conditions chaudes, lorsque les températures sont au dessus de l'intervalle de survie des thrips (Ahmed et al. 2017). La population des thrips est dépendante de la température et de l'humidité relative, elles influencent leur développement, la fluctuation de la population et tend aussi à augmenter leur nombre (Arif et al. 2006; Farooq et al. 2019). Des températures élevées seraient défavorables à la survie des thrips (Waiganjo et al. 2008). Cependant contrairement à Makam El Chahid où une température de 40,75°C et une HR= 23,5% ont été enregistrées, le nombre de thrips noté était important.

Les mauvaises herbes peuvent encore être responsables de l'infestation de la culture, le cas de la pastèque à Zemoura. Elekcioğlu (2013) a signalé l'infestation des arbres des citrus par les thrips due essentiellement à la floraison des mauvaises herbes comme *Sinapis arvensis* à l'intérieur et autour du verger. Ces mauvaises herbes permettent aux thrips d'augmenter leur nombre avant de migrer sur les arbres de citrus au printemps. A l'intérieur et autour des vergers les mauvaises herbes et la végétation spontanée constituent une source potentielle continue d'infestation (Allsopp 2010).

6. Fluctuation de population de *Frankliniella occidentalis* sur fleurs et feuilles

Le suivi de la fluctuation de population de *F. occidentalis* a été réalisé sur les différentes cultures de Cucurbitacées sous serre (Figure 29). *Frankliniella occidentalis* a été suivie sur les feuilles et fleurs des différentes cultures et variétés depuis leur installation. Sur la plupart des cultures, *F. occidentalis* est présente sur la plante continuellement. Cependant, la fluctuation des populations diffère selon le site d'étude. Les pics sont enregistrés surtout pendant la floraison. L'activité de vol des adultes est faible au début puis commence à augmenter au fil du temps.

A Garta sur melon (cv. *Star plus*) (Figure 29a), au début de la culture le nombre de thrips est faible, puis à partir de 23 mars le nombre augmente. Ainsi, *F. occidentalis* a atteint son niveau maximum sur les feuilles à la 9^{ème} semaine après l'échantillonnage, correspondant au premier pic (le 20/4/2017) avec un nombre de thrips noté de 654 individus, la température et l'humidité relative enregistrée était de 23,75°C, HR= 73%; et à la 11^{ème} semaine pour les fleurs avec un effectif de thrips de 502 individus (le 4/5/2017), la température et l'humidité relative notée était de 36,5°C, HR= 30%. Le deuxième pic pour les feuilles est noté le 4/5/2017 avec un nombre de *F. occidentalis* de 572 individus (T°C= 36,5; HR= 30%) et le troisième pic le 25/5/2017 avec un nombre de thrips de 413 individus (T°C= 39; HR= 31%). Pour les fleurs, le deuxième pic est signalé le 25/5/2017 avec un effectif de *F. occidentalis* de 104 individus (T°C= 39; HR= 31%).

A Oued Beraze (Figure 29b, c, d), les adultes de *F. occidentalis* ont été observés sur les feuilles et les fleurs de trois variétés de melon (*Star plus*, *DRM*, *Mimosa*) de février à mai. Sur les feuilles du cultivar *Star plus* (Figure 29b), une tendance à la hausse de *F. occidentalis* a été enregistrée du début à la mi-avril, correspondant au nombre maximal de thrips californien. La température enregistrée pendant cette période était comprise entre 21,7-29,2°C et 15-49% d'humidité relative. Ce nombre diminue jusqu'à la fin de la saison, correspondant au jaunissement et au séchage de la culture. La température enregistrée à ce moment était assez élevée (35,7-37,2°C) avec une diminution de l'humidité relative (26-35%). Une tendance similaire a été observée sur les cultivars *DRM* et *Mimosa* (Figure 29c, d), avec un nombre maximum à la mi-avril. Cependant, le nombre de *F. occidentalis* sur le cultivar *Star plus* noté à ce pic était supérieur à celui des autres cultivars. Concernant les températures et l'humidité relative enregistrées pendant cette période, elles étaient respectivement de 21,2-34,7°C et 12-32% avant et 38,2-40,2°C/ 10-28% après cette date dans la serre *DRM*. Dans la serre *Mimosa*, 30,0-33,7°C/ 10-39% ont été enregistrés avant et 40-43°C/ 10-45% après cette date.

Concernant les fluctuations de population de *F. occidentalis* sur les fleurs de melon, le nombre de thrips noté était faible sur le cultivar *Star plus* au début de la culture, puis a atteint son maximum à la mi-avril. Cependant, après cette date, le nombre de thrips a diminué jusqu'à la fin de la culture. La température et l'humidité relative enregistrées avant et après cette date se situaient entre 21,7-41,5°C/ 15-31% et 29,2-37,2°C/ 26-49%, respectivement. Sur les fleurs du cultivar *DRM*, les effectifs de *F. occidentalis* étaient légèrement plus élevés au début de la culture, ils ont continué à augmenter jusqu'à ce qu'ils atteignent leur maximum début avril puis ils ont diminué jusqu'à la fin de la saison (Figure 29c). La température et l'humidité relative enregistrées se situaient entre 21,2-32,7°C / 12-26% avant cette date et 38,2-41,7°C/ 10-32% après cette date. Pour le cultivar *Mimosa* (Figure 28d), le nombre de thrips californien a augmenté jusqu'au maximum à la mi-avril, puis a diminué vers la fin de

la culture. Les températures et l'humidité enregistrées étaient respectivement de 30,0-33,7°C/ 11-39% avant la mi-avril et de 40,0-53,2°C/ 10-45% après cette date.

A Fidh Sala (Figure 29e), les fluctuations de population de *F. occidentalis* ont été suivies sur la culture de concombre variété Sushi. Au début de la culture, le nombre de *F. occidentalis* était très faible. Les températures et l'humidité relative enregistrées pendant cette période étaient entre 18-29,5°C/ 49,5-59%. A partir de janvier une tendance à augmenter du nombre des thrips est observée jusqu'à la fin de la saison (culture arrachée). Les températures et l'humidité relative noté après janvier étaient entre 18,25-23,5°C/ 50-76%. Cependant, sur les fleurs, deux pics sont observés avec des nombres de thrips faibles, le 20/1/2018 (13 individus) et le 10/2/2018 (17 individus).

A Zemoura *F. occidentalis* est suivi sur feuilles et fleurs de la culture de pastèque (cv. *Nadou*) (Figure 29f). Le nombre de *F. occidentalis* sur les feuilles est considérable. Ainsi trois pics sont signalés, le premier est noté le 19/4/2018 avec un nombre de thrips de 127 individus (T°C= 39,25; HR= 37,5%). Le second pic, le 10/5/2018 avec un effectif de 84 individus (T°C= 34,5; HR= 56%) et le troisième le 7/6/2018 avec un effectif maximum enregistré de 227 individus (T°C= 35,5; HR= 37,5%), ensuite il diminue vers la fin de la culture. Alors que sur les fleurs, le nombre de *F. occidentalis* est faible au début de la culture. Ce nombre va augmenter à partir du 31/5/2018 (T°C= 33,75; HR= 56%) jusqu'à atteindre un nombre maximum de 248 individus, le 7/6/2018 (T°C= 35,5; HR= 37,5%) puis diminue vers la fin de la culture.

A M'ziraa, dans l'exploitation de Serraoi T. (Figure 29g), *F. occidentalis* a été suivi sur la culture de courgette (cv. *Nour*). Le nombre de *F. occidentalis* sur les feuilles de courgette est très faible. Le nombre maximum de thrips est noté le dernier jour de l'échantillonnage (10 individus). Les températures et l'humidité relative relevées pendant cette période sont situées entre 18-38,5°C/ HR= 26,5-75,5%. Cependant sur les fleurs, le nombre de *F. occidentalis* au début était faible. Un seul pic est observé le 9/2/2017 avec 91 individus comptés (T°C= 26,5/ HR= 42,5%). Les températures et l'humidité relative notées étaient situées entre 18-30,5°C/ HR= 41-75,5%. A partir de 2/2/2017 un premier pic est noté avec 91 individus. Le nombre de thrips sur les fleurs a une tendance à augmenter vers la fin de la saison (plants arrachés). Les températures et l'humidité relative enregistrées vers la fin de la culture étaient situées entre 26,5-38,5°C/ HR= 26,5-45%.

A Makam El Chahid (M'ziraa) (Figure 29h), *F. occidentalis* a été suivi sur la culture de melon (cv *Star plus*). Le nombre de thrips sur les feuilles de melon est faible au début de la saison (T°C= 21,75-40,75/ HR= 23,5-72,5%). A partir du 4/5/2017 une augmentation du nombre du thrips californien est noté où deux pics sont signalés. Le premier pic est observé le 11/5/2017 avec un effectif de 117 individus (T°C= 29; HR= 28%) et le second le 8/6/2017 avec un nombre de *F. occidentalis* compté de 268 individus (T°C= 29,25; HR= 58,5%). Alors que le nombre des thrips sur les fleurs est faible par rapport aux feuilles. Au début de la culture le nombre est faible jusqu'au premier pic noté le 18/5/2017 où le nombre de thrips relevé était de 62 individus (T°C= 24 ; HR= 50,5%) ensuite diminue, puis tend à augmenter vers la fin de culture.

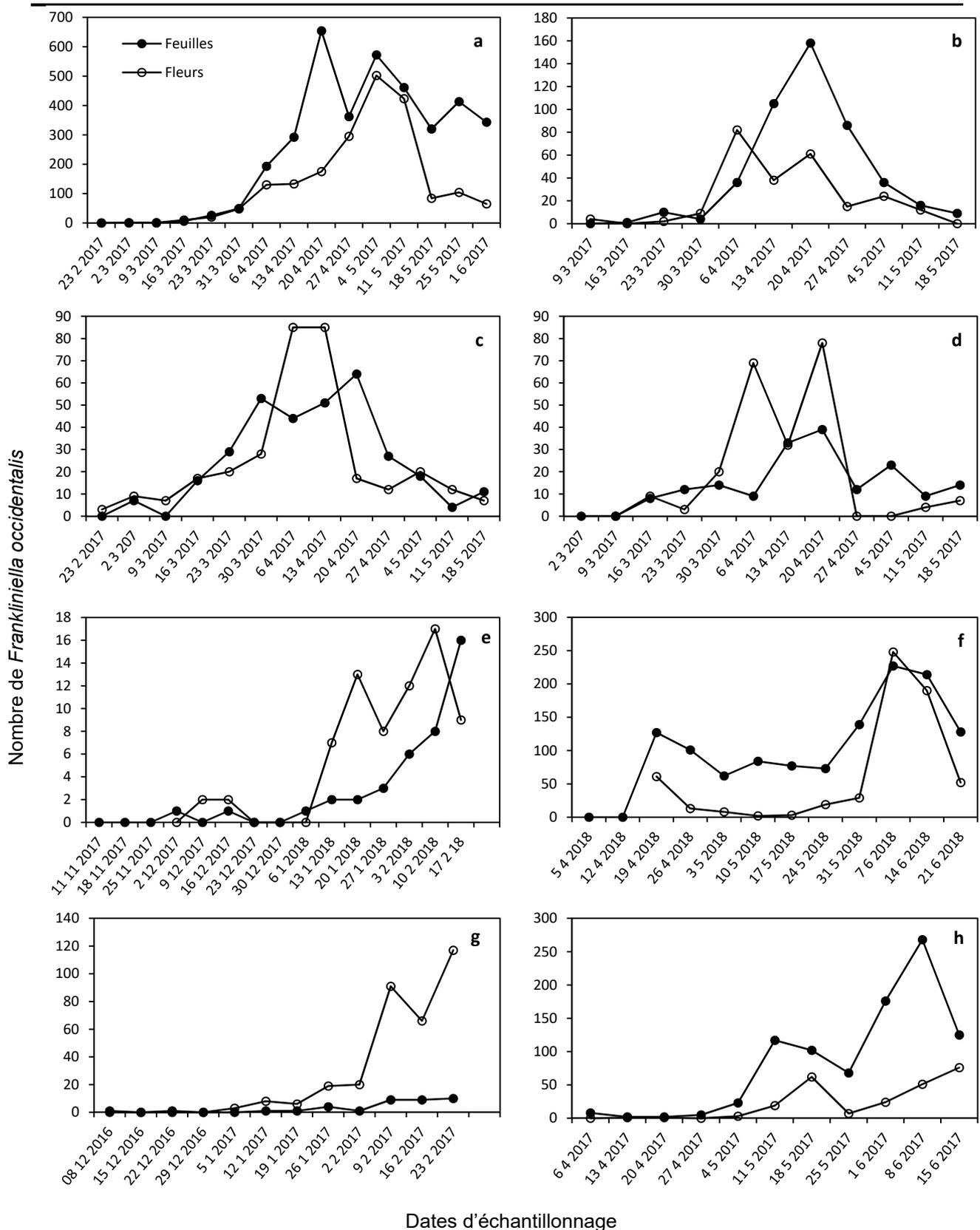


Figure 29
 Fluctuation de population de *Frankliniella occidentalis* sur les différentes variétés de Cucurbitacées. (a) melon var. DRM (Garta); (b) melon var. Star plus, (c) DRM, (d) Mimosa (Oued Beraze); (e) concombre var. Sushi (Ain Naga); (f) pastèque var. Nadou; (g) courgette var. Nour (Exploitation Serraoui T.); (h) melon var. Star plus (Makam El Chahid)

6.1 Interprétation

Pour améliorer la lutte contre les thrips, il est nécessaire de comprendre les fluctuations des populations. Ces connaissances permettent aux producteurs d'anticiper les périodes de forte abondance des thrips et d'appliquer les mesures de contrôles adéquates (Funderburk 2001), économique et respectueuses de l'environnement (Reay-Jones et al. 2017). Selon Healey et al. (2017), Cette période critique est située juste avant la floraison pour *F. occidentalis* sur les haricots verts et les courgettes.

Frankliniella occidentalis est présente sur toutes les cultures de Cucurbitacées. Le nombre important de la population de *F. occidentalis* sur les différentes cultures étudiées est rencontré durant la période de floraison où les températures sont favorables. Ceci rejoint les résultats trouvés par Palomo et al. (2015) sur courgette, poivron, tomate, concombre et le tomatillo et par Elimem, Chermiti (2009) sur les rosiers. Cependant, cette fluctuation de la densité des populations peut être aussi liée à la migration de *F. occidentalis* entre les différentes plantes fleuries (Pickett et al. 1988) et de la végétation spontanées (Atakan et al. 2016).

Palomo et al. (2015) ont remarqué qu'au début le développement des courgettes s'est fait sans aucun thrips et que la densité de ces dernières a augmenté avec la formation des fleurs. Cependant, ils ont noté aussi que la température (basse température) ne favorisait pas leur développement. La même chose a été observée durant cette étude où la présence de *F. occidentalis* sur courgette dans l'exploitation de Serroui T. n'a été signalée qu'à partir de la floraison. Les températures basses (celle de novembre à février) aussi ne favorisait pas le développement des thrips. La température enregistrée durant la saison culturale était de 24,72°C.

Les facteurs, température et humidité relative sont importants dans le développement de *F. occidentalis*. Cependant, Wang et al. (2014) notent aussi que la température est essentielle dans la dynamique de population des insectes. Ils ont noté aussi une diminution de la longévité des femelles adultes, du nombre des larves et adultes lorsqu'ils sont exposés à des températures élevées, puis s'ensuit la mort de l'insecte. L'utilisation des insecticides influe sur la fluctuation des populations des thrips. Ainsi dans cette étude plusieurs pesticides ont été utilisés pour lutter contre les différents ravageurs comme la mouche blanche, puceron...etc. Mais aucun traitement spécifique n'est apporté pour combattre les thrips en particulier. Cependant, certaines matières actives utilisées contre les acariens comme l'abamectine peuvent avoir un effet sur les thrips. Dans le même sens, Pizzol et al. (2014) ont noté une diminution de la population des thrips suite aux traitements au spinosade, clofentézine et l'abamectine.

Concernant l'humidité relative, Park, Lee (2020) affirment qu'une humidité très élevée a un effet positif sur *F. occidentalis*. Selon ces mêmes auteurs, elle peut affecter aussi le développement et la survie du thrips. 80% d'humidité relative sont nécessaires à ce thrips pour réussir sa pupaison. Dans la présente étude, il apparaît que l'humidité relative noté est plus ou moins faible et variable (inférieur à 80% dans tous les sites à l'exception de l'exploitation de Serroui T. (87%)) ce qui, peut être justifie le nombre faible du thrips californien.

Selon Ullah et al. (2010), les facteurs abiotiques seuls ne sont pas responsables de la fluctuation de la population des thrips. Cependant, d'autres facteurs biotiques qui diminuent la présence des thrips peuvent être la compétition entre les thrips habitant les fleurs et la prédation par les ennemis naturels (Katayama 2006). Dans cette étude, il n'a pas été procédé à la recherche des ennemis naturels des thrips. Ces ennemis peuvent être responsables

de la diminution du nombre de la population des thrips. Katayama (2006) note également que *F. occidentalis* peut utiliser les mauvaises herbes qui fleurissent au printemps pour augmenter sa population. Ainsi, enlever les mauvaises herbes fleuris au début du printemps peut être un moyen de lutte pour combattre le thrips californien.

7. Distribution de *Frankliniella occidentalis* sur les feuilles et fleurs

La distribution du thrips californien sur les feuilles et fleurs des Cucurbitacées est représentée par la figure 30. Durant l'étude, un total de 11037 individus de *F. occidentalis* ont été recensés, dont 6842 sur les feuilles et 4195 sur les fleurs de toutes les cultures de Cucurbitacées confondues.

Dans les serres de Garta, Oued Beraze (Serre 2 et 3), Fidh Sala, Zemoura et l'Exploitation de Serroui T., une proportion importante de thrips californien est collectée sur les fleurs, contrairement aux sites d'O. Beraze (Serre 1) et Makam EL Chahid où ce sont les feuilles qui contiennent plus de thrips. Cependant, dans le site de Garta l'analyse de la variance montre que la différence entre la moyenne des thrips recouverts sur les feuilles et fleurs du melon (cv *DRM*) n'est pas significative ($F= 1,27$; $p= 0,267$) (Figure 30a). Alors qu'à O. Beraze (Serre 2, melon cv *DRM*) (Figure 30c) la différence est significative ($F= 4,33$; $p= 0,048$) contrairement à O. Beraze (Serre 3, melon cv *Mimosa*) (Figure 30d) où la différence n'est pas significative ($F=3,50$; $p= 0,075$). Idem pour le site de Zemoura (melon cv *Star plus*) (Figure 30f) où les valeurs de F et p notées sont respectivement de l'ordre de 1,20 et 0,285.

Les fleurs des cultures du concombre (cv *Sushi*) et de la courgette (cv *Nour*) cultivées respectivement à Fidh Sala (Figure 30e) et dans l'Exploitation de Serroui T. (Figure 30g) attirent plus *F. occidentalis* que les feuilles. Ainsi l'analyse de la variance montre que la différence entre les moyennes des thrips récoltés sur les feuilles et fleurs est significative. A Fidh Sala les valeurs de F et p notées sont 8,77 et 0,006; et dans l'Exploitation de Serroui T. sont de 5,22 et 0,032.

Les feuilles de melon (cv *Star plus*) cultivées dans la serre 1 de O. Beraze (Figure 30b) et de Makam EL Chahid (Figure 29h) attirent plus le thrips californien que les fleurs. Il faut noter que le nombre de fleurs sur ces plantes n'est pas aussi important. Toutefois, l'analyse de la variance montre que la différence entre les moyennes de thrips sur les feuilles et fleurs n'est pas significative. Les valeurs de F et p sont de l'ordre de 1,35 et 0,257 pour le site de O. Beraze (serre 1); et 0,25 et 0,618 pour la serre de Makam EL Chahid.

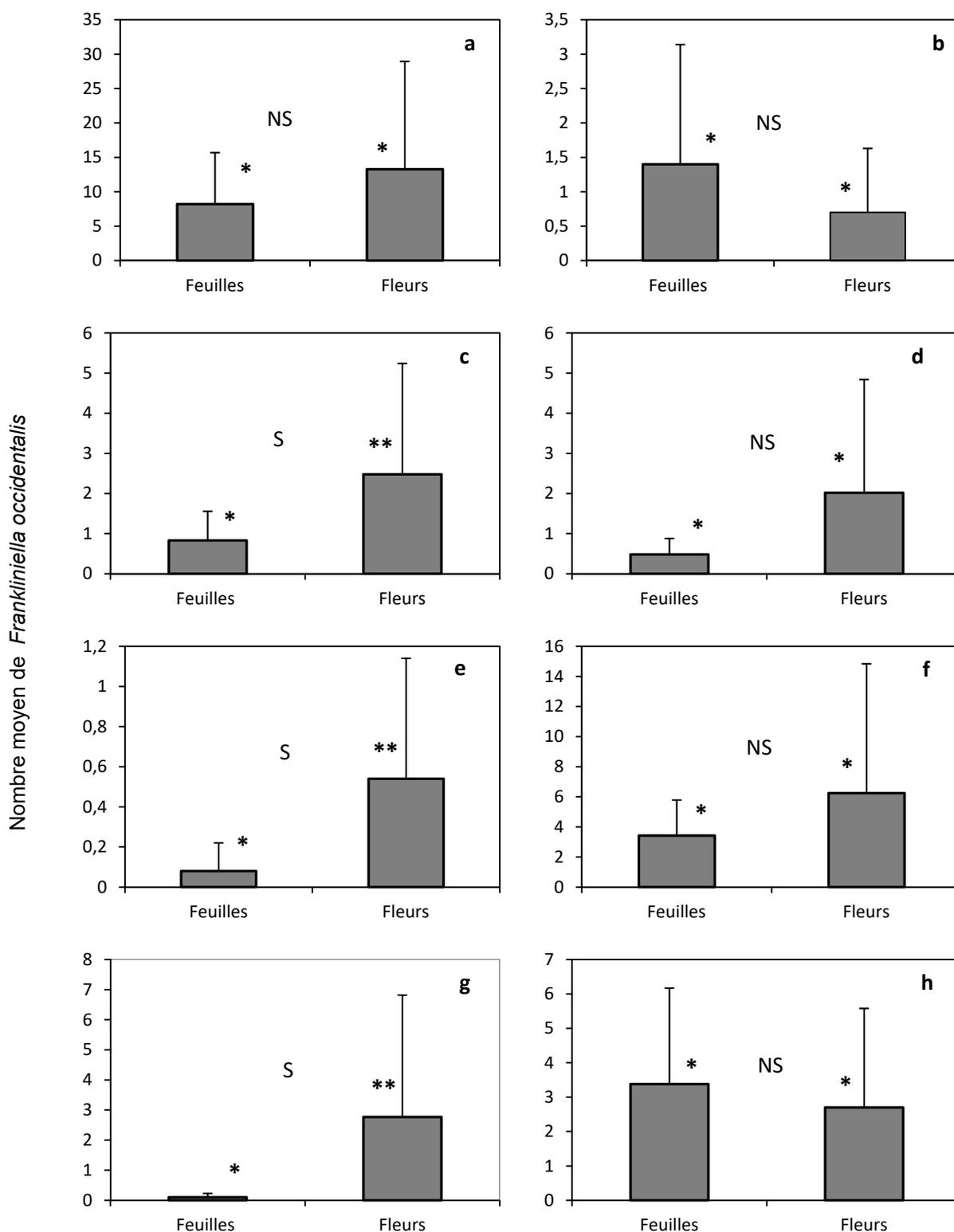


Figure 30

Distribution de *Frankliniella occidentalis* sur les fleurs et feuilles des cultures. (a) melon cv. DRM à Garta (Sidi Okba) ; (b) melon cv. Star plus ; (c) cv. DRM ; (d) cv. Mimosa à Oued Beraze ; (e) concombre cv. Sushi à Fidh Sala (Ain Naga) ; (f) pastèque cv. Nadou à Zemoura (M'ziraa) ; (g) courgette cv. Nour à Exploitation Serraoui T. (M'ziraa) ; (h) melon cv. Star plus à Makam El Chahid (M'ziraa). Le symbole (*) indique qu'il n'y a pas de différence entre les nombres moyens de *F. occidentalis* sur les fleurs et les feuilles. (**) Indique une différence significative. NS : non significatif ; S : significatif

7.1 Interprétation

Selon Cho et al. (2000), Atakan (2011) la plupart des thrips se rencontrent dans les fleurs. Cependant, moins de thrips occupent les autres parties de la plante (Atakan 2011).

Dans la présente étude, *Frankliniella occidentalis* est l'espèce la plus abondante. Elle est récoltée essentiellement dans les fleurs sur toutes les cultures à l'exception du melon (cv *Star plus*) à Oued Beraze et à Makam El Chahid où beaucoup de *F. occidentalis* se trouvent sur les feuilles. Selon la culture, Papadaki et al. (2008) a démontré que *F. occidentalis* a une préférence pour les feuilles ou fleurs des cultures suivantes: aubergine, concombre, haricots, tomate, poivron et melon. D'après ces mêmes auteurs, les feuilles de l'aubergine et les fleurs du melon attirent une population importante de thrips. Ainsi, le nombre de thrips sur la culture de la fraise est variable, il est estimé entre 0,0 et 2,5 individus par fleur (Gokkaya, Karaca 2019). Pinent et al. (2011) montrent aussi que *F. occidentalis* représente 89,7% des thrips de l'échantillon. Cependant, 95,8% des espèces échantillonnées sont collectées sur les fleurs, 3,9% sur les fruits et 0.8% sur les feuilles de la fraise. Même Pickett et al. (1988), ont noté aussi une forte attirance des thrips adultes aux fleurs du coton, ce qui suggère que la nature migratoire du thrips californien est en partie la cause de leur préférence pour les fleurs. Les adultes femelles de *F. occidentalis* et *F. tritici* ont manifesté une forte préférence pour les fleurs de poivron par rapport aux feuilles et aux bourgeons (Hansen et al. 2003). De même que les femelles et les mâles de ces espèces se rencontrent en très grand nombre sur les fleurs de tomate de la canopée supérieure (Reitz 2002). Contrairement à Mateus et al. (2003) qui ont montré une présence remarquable des femelles dans les fleurs par rapport aux mâles. L'attractivité des fleurs pour ces insectes est liée aux pollens dont leurs valeurs nutritives sont élevées (Salvalaggio et al. 2017). Atakan, Bayram (2011), notent qu'un nombre important de *F. occidentalis* sont prélevés sur les fleurs du coton dans la partie supérieure de la plante. Alors que, sur les feuilles et les bourgeons du poivron, le nombre de thrips enregistré est toujours faible (Hansen et al. 2003). Selon Atakan, Bayram (2011), le thrips californien peut se trouver occasionnellement sur les feuilles supérieures où un nombre considérable d'*Orius* sont aperçus. Selon toujours ces mêmes auteurs, la faible présence de ce thrips peut être la conséquence d'un évitement d'un risque de prédation par *Orius* (Atakan, Bayram 2011). Sur l'haricot vert, *F. occidentalis* a colonisé les feuilles du bas de la canopée et les premières fleurs, tandis que *Megalurothrips sjostedti* Trybom occupe les feuilles de la canopée moyenne et les fleurs matures (Kasina et al. 2009). Ils signalent aussi que les larves habitent essentiellement les feuilles, les bourgeons et les gousses. Affandi, Medina (2013) indiquent que toutes les structures d'âge et de sexe du thrips *Scirtothrips dorsalis* Hood préfèrent aussi bien les feuilles que les fleurs, ce qui permet à cette espèce d'utiliser toutes les ressources disponibles (l'alimentation, l'abri et l'habitat de reproduction) pour prolonger leur vie.

8. Sex-ratio

Pour déterminer le sex-ratio, les thrips mâles et femelles récoltés durant l'étude sur les différentes cultures sont sexés et séparés, le sex-ratio est calculé, les résultats sont consignés dans le tableau 32.

Un total de 12606 adultes de *F. occidentalis* sont capturés durant l'étude dans les différents sites. Dans les sites d'étude, il est remarqué la prédominance des femelles par rapport aux mâles. Le pourcentage de mâles de *F. occidentalis* est évalué entre 0 et 28,33%. Cependant, le rapport entre les mâles et les femelles diffère selon les sites d'échantillonnage.

Le sex-ratio calculé pour les différentes cultures indique qu'il équivaut à 1 mâle pour 9 femelles pour les sites de Garta, O. Beraze (serre 1), Fidh Sala, Zemoura; à presque 2 mâles pour 8 femelles à O. Beraze (Serre 2); à environ 3 mâles pour 7 femelles pour l'exploitation de Serraoui T.; à 4 mâles pour 6 femelles à Makam El Chahid et à une absence totale de mâles à N'Fidhet Elrragma.

Tableau 32
Sex-ratio de *Frankliniella occidentalis* sur les différentes cultures de Cucurbitacées dans les sites d'étude

Cultures	G.	O.B.			F.S.	Z.	E.S.T.	M.C.	N.R.
		S ₁	S ₂	S ₃					
Melon	♂	519 (9,35%)	70 (9,82%)	82 (12,81%)	23 (5,82%)	---	---	323 (28,33%)	0 (0)
	♀	5033 (90,65%)	643 (90,18%)	558 (87,19%)	372 (94,18%)	---	---	817 (71,67%)	201 (100%)
	♂/♀	0,10	0,11	0,15	0,06	---	---	0,39	0
Courgette	♂	---	---	---	---	---	106 (20,78%)	---	0 (0)
	♀	---	---	---	---	---	404 (79,22%)	---	6 (100%)
	♂/♀	---	---	---	---	---	0,26	---	0
Concombre	♂	---	---	---	11 (10,28%)	---	---	---	---
	♀	---	---	---	96 (89,72%)	---	---	---	---
	♂/♀	---	---	---	0,11	---	---	---	---
Pastèque	♂	---	---	---	---	229 (12,33%)	---	---	---
	♀	---	---	---	---	1628 (87,67%)	---	---	---
	♂/♀	---	---	---	---	0,14	---	---	---

(G.) Garta; (O.B.) Oued Beraze; (F.S.) Fidh Sala; (Z.) Zemoura; (E.S.T.) Exploitation Serroui Tahar; (M.C.) Makam El Chahid; (N.R.) N'Fidhet Elrragma

Les valeurs entre parenthèse représentent le pourcentage des mâles et femelles sur une culture donnée.

8.1 Interprétation

Sur toutes les cultures étudiées, les femelles sont plus abondantes que les mâles. En général, le nombre de femelles sont plus élevés que celui des mâles (Baez et al. 2011; MacIntyre-Allen et al. 2005). Ils sont plus abondants au printemps. La même observation a été faite par Reitz (2002) sur la culture de tomate de printemps. Il semble que cette abondance élevée puisse être due soit à un manque d'antagoniste *in situ*, soit à une stratégie de contrôle qui a exclu les thrips du programme de lutte. Cependant, même Frantz, Mellinger (2009) ont estimé que l'augmentation rapide du nombre des adultes et des larves de *F. occidentalis* sur le poivron était due à l'absence de ses ennemis naturels et à une utilisation intensive d'insecticides. L'abondance relative peut varier en fonction de l'âge des fleurs (Gonzalez-Zamora, Garcia-Maria 2003), de la saison, de la phénologie des plantes (*F. occidentalis* est plus abondante en période de floraison) (Ripa et al. 2009), des feuilles, des branches (Ozsemerci et al. 2011), types et qualité des plantes (Baez et al. 2011), humidité relative (Garrick et al. 2016)...etc.

Le mode de reproduction de *F. occidentalis* peut être bisexuelle ou une parthénogenèse arrhénotoque (Wang et al. 2014). Dans le premier mode, la plupart des femelles sont produites uniquement après l'accouplement et ce dernier donne une progéniture composée de mâles en raison de la rareté des mâles reproducteurs (Ding et al. 2018). Le sex-ratio permet de connaître le potentiel biotique d'une population (Smatas 2009), ainsi que le risque encouru par la culture. Dans la présente étude, le sex-ratio est entre 1 mâle pour 9 femelles et environ 4 mâles pour 6 femelles, les femelles sont présents en nombre important principalement au printemps, où les conditions climatiques dans la serre sont favorables. La même chose a été remarquée par Elimem, Chermiti (2009) sur les roses pour la même espèce, ce qui a fait chuter le sex-ratio. Sur luzerne, le pourcentage des mâles notés varie de 16 à 19% (Terry, Gardner 1990).

Le sex-ratio est influencé par les facteurs environnementaux (Elimem, Chermiti 2009), l'année, plante hôte, la latitude (Kendall, Capinera 1990; Rosenheim et al. 1990). Elimem, Chermiti (2009) ont établi que des facteurs défavorables, tels que la diminution de la température, l'augmentation de l'humidité relative, une photopériode courte et le manque de fleurs, contribuaient à l'augmentation du sex-ratio, c'est-à-dire que le nombre de mâles est plus important. Ainsi, le principal mode de reproduction du thrips californien est la parthénogenèse arrhénotoque qui a produit une progéniture, composée principalement de mâles à partir d'œufs non fécondés. Des facteurs plus favorables induisent une augmentation du nombre de femelles et une diminution du sex-ratio. Ces femelles sont issues d'œufs fécondés. Marullo, De Grazia (2012), Reitz (2002) et Rosenheim et al. (1990) ont montré que le sex-ratio de *F. occidentalis* tend vers les femelles, son mode de reproduction était arrhénotoque (Marullo, De Grazia 2012).

9. Comparaison entre les différentes méthodes de capture utilisées

Les thrips capturés dans les sites d'études par les différentes méthodes utilisées sont illustrés dans la figure 31.

Le nombre moyen de thrips capturés dans les pièges bleus adhésif dans les différentes serres de Cucurbitacées est très important par rapport aux nombre de thrips récupérés dans les pièges bleus à eau et les thrips résultants des techniques du secouage des feuilles et la collecte des fleurs. Les moyennes de thrips varient selon la culture et la méthode d'échantillonnage. Cependant, les moyennes de thrips capturés par les pièges bleus adhésifs dans les différentes serres sont statistiquement différentes des autres techniques de récolte.

Les nombres moyens des captures selon les méthodes de secouage, collecte des fleurs et pièges bleus à eau ne sont pas différents.

A Garta (Figure 31a), l'analyse de la variance montre que la différence est significative entre le nombre moyen des thrips dénombrés sur les pièges bleus adhésifs ($m= 256,63$) et les autres méthodes d'échantillonnage ($F= 17,93$; $dl= 3$; $p= 0,000$). Ainsi, même si le nombre moyen de thrips récoltés sur les fleurs ($m= 13,33$) est supérieur à celui noté sur les feuilles ($m= 8,26$) et dans les pièges à eau ($m= 6,70$), la différence reste non significative ($F= 1,65$; $dl= 2$; $p= 0,203$).

A Oued Beraze (serre 1) (Figure 31b), l'analyse statistique montre que les moyennes de thrips enregistrées sur les pièges bleus ($m= 75,24$) et les autres méthodes de collecte des thrips est hautement significative ($F= 7,02$; $dl= 3$; $p= 0,000$). Cependant, pour les autres techniques de récolte où la moyenne des thrips est évaluée à 2,92 dans les pièges à eau, 1,66 sur feuilles et 2,50 sur fleurs la différence n'est pas significative ($F= 0,46$; $dl= 2$; $p= 0,636$). Dans la serre 2 (Figure 31c), le nombre moyen de thrips noté dans les pièges bleus adhésifs est de 208,88, de 5,10 dans les pièges à eau, de 1,30 sur feuilles et de 2,82 sur fleurs. L'analyse statistique montre que la différence entre le nombre moyen de thrips dans les pièges bleu et les autres méthodes de capture est hautement significative ($F= 15,26$; $dl= 3$; $p= 0,000$). Alors que pour les trois autres méthodes la différence n'est pas significative ($F= 2,49$; $dl= 2$; $p= 0,095$), quoique la différence entre le nombre de thrips comptés sur les feuilles et ceux récupérés du piège à eau est significative (LSD test: $p= 0,033$). Idem concernant la serre 3 (Figure 31d), l'analyse de la variance montre une différence hautement significative ($F= 18,08$; $dl= 3$; $p= 0,000$) entre les nombres moyens de thrips capturés par les pièges bleus avec les trois autres techniques d'échantillonnage. Les nombres de thrips moyen notés sont évalués à 157,50 sur pièges bleus, 4,56 dans les pièges à eau, 0,55 sur feuilles et enfin 2,12 sur fleurs. Contrairement à la serre 1 et 2, la serre 3 montre une différence significative entre les nombres de thrips moyen inventoriés par les trois autres méthodes ($F= 4,46$; $dl= 2$; $p= 0,019$). La différence entre le nombre moyen de thrips sur feuilles et pièges à eau est significative (LSD test: $p= 0,005$).

A Fidh Sala (Figure 31e), les thrips capturés sur le concombre par les différentes méthodes de capture sont faibles en général. Il a été dénombré 6,25 dans les pièges bleus, 1,10 dans les pièges à eau, 0,10 sur feuilles et 0,56 sur fleurs. L'analyse de la variance montre que la différence entre les nombres de thrips moyen comptés sur les pièges bleus et les autres techniques de récolte est hautement significative ($F= 11,48$; $dl= 3$; $p= 0,000$). La différence entre le nombre moyen des thrips récoltés selon la technique de secouage, collecte des fleurs et les thrips recueillis à partir des pièges à eau n'est pas significative ($F= 2,23$; $dl= 2$; $p= 0,119$). Tandis que, le test LSD montre que la différence entre le nombre moyen des thrips récupérés sur les feuilles et les pièges à eau est significative ($p= 0,040$).

A Zemoura cultivé par la pastèque variété *Nadou* (Figure 31f), un nombre considérable de thrips est noté sur les pièges bleus ($m= 1662,5$). Cependant, dans les pièges à eau, sur les feuilles et fleurs, un nombre faible de thrips a été recensé. Ils sont respectivement 9,99 dans les pièges à eau, 4,17 sur les feuilles et 6,28 sur les fleurs. L'analyse de la variance montre que la différence entre le nombre moyen de thrips noté sur les pièges bleus et les autres méthodes de récolte est hautement significative ($F= 16,39$; $dl=3$; $p= 0,000$). Alors que, la différence entre les moyennes de thrips des autres techniques d'échantillonnage n'est pas significative ($F= 2,15$; $dl=2$; $p= 0,132$).

Dans l'Exploitation de Serroui T. (Figure 31g), le nombre moyen des thrips récoltés par les différentes techniques n'est pas élevé. Il a été dénombré 12,74 sur les pièges bleus adhésifs, 1,59 dans les pièges bleus à eau, 0,13 sur les feuilles et 4,29 sur les fleurs de courgette. L'analyse statistique montre que la différence entre le nombre de thrips compté sur les pièges bleus et les autres techniques de récolte est significative ($F= 3,48$; $dl= 3$; $p= 0,023$). Egalement, concernant la différence notée entre les nombres de thrips moyen recouvert à partir de la technique de secouage des feuilles, recueil des fleurs et les pièges à eau est significative ($F= 4,93$; $dl= 2$; $p= 0,129$). Le test LSD montre une différence significative entre les thrips récoltés sur fleurs et ceux récupérés dans les pièges à eau ($p= 0,048$) et sur feuilles ($p= 0,004$).

Cependant, à Makam El Chahid (Figure 31h), un nombre moyen de thrips équivalant à 125,30 est compté sur les pièges bleus, 4,98 dans les pièges à eau, 2,72 sur feuilles et 2,22 sur fleurs de melon variété *Star plus*. L'analyse de la variance montre que la différence entre le nombre de thrips sur les pièges bleus et les autres méthodes d'échantillonnage est hautement significative ($F= 20,39$; $dl= 3$; $p= 0,000$). Alors que, la différence entre les moyennes de thrips notées sur les autres techniques de récolte est non significative ($F= 1,07$; $dl= 2$; $p= 0,351$).

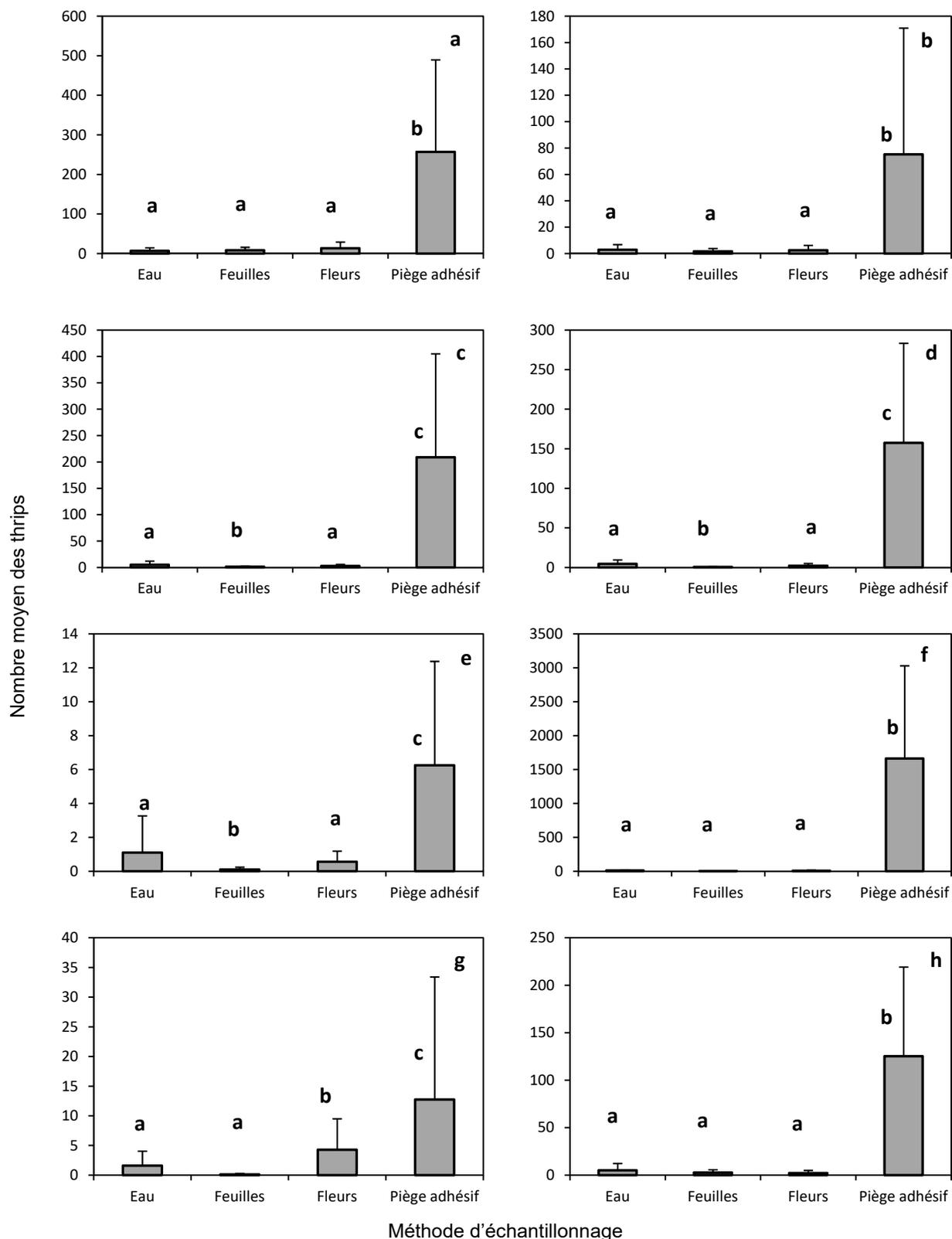


Figure 31

Comparaison entre les différentes méthodes de récolte des thrips. (a) melon var. *DRM* (Garta); (b) melon var. *Star plus*, (c) *DRM*, (d) *Mimosa* (Oued Beraze); (e) concombre var. *Sushi* (Fidh Sala); (f) pastèque var. *Nadou* (Zemoura); (g) courgette var. *Nour* (Exploitation Serraoui T.); (h) melon var. *Star plus* (Makam El Chahid)
 Les mêmes lettres en minuscule sur le graphique indiquent qu'il n'y a pas de différence significative entre les nombres moyens de thrips dans les pièges à eau, sur les fleurs, les feuilles et sur les pièges bleus adhésifs

9.1 Interprétation

L'échantillonnage et la connaissance de l'espèce sont une première étape pour établir une stratégie plus appropriée pour combattre les thrips et prévenir les pertes économiques des cultures (Silva et al. 2021).

Dans la présente étude, les pièges bleus adhésifs capturent plus de thrips que les autres techniques de récolte des thrips. Ils sont un bon moyen pour détecter la présence des thrips dans les serres avant même qu'ils ne soient échantillonnés par les autres méthodes de récolte. Tout comme Natwick et al. (2007), qui indiquent que les pièges bleus peuvent être utilisés comme un outil de détection précoce des thrips avec un minimum d'effort sur la culture de laitue et de l'oignon, un outil plus sensible qu'un échantillonnage des plantes, onéreux et long. Cependant, selon ces mêmes auteurs il est nécessaire que les thrips soient détectés dans les pièges pour débiter l'échantillonnage des plantes. Alors que selon Pearsall, Myers (2000), les méthodes d'échantillonnage direct restent le meilleur moyen pour détecter la présence du thrips californien sur la culture de nectarine. Ils ont été repérés sur les bourgeons avant les pièges bleus, dû à l'inefficacité d'avertissement précoce des pièges bleus de l'activité des adultes hivernants, c. à d. les mouvements locaux des thrips sur l'écorce et autour des bourgeons. Les résultats trouvés par Pizzol et al. (2010) montrent une relation linéaire entre le nombre de *Frankliniella occidentalis* prise dans le piège adhésif jaune et le niveau d'infestation estimé au niveau des fleurs. Pour cela la stratégie de suivie la plus appropriée pour déterminer l'activité des vols et de l'abondance des thrips sur myrtilles est de combiner des pièges adhésifs avec la méthode de secouage sur un plateau (Rodriguez-Saona et al. 2010). Ainsi, Pearsall, Myers (2000) estiment qu'il est indispensable d'utiliser soit les pièges adhésifs soit une méthode d'échantillonnage destructif pour déterminer les densités des thrips. Lo, McLaren (2003) révèlent que l'avantage principal que présente la méthode de secouage par rapport à la collecte des fleurs est qu'elle récolte plus de thrips pendant et après la floraison. La méthode de récolte des fleurs peut être utilisée à tout âge des fleurs jusqu'à la chute des pétales, dans un plus large éventail de conditions que le secouage et peut être aussi facilement standardisée entre les différents champs et vergers. La récolte des fleurs produit des résultats plus cohérents dans différentes conditions météorologiques (elles ne sont pas affectées par le vent alors que les captures sont réduites dans les pièges adhésifs à cause des brises en plein champ).

Parajulee et al. (2006) ont montré que le nombre de thrips comptés par la technique de lavage des plantes est similaire à ceux comptés par inspection visuelle. Cependant, pour les larves un nombre important ont été récoltés par lavage. Bien que, le nombre total de thrips capturés (larves et adultes) par la technique de lavage des plantes n'était que de 15% plus élevé que par la méthode visuelle, la différence n'était pas significative. Comme la technique de lavage prend plus de temps par rapport à la méthode visuelle, il est conseillé d'estimer la population des thrips par cette dernière pour une prise éventuelle de décision concernant la lutte contre les ravageurs.

La méthode appropriée pour l'échantillonnage du thrips californien dépend des objectifs, des ressources disponibles et du niveau de précision requis (Sutherland, Parrella 2011). Cependant, pour que le piégeage soit un outil de suivie efficace, le nombre de thrips capturés dans ces pièges doit être en corrélation avec le nombre de thrips infestant les cultures (Tang et al. 2016). Ainsi, pour cette étude on peut recommander d'utiliser les pièges bleus associés soit à la collecte des fleurs (méthode destructive) ou au secouage des feuilles (elle peut être utilisée pendant tout le cycle phénologique de la plante). La corrélation entre le nombre de

F. occidentalis collecté sur les feuilles et fleurs avec le nombre de thrips capturé dans les pièges bleus est positive pour la majorité des cultures (voir la section suivante).

10. Corrélation entre le nombre de thrips sur piège adhésif et le nombre de *Frankliniella occidentalis* sur feuilles et fleurs

La corrélation entre le nombre de thrips capturés dans les pièges adhésifs et le nombre de thrips californien récolté sur les feuilles et les fleurs sur les différentes cultures de Cucurbitacées sont représentés par la figure 32.

Globalement, il y'a une corrélation positive sur toutes les cultures entre le nombre de thrips californien recouvert sur les fleurs et les feuilles avec les thrips capturés dans les pièges bleus adhésifs, à l'exception du melon cultivé à Makam El Chahid où une corrélation négative est notée.

A Garta, sur le melon (var. *DRM*) (Figure 32a) une corrélation positive très forte et hautement significative est enregistrée entre le nombre de thrips compté sur les pièges bleus avec le nombre de thrips californien récupéré sur les feuilles ($r= 0,93$; $p= 0,0000$) ou les fleurs ($r= 0,92$; $p= 0,0000$).

Sur melon variété *Star plus* à O. Beraze (serre 1) (Figure 32b), une corrélation très forte, hautement significative et positive est notée entre le nombre de thrips dénombré sur les pièges bleus avec le nombre *F. occidentalis* prélevé sur les feuilles ($r= 0,86$; $p= 0,0007$). Cependant pour les fleurs, la corrélation est positive et non significative ($r= 0,53$; $p= 0,0891$).

A O. Beraze (serre 2) sur la variété *DRM* (Figure 32c), une forte corrélation, significative et positive est notée, que ce soit pour les feuilles ($r= 0,74$; $p= 0,0036$) ou les fleurs ($r= 0,72$; $p= 0,0049$) avec le nombre de thrips capturé par les pièges bleus.

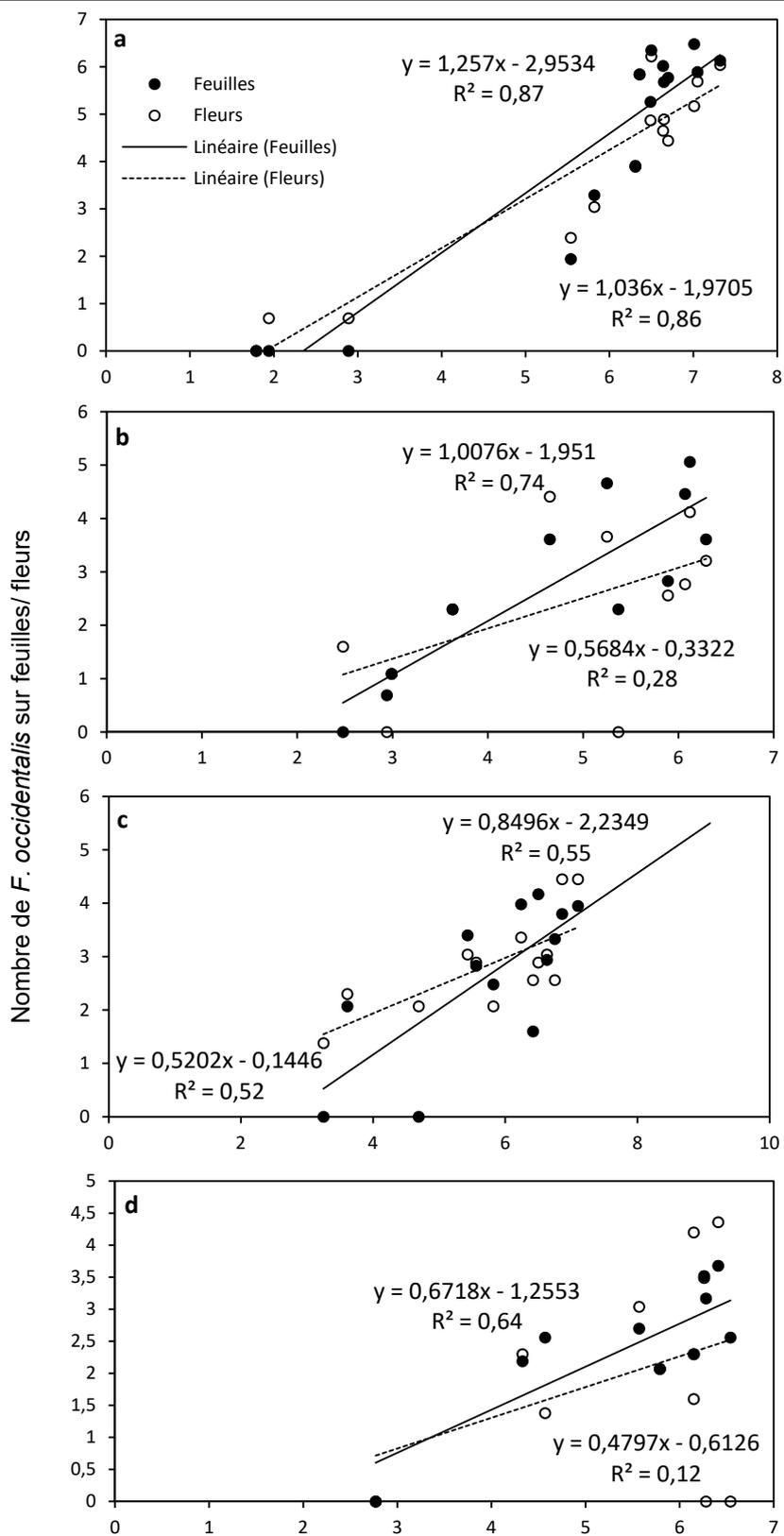
Concernant, O. Beraze (serre 3) cultivée par le melon variété *Mimosa* (Figure 32d), une très forte corrélation, positive et hautement significative est observée pour les feuilles ($r=0,81$; $p= 0,0002$). Alors qu'une corrélation positive ($r= 0,34$) mais non significative ($p= 0,2971$) est constatée pour les fleurs.

Dans la serre de Fidh Sala cultivée par le concombre variété *Sushi* (Figure 32e), la corrélation entre le nombre de thrips sur les pièges bleus et *F. occidentalis* capturé par secouage des feuilles est forte, positive et significative ($r= 0,61$; $p= 0,0339$) avec les thrips dénombrés sur les pièges bleus. Pour *F. occidentalis* capturé sur les fleurs la corrélation reste positive ($r= 0,26$) mais non significative ($p= 0,4046$).

Une très faible corrélation, non significative ($r= 0,20$; $p= 0,5293$) est notée à Zemoura cultivé par la pastèque variété *Nadou* (Figure 32f) pour les feuilles. Alors que concernant les fleurs, la corrélation est très forte, positive et hautement significative ($r=0,88$; $p= 0,0006$).

A M'ziraa dans l'Exploitation de Serroui T. cultivée par la courgette variété *Nour* (Figure 32g), la corrélation notée est très forte, positive et hautement significative que ce soit pour les thrips récoltés sur les feuilles ($r=0,90$; $p= 0,0000$) ou les fleurs ($r= 0,92$; $p= 0,0001$) avec le nombre de thrips capturé par les pièges bleus.

Sur la culture de melon variété *Star plus* cultivée sous serre à Makam El Chahid (Figure 32h), la corrélation notée est négative et non significative entre le nombre de thrips compté sur les pièges bleus avec le nombre de *F. occidentalis* échantillonné, que ce soit sur les feuilles ($r= - 0,28$; $p= 0,4562$) ou les fleurs ($r= - 0,04$; $p= 0,9155$).



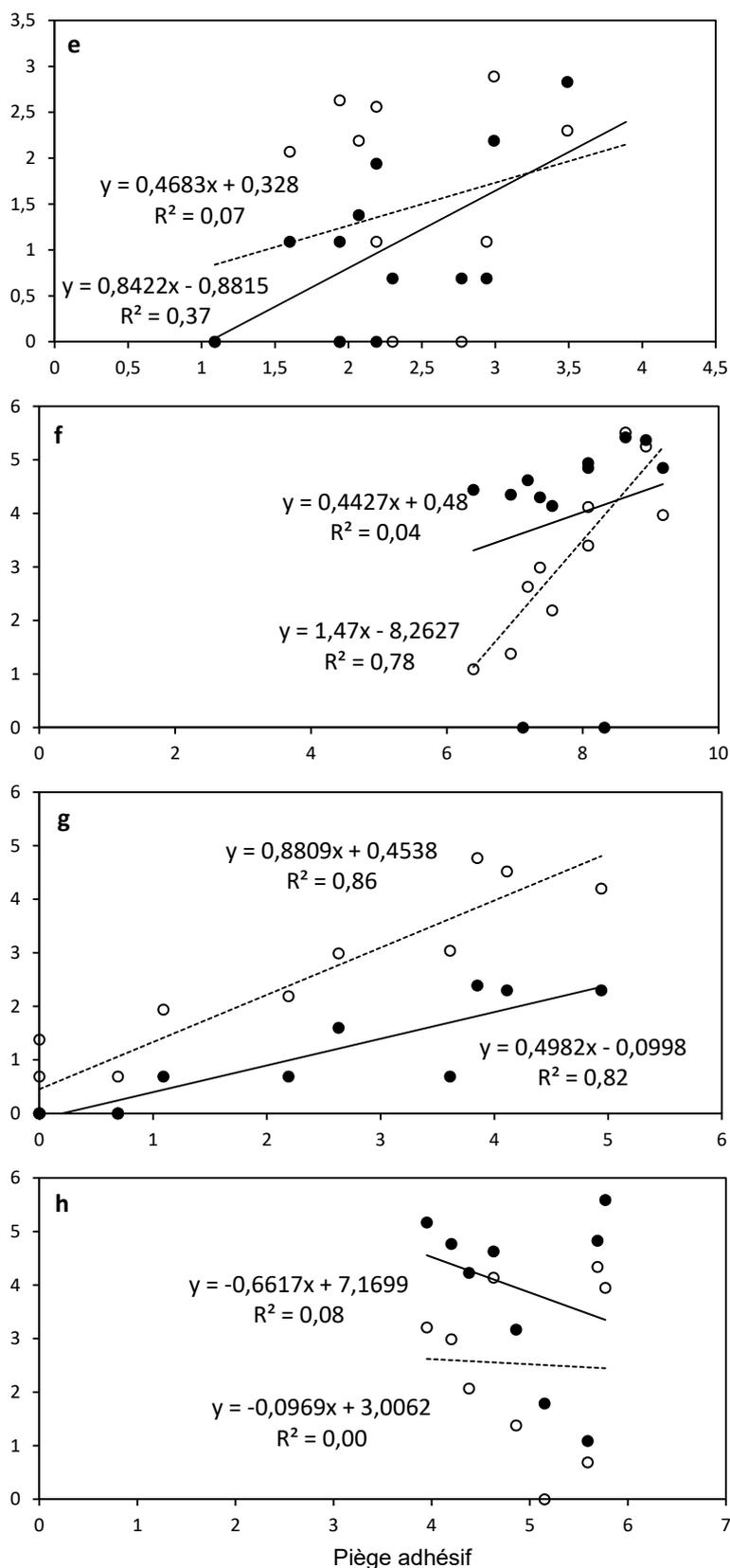


Figure 32

Corrélation entre le nombre de *Frankliniella occidentalis* sur feuilles/ fleurs et le nombre de thrips dans les pièges adhésifs. (a) melon cv. *DRM* (Garta); (b) melon cv. *Star plus*, (c) *DRM*, (d) *Mimosa* (Oued Beraze); (e) concombre cv. *Sushi* (Ain Naga); (f) pastèque cv. *Nadou* (Zemoura); (g) courgette cv. *Nour* (Exploitation Serroui T.); (h) melon cv. *Star plus* (Makam El Chahid)

10.1 Interprétation

Dans la présente étude, une relation positive entre le nombre de thrips capturé par les pièges bleus adhésif et le nombre de *F. occidentalis* récupéré sur les fleurs et issu de feuilles est établie, excepté à Makam El Chahid. Selon Tang et al. (2016), l'efficacité du piégeage comme outil de suivie doit être en corrélation entre le nombre de thrips capturé dans les pièges avec le nombre de thrips infestant la culture. Il dépend du nombre de thrips capturé par les pièges et ceux collectés sur la plante (Broughton, Harrison 2012). *F. occidentalis* est l'espèce dominante dans la plupart des sites étudiés. Une corrélation forte et positive a été signalée entre les thrips capturés dans des pièges adhésifs et récoltés sur des cultures d'oignon (MacIntyre-Allen et al. 2005) et très élevée en saison sèche sur les panicules de manguiers (Aliakbarpour, Rawi 2011). La même relation a été affirmée par Muvea et al. (2014) entre les thrips capturés dans les pièges colorés adhésifs avec les thrips infestant des feuilles et des fleurs de haricot (méthodes destructives) et récupérés par secouage (méthodes non destructives). Egalement Tang et al. (2016) ont noté une forte corrélation entre les thrips (*Megalurothrips usitatus* Bagrall) issus des captures par pièges bleus et le nombre de thrips issu des échantillons de fleurs de haricot, alors que la corrélation est faible et non significative entre les thrips capturés par les pièges jaunes et les fleurs. En Australie occidentale, sur des arbres fruitiers à feuilles caduques, Broughton, Harrison (2012) ont enregistré une faible corrélation entre les captures de thrips dans les pièges et des échantillons issus du secouage. Alors que sur les cultures de tomates, Covaci et al. (2012) n'ont indiqué aucune corrélation entre les pièges adhésifs et la méthode de secouage des feuilles.

Une corrélation négative, non significative est détectée à Makam El Chahid entre le nombre de thrips compté dans les pièges bleus et le nombre de *F. occidentalis* récolté sur les feuilles et fleurs. Même Natwick et al. (2007), ont signalé la même corrélation sur laitue. Elle est due selon ces auteurs à la migration des adultes des plants de laitue, attirés par les pièges situés à proximité. Il se pourrait aussi qu'elle survienne de certains pièges colorés qui attirent les thrips des plantes adjacentes, des individus dispersés afin de ne pas se poser sur la plante, réduisant en conséquence le nombre de thrips sur les plantes et amplifiant certaines captures des pièges.

CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

En conclusion, l'étude de la composition biologique des cultures de Cucurbitacées cultivées sous serres étudiées a mis en évidence 12 espèces de thrips composées d'espèces phytophages d'intérêt économique et agronomique certain qui sont : *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*, très redoutables à cause de leurs facultés à transmettre des *Orthotospovirus*, les autres espèces phytophages étant de moindre importance, d'une espèce prédatrice comme *Aeolothrips intermedius* et fongivore telle que *Bolothrips icarus*.

L'étude de la diversité des populations de Thysanoptères sur la culture de pastèque a révélé qu'il existe 9 espèces de thrips. Cependant, elle reste la culture la plus riche en espèces.

Au total 13446 individus de thrips appartenant aux sous ordres des Terebrantia et Tubulifera dont 12606 individus de *F. occidentalis* ont pu être recueillis à partir des différentes méthodes d'échantillonnage utilisées.

Les espèces inventoriées dans les différents sites sont presque toutes similaires avec des effectifs variables d'une serre à l'autre, due probablement à l'influence de la température et l'humidité relative dans la serre. La part des thrips térébrants est très importante (99,36% par rapport à l'ensemble des thrips) alors que les thrips tubulifères sont faiblement représentés.

Les espèces récoltées durant cette étude appartiennent à quatre familles de thrips qui sont : Aeolothripidae, Phlaeothripidae, Melanthripidae et Thripidae. La famille des Thripidae est la plus fournie en espèces.

Concernant la présence des mauvaises herbes, au total sept espèces les plus prédominantes appartenant à quatre familles botaniques (Asteraceae, Amaranthaceae, Brassicaceae, Boraginaceae) ont été recensées. Une faible abondance de mauvaises herbes et de thrips à Fidh Sala a été observée contrairement à Zemoura où ils sont plus importants. Ils sont absents dans les autres sites. Cinq espèces de thrips à savoir, *Frankliniella occidentalis*, *Odontothrips loti*, *Thrips minutissimus*, *Melanthrips fuscus*, *Aeolothrips intermedius* réparties en trois familles ont été identifiées dans les deux serres. Parmi les espèces récoltées, plusieurs espèces sont en commun entre les deux serres. Certaines espèces de mauvaises herbes n'ont pas enregistré la présence de thrips.

De l'étude il ressort aussi que l'espèce *F. occidentalis* est dominante et constante dans presque toutes les cultures étudiées. La dominance du thrips californien dépasse le taux de 81%, excepté sur la culture de courgette variété *Hiba* (N'Fidhet Elrragma) où le taux noté était de 19%. La dominance des autres espèces inventoriées est faible, leurs nombres ne sont pas très importants, elles oscillent entre 0,07% et 32,43%.

Concernant la fluctuation de population générale des thrips suivis sur les différentes variétés de Cucurbitacées, apparaît que leur présence est permanente sur la majorité des variétés du début à la fin du cycle phénologique de la plante. Le nombre des thrips est élevé lorsque les températures des serres augmentent à partir du mois de mars pour les variétés semées en janvier. Cependant, le niveau d'infestation des plantes diffère selon la culture.

Les pièges bleus adhésif utilisés durant l'étude permettent de capturer et de détecter précocement les thrips dans les serres dès leurs installation, et ceci avant même qu'ils ne soient capturés par les autres méthodes d'échantillonnage.

La fluctuation de population de *F. occidentalis* sur les fleurs et feuilles sur la majorité des variétés est continue. Cependant, cette fluctuation diffère selon le site d'étude. Les pics sont enregistrés principalement pendant la floraison. L'activité de vol des adultes est très faible au début de la saison s'ensuit une augmentation au cours du temps. Cette augmentation dépend de la température et de l'humidité relative dans les serres.

Frankliniella occidentalis est le thrips le plus abondant parmi les thrips inventoriés. Un nombre de 11037 individus (sans les thrips issus de pièges à eau) est dénombré sur les cultures de Cucurbitacées, dont 6842 sur les feuilles et 4195 sur les fleurs. Elles sont récoltées, essentiellement dans les fleurs de toutes les cultures, excepté le melon variété *Star plus* à Oued Beraze et à Makam El Chahid dont le nombre est plus important sur les feuilles.

Pour le sex-ratio, la prédominance des femelles par rapport aux mâles a été notée. Le pourcentage de mâles de *F. occidentalis* a été évalué entre 0-28,33%. Le rapport entre les mâles et les femelles diffère selon les sites d'échantillonnage.

Le nombre de thrips capturés par les pièges bleus adhésif est considérable par rapport au nombre de thrips récupérés dans les pièges bleus à eau, les thrips récoltés par les techniques du secouage des feuilles et la collecte des fleurs. Les pièges bleus adhésif sont un bon moyen pour détecter la présence des thrips dans les serres avant même qu'ils ne soient observés par les autres méthodes de récolte.

Dans le présent travail, il est recommandé d'adopter les pièges bleus adhésif associés soit à la collecte des fleurs ou au secouage des feuilles pour estimer la population des thrips. Le secouage peut être employé pendant toute la saison culturale.

La corrélation entre le nombre de thrips capturé dans les pièges bleus adhésifs et le nombre de thrips californien recouvert sur les fleurs et les feuilles est positive à l'exception du melon cultivé à Makam El Chahid où une corrélation négative est observée.

Enfin, comme perspective il est recommandé de :

- D'étaler la recherche sur les thrips et particulièrement *Frankliniella occidentalis* à d'autres localités, d'autres cultures et éventuellement sur les mauvaises herbes associées à ces cultures pour une meilleure connaissance de son aire de répartition.
- Inventorier les cultures (ou plantes) hôtes de ce ravageur.
- Définir les seuils de nuisibilité de chaque culture dans les conditions de Biskra
- Rechercher des antagonistes des thrips au niveau des serres et en plein champ ; et voir leur influence sur le développement des thrips dans les conditions de Biskra (relation prédateur-ravageur)
- Rechercher la présence des *Orthotospovirus* au niveau des cultures, mauvaises herbes et dans de potentiels vecteurs comme *Frankliniella occidentalis*

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Abd El-Wahab A.S. 2016. Survey, seasonal abundance of thrips species and first record of two thrips species associated with soybean and weed plants in Egypt. *Egyptian Academy Journal of Biological Science* 9: 49–68.
- Abd El-Wahab A.S., El-Shazly M.A. 2017. Identification and characterization of *Soybean vein necrosis virus* (SVNV): A newly isolated thrips-borne *Tospovirus* in Egypt. *J. Virol. Sci.* 1: 76–90.
- Abdullah Z.S., Greenfield B.P.J., Ficken K.J., Taylor J.W.D., Wood M., Butt T.M. 2015. A new attractant for monitoring western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* in protected crops. *SpringerPlus* 4: 89. <https://doi.org/10.1186/s40064-015-0864-3>
- Ábrahám R. 2012. First investigation of species composition of Thysanoptera inhabiting alfalfa based on their second stage larvae. *Acta Phytopathol. Entomol. Hungarica* 47(1): 81–86.
- Affandi A., Medina C. de la Rosa. 2013. Age structure and sex ratio of thrip *Scirtothrips dorsalis* Hood (Thysanoptera : Thripidae) associating with mango agroecosystem in East Java, Indonesia. *Agrivita* 35(3): 227–236.
- Ahmed M.H., Ullah M.I., Raza A.M., Afzal M., Khaliq A., Iftikhar Y., Aatif H.M. 2017. Population dynamics of *Thrips tabaci* (Lindeman) in relation to abiotic climate factors on Bt and non-Bt cotton cultivars. *Pakistan J. Zool.* 49(6): 1937–1943.
- Akhter M.S., Holkar S.K., Akanda A.M., Mandal B., Jain R. K. 2012. First Report of *Groundnut bud necrosis virus* in tomato in Bangladesh. *Plant Dis.* 96(6): 917. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-02-12-0199-PDN>
- Alabi O.J., Saidov N., Muniappan R., Naidu R.A. 2012. First report of *Iris yellow spot virus* in onion in Tajikistan. *New Disease Reports* 26: 28. <http://dx.doi.org/10.5197/j.2044-0588.2012.026.028>
- Albajes R., Gullino M.L., van Lenteren J.C., Elad Y. 1999. *Integrated pest and disease management in greenhouse crops*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 545p.
- Aliakbarpour H., Rawi C.S.Md. 2012. The species composition of thrips (Insecta: Thysanoptera) inhabiting mango orchards in Pulau Pinang, Malaysia. *Tropical Life Sciences Research* 23: 45–61.
- Aliakbarpour H., Rawi C.S.M.D. 2011. Evaluation of yellow sticky traps for monitoring the population of thrips (Thysanoptera) in a Mango orchard. *Environ. Entomol.* 40(4): 873–879.
- Allache F., Demnati F., Razi S. 2020. Thrips diversity and *Frankliniella occidentalis* trends on three melon cultivars at Biskra, Algeria. *Entomologie faunistique - Faunistic Entomology* 73: 191–206.
- Allan S.A., Gillett-kaufman J.L., 2018. Attraction of thrips (Thysanoptera) to colored sticky traps in a Florida olive grove. *Fla. Entomol.* 101: 61–68.
- Allsopp E. 2010. Investigation into the apparent failure of chemical control for management of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), on plums in the Western Cape Province of South Africa. *Crop Prot.* 29(8): 824–831.
- Almeida M.M.S., Orílio A.F., Melo F.L., Rodriguez R., Feliz A., Cayetano X., Martínez R.T., Resende R.O. 2014. The first report of *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV) infecting long beans and chili peppers in the Dominican Republic. *Plant Dis.* 98(9): 1285. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-14-0348-PDN>
- Al-Saleh M.A., Al-Shahwan I. M., Amer M.A., Shakeel M.T., Ahmad M.H., Kamran A., Efthimiou C.E., Katis N.I. 2014. First report of *Tomato spotted wilt virus* in lettuce crops in Saudi Arabia. *Plant Dis.* 98(11): 1591. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-14-0444-PDN>
- Ananthkrishnan T.N., Annadurai R.S. 2007. Thrips-tospovirus interactions: Biological and molecular implications. *Curr. Sci.* 92: 1083–1086.
- 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.

- Andret-Link P., Fuchs M. 2005. Transmission specificity of plant viruses by vectors. *J. Plant Pathol.* 87(3): 153–165.
- Annamalai M., Kaushik H. D., Selvaraj K. 2016. Bioefficacy of *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin and *Lecanicillium lecanii* Zimmerman against *Thrips tabaci* Lindeman. *Proc. Natl. Acad. Sci., India, Sect. B Biol. Sci.* 86(2): 505–511.
- Arif M.J., Gogi M.D., Mirza M., Zia K., Hafeez F. 2006. Impact of plant spacing and abiotic factors on population dynamics of sucking insect pests of cotton. *Pakistan Journal Biological Sciences* 9(7): 1361–1369.
- Arthurs S., Heinz K.M. 2003. Thrips parasitic nematode *Thripinema nicklewoodi* (Tylenchida: Allantonematidae) reduces feeding, reproductive fitness, and tospovirus transmission by its host, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Environ. Entomol.* 32(4): 853–858.
- Atakan E. 2011. Population densities and distributions of the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and its predatory bug, *Orius niger* (Hemiptera: Anthocoridae), in strawberry. *Int. J. Agric. Biol.* 13(5): 638–644.
- Atakan E., Bayram A. 2011. Distributions of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and its predatory bug *Orius niger* (Hemiptera: Anthocoridae) assessed by coloured sticky traps and plant samplings in cotton. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 44(16): 1595–1608.
- Atakan E., Canhilal R. 2004. Evaluation of yellow sticky traps at various heights for monitoring cotton insect pests. *J. Agric. Urban Entomol.* 21(1): 15–24.
- Atakan E., Pehlivan S., Kiminsu A. 2016. Pest status of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), in tunnel-grown strawberry. *Turkiye Entomoloji Derg.* 40(1): 61–71.
- Baez I., Reitz S.R., Funderburk J.E., Olson S.M. 2011. Variation within and between *Frankliniella* thrips species in host plant utilization. *Journal of Insect Science* 11(41): <https://doi.org/10.1673/031.011.0141>
- Badillo-Vargas I. E., Roe N., Funderburk J. E., Adkins S. 2015. First report of *Tomato chlorotic spot virus* in scarlet eggplant (*Solanum aethiopicum*) and american black nightshade (*Solanum americanum*) in the United States. *Plant Disease* 99(10): 1450. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-15-0385-PDN>
- Bailey S.F. 1933. The biology of the bean thrips. *Hilgardia* 7(12): 467–522.
- Bailey S.F. 1938. *Thrips of economic importance in California*. University of California College of Agriculture Experimental Station 346: 1-77.
- Bailey S.F. 1957. *The thrips of California. Part I: suborder Terebrantia*. University of California Press edition, Berkeley and Los Angeles. 220 p.
- Barandoc-Alviar K., Badillo-Vargas I.E., Whitfield A.E. 2016. Interactions between insect vectors and propagative plant viruses. In: H. Czosnek, M. Ghanim (eds) *Management of Insect Pests to Agriculture*, Springer, Switzerland, pp. 133–179.
- Bautista R.C., Mau R.F.L., Cho J.J., Custer D.M. 1995. Potential of tomato spotted wilt tospovirus plant hosts in Hawaii as virus transmission by *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Phytopathology* 85: 953–958.
- Beikzadeh N., Jafarpour B., Rouhani H., Peters D., Hassani-Mehraban A. 2012. Molecular diagnosis of *Iris yellow spot virus* (IYSV) on onion in Iran. *J. Agr. Sci. Tech.* 14: 1149–1158.
- Belaam I., Boulahia-Kheder S. 2012. Inventory of thrips species in citrus orchards and assessment of scarring fruits in two citrus-producing regions of Tunisia. *Tunis. J. Plant Prot.* 7: 43–51.
- Belhadi A., Mehenni M., Reguieg L., Yekhlif H. 2016. Apport de la plasticulture au dynamisme agricole de la région des Ziban (Biskra). *Revue Agriculture* (Numéro Spécial) 1: 93–99.
- Bengouga K., Laamari M. 2015. Thrips survey among different faba bean (*Vicia faba* L.) cultivars in Biskra. Algeria. *Agric. Biol. J. N. Am.* 7(5): 207–212.

- Benhamou N., Rey P. 2012. Stimulateurs des défenses naturelles des plantes: une nouvelle stratégie phytosanitaire dans un contexte d'écoproduction durable. II. Intérêt des SDN en protection des cultures. *Phytoprotection* 92(1): 24–35.
- Benmessaoud-Boukhalfa H., Mouhouche F., Belmazouzi F.Z. 2010. Inventory and identification of some thrips species in coastal and sub-coastal regions of Algeria. *Agric. Biol. J. N. Am.* 1: 755–761.
- Birithia R.K., Subramanian S., Muthomi J.W., Narla R.D. 2018. Seasonal dynamics and alternate hosts of thrips transmitted *Iris yellow spot virus* in Kenya. *Afr. Crop Sci. J.* 26 (3): 365–376.
- Birithia R., Subramaniana S., Pappu H.R., Muthomi J., Narla R.D. 2013. Analysis of *Iris yellow spot virus* replication in vector and non-vector thrips species. *Plant Pathology* 62: 1407–1414.
- 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 Dis.* 96(9): 1384. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-12-0462-PDN>
- Bitterlich I., Macdonald L.S. 1993. The prevalence of tomato spotted wilt virus in weeds and crops in southwestern British-Columbia. *Can. Plant Dis. Surv.* 73(2):137–142.
- Black L.M. 1954. Arthropod transmission of plant viruses. *Experimental Parasitology* 3(1): 72–104.
- Boari A.J., Maciel-Zambolim E., La E., Lima G.S.A., Kitajima E.W., Brommonschenkel S.S.H., Zerbini F.M. 2002. Detection and partial characterization of an isolate of *Groundnut ringspot virus* in *Solanum sessiliflorum*. *Fitopatol. Bras.* 27: 249–253.
- Boiteux L.S., de Noronha Fonseca M.E., Vieira J.V., de Cássia Pereira-Carvalho R. 2012. Breeding for resistance to viral diseases. In: Fritsche-Neto R., Borém A. (eds) *Plant Breeding for Biotic Stress Resistance*. Springer, Berlin, pp. 57–79.
- Bournier A. 1983. Les Thrips: Biologie, Importance Agronomique. INRA, Paris. 128 p.
- Bournier J.P. 2000. Les Thysanoptères de l'île de la Réunion : Terebrantia. *Bull. Soc. Ent. Fr.* 105(1): 65–108.
- Briese T., Calisher C.H., Higgs S. 2013. Viruses of the family Bunyaviridae: Are all available isolates reassortants? *Virology* 446: 207–216.
- Brodsgaard H.F., 1989. Coloured sticky traps for *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera, Thripidae) in glasshouses. *J. Appl. Ent.* 107: 136–140.
- Broughton S., Bennington J.M.A., Cousins D.A. 2015. Thrips (Thysanoptera) damage to apples and nectarines in Western Australia. *Crop Prot.* 72: 47–56.
- Broughton S., Harrison J. 2012. Evaluation of monitoring methods for thrips and the effect of trap colour and semiochemicals on sticky trap capture of thrips (Thysanoptera) and beneficial insects (Syrphidae, Hemerobiidae) in deciduous fruit trees in Western Australia. *Crop Prot.* 42: 156–163.
- Bulajić A., Djekić I., Jović J., Krnjajić S., Vučurović A., Krstić B. 2009. Incidence and distribution of *Iris yellow spot virus* on onion in Serbia. *Plant Dis.* 93: 976–982.
- Buntin G.D., Harrison R.D., Oetting R.D., Daniell J.W. 1988. Response of leaf photosynthesis and water relations of impatiens and peach to thrips' injury. *J. Agric. Entomol.* 5(3): 169–177.
- Burgess L., Weegar H.H. 1988. Thrips (Thysanoptera) in canola crops in Saskatchewan. *The Canadian Entomologist* 120: 815–819.
- Cai J.-H., Qin B.-X., Wei X.-P., Huang J., Zhou W.-L., Lin B.-S., Yao M., Hu Z.-Z., Feng Z.-K., Tao X.-R. 2011. Molecular identification and characterization of *Tomato zonate spot virus* in tobacco in Guangxi, China. *Plant Dis.* 95(11): 1483. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-11-0486>
- Camelo-Garcia V.M., Lima E.F.B., Mansilla-Cordova P.J., Rezende J.A.M., Kitajima E.W., Barreto M. 2014. Occurrence of *Groundnut ringspot virus* on Brazilian peanut crops. *J. Gen. Plant Pathol.* 80: 282–286.
- Camelo-García V.M., Lima E.F.B., Rezende J.A.M. 2015. Identification of natural hosts of *Zucchini lethal chlorosis virus*. *Trop. plant pathol.* 40(5): 345–349.

- Campbell P.R., Cremer J.E., Roach R.L., Steele V., Subramaniam S., Sivasubramaniam V., Monsour C., Mullins T., Persley D.M., Gambley C.F. 2017. Towards area wide management of insect vectored viruses of tomatoes in the Bowen district. *Virus Res.* 241: 228–235.
- Castañé C., Riudavets J., Yano E. 1999. Biological control of thrips. In: Albajes R. et al. (eds) *Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops*. Kluwer Academic Publishers, the Netherlands, pp. 244–253.
- Chatzivassiliou E.K., Boubourakas I., Drossos E., Eleftherohorinos I., Jenser G., Peters D., Katis N.I. 2001. Weeds in greenhouses and tobacco fields are differentially infected by *Tomato spotted wilt virus* and infested by its vector species. *Plant Dis.* 85: 40–46.
- Chatzivassiliou E.K., Nagata T., Katis N.I., Peters D. 1999. Transmission of tomato spotted wilt tospovirus by Thrips tabaci populations originating from leek. *Plant Pathology* 48: 700–706.
- Chaves A.L.R., Eiras M., Colariccio A., Moreira S.R., Chagas C.M. 2001. Detection of the *Groundnut ringspot virus* in lettuce and tomato plants in Sao Paulo state. *Summa Phytopathol.* 27: 50–53.
- Chazeau J. 1985. Predaceous insects. In: Helle W., Sabelis M.W. (eds) *Spider Mites, Their Biology, Natural Enemies and Control*. Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam, pp. 211–246.
- Chen C.C., T.C. Chen, Y.H. Lin, S. D. Yeh, Hsu H.T. 2005. A chlorotic spot disease on calla lilies (*Zantedeschia* spp.) is caused by a tospovirus serologically but distantly related to *Watermelon silver mottle virus*. *Plant Dis.* 89:440–445.
- Chen T.C., Lu Y.-Y., Cheng Y.-H., Li J.-T., Yeh Y.-C., Kang Y.-C., Chang C.-P., Huang L.-H., Peng J.-C., Yeh S.-D. 2010. Serological relationship between *Melon yellow spot virus* and *Watermelon silver mottle virus* and differential detection of the two viruses in cucurbits. *Arch. Virol.* 155: 1085–1095.
- Chitturi A., Conner K., Sikora E.J., Jacobson A.L. 2018. Monitoring seasonal distribution of thrips vectors of *Soybean Vein Necrosis Virus* in Alabama soybeans. *J. Econ. Entomol.* 111(6): 2562–2569.
- Cho K., Walgenbach J.F., Kennedy G.G. 2000. Daily and temporal occurrence of *Frankliniella* spp. (Thysanoptera: Thripidae) on tomato. *Appl. Entomol. Zool.* 35(2): 207–214.
- Chou W.-C., Lin S.-S., Yeh S.-D., Li S.-L., Peng Y.-C., Fan Y.-H., Chen T.-C. 2017. Characterization of the genome of a phylogenetically distinct tospovirus and its interactions with the local lesion-induced host *Chenopodium quinoa* by whole-transcriptome analyses. *PLoS ONE* 12(8): e0182425. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0182425>
- Ciuffo M., Kurowski C., Vivoda E., Copes B., Masenga V., Falk B.W., Turina M. 2009. A new *Tospovirus* sp. in cucurbit crops in Mexico. *Plant Dis.* 93: 467–474.
- Ciuffo M., Mautino G.C., Bosco L., Turina M., Tavella L. 2010. Identification of *Dictyothrips betae* as the vector of *Polygonum ring spot virus*. *Ann. Appl. Biol.* 157: 299–307.
- Cloyd R.A. 2009. Western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) management on ornamental crops grown in greenhouses: Have we reached an impasse? *Pest Technology* 3(1): 1–9.
- Cluever J.D., Smith H.A. 2016. Pest information guide: eastern flower thrips *Frankliniella tritici* (Fitch), IFAS Extension, University of Florida. <https://edis.ifas.ufl.edu/in1137>. Accessed January 2021
- Colariccio A., Chaves A.L.R., Eiras M., Chagas C.M., Frangioni D.S.S., Pavan M.A. 2001. Occurrence of *Groundnut ringspot virus* on sweet pepper in Sao Paulo State, Brazil. *Summa Phytopathol.* 27: 323–325.
- Cortês I., Livieratos I.C., Derks A., Peters D., Kormelink R. 1998. Molecular and serological characterization of iris yellow spot virus, a new and distinct tospovirus species. *Phytopathology* 88: 1276–1282.
- Coutts B.A., McMichael L.A., Tesoriero L., Rodoni B.C., Wilson C.R., Wilson A.J., Persley D.M., Jones R.A.C. 2003. *Iris yellow spot virus* found infecting onions in three Australian states. *Australas. Plant Pathol.* 32: 555–557.
- Covaci A.D., Oltean I., Raica P.A., Mitre V. 2012. Monitoring of western flower thrips population in a greenhouse tomato crop. *Bulletin UASVM Agriculture* 69(1): 214–220.

- Culbreath A.K., Todd J.W., Brown S.L. 2003. Epidemiology and management of Tomato spotted wilt in peanut. *Annu. Rev. Phytopathol.* 41: 53–75.
- de Assis Filho F.M., Deom C.M., Sherwood J.L. 2004. Acquisition of *Tomato spotted wilt virus* by adults of two thrips species. *Phytopathology* 94: 333–336.
- Deghiche-Diab N., Deghiche L., Belhamra M. 2015. Inventory of arthropods in an agro-ecosystem Ziban oasis, Ain Ben Noui, Biskra, Algeria. *J. Entomol. Zool. Stud.* 3(4): 229–234.
- de Oliveira A.S., Melo F.L., Inoue-Nagata A.K., Nagata T., Kitajima E.W., Resende R.O. 2012. Characterization of *Bean necrotic mosaic virus*: A member of a novel evolutionary lineage within the genus *Tospovirus*. *PLoS ONE* 7(6): e38634. doi:10.1371/journal.pone.0038634
- Dewey R.A., Semorile L., Grau O., de Avila A.C., Kitajima E.W. 1995. Characterization of the N gene of the *Groundnut ringspot virus* (GRSV) isolate from Argentina. *Journal of Phytopathology* 143: 713–717.
- Dhaliwal M.S., Sharma A. 2016. Breeding for resistance to virus diseases in vegetable crops. In: Peter K.V. (eds) *Innovations in Horticultural Sciences*. New India Publishing Agency, New Delhi, India, pp. 303-327.
- Diaz B.M., Fereres A. 2007. Ultraviolet-blocking materials as a physical barrier to control insect pests and plant pathogens in protected crops. *Pest Technol.* 1: 85–95.
- 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.
- Dietzgen R.G., Mann K.S., Johnson K.N. 2016. Plant virus–insect vector interactions: current and potential future research directions. *Viruses* 8: 303. doi:10.3390/v8110303
- Ding T., Chi H., Gökçe A., Gao Y., Zhang B. 2018. Demographic analysis of arrhenotokous parthenogenesis and bisexual reproduction of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *Sci. Rep.* 8(1): 1–10. doi:10.1038/s41598-018-21689-z
- Dixon G.R. 1981. Pathogens of solanaceous crops. In: *Vegetable Crop Diseases*. Palgrave Macmillan, London, pp. 337-383.
- Djebara F., Benzahra A., Mimeche F., Saharaoui L. 2018. Diversity of entomofauna associated with greenhouse-grown tomatoes in Algiers (North Algeria). *Studia UBB Biologia* 63(2): 139–151.
- Doederlein T.A., Sites R.W. 1993. Host plant preferences of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) for onions and associated weeds on the Southern High Plains. *J. Econ. Entomol.* 86(6): 1706–1713.
- Doğramacı M., Arthurs S.P., Chen J., McKenzie C., Irrizary F. 2011. Lance osborne a. management of chilli thrips *Scirtothrips dorsalis* (Thysanoptera: Thripidae) on peppers by *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). *BiolControl.* 59(3): 340–347.
- Dong J.-H., Cheng X.-F., Yin Y.-Y., Fang Q., Ding M., Li T.-T., Zhang L.-Z., Su X.-X., McBeath J.H., Zhang Z.-K. 2008. Characterization of *Tomato zonate spot virus*, a new tospovirus in China. *Arch. Virol.* 153: 855–864.
- Ebratt E.E.R., Acosta R.A., Martínez O.Y.B., Guerrero O.G., Turizo W.A. 2013. *Tomato spotted wilt virus* (TSWV), weeds and thrip vectors in the tomato (*Solanum lycopersicum* L.) in the Andean region of Cundinamarca (Colombia). *Agron. Colomb.* 31: 58–67.
- Ebssa L., Borgemeister C., Poehling H.-M. 2004. Effectiveness of different species/strains of entomopathogenic nematodes for control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) at various concentrations, host densities, and temperatures. *BiolControl.* 29(1): 145–154.
- Elekcioglu N.Z. 2013. Color preference, distribution and damage of thrips associated with lemon and orange in Adana, Turkey. *Pak. J. Zool.* 45(6): 1705–1714.
- Elimem M., Chermiti B. 2009. Population dynamics of *Frankliniella occidentalis* Pergande (1895) (Thysanoptera : Thripidae) and evaluation of its different ecotypes and their evolution in a rose (*Rosa hybrida*) greenhouse in the Sahline region, Tunisia. *African Journal of Plant Science and Biotechnology* 3: 53–62.

- Elimem M., Karouia W., Lahfef C., Ben Othmen S., Limem-Sellemi E., Mliki Y. 2019. Thrips species composition, biodiversity and seasonal dynamic populations in two vine grape orchards in the north-eastern region of Tunisia. *Journal of New Sciences, Agriculture and Biotechnology* 64: 4028–4039.
- Ellington C.P. 1980. Wing mechanics and take-off preparation of *Thrips* (Thysanoptera). *J. Exp. Biol.* 85: 139–136.
- Elliott D.R., Lebas B.S.M., Ochoa-Corona F.M., Tang J., Alexander B.J.R. 2009. Investigation of *Impatiens necrotic spot virus* outbreaks in New Zealand. *Australas. Plant Pathol.* 38: 490–495.
- Elliott R.M. 1997. Emerging viruses: the Bunyaviridae. *Mol. Med.* 3(9): 572-577.
- El-Sayed A. M., Suckling D.M., Wearing C.H., Byers J.A. 2006. Potential of mass trapping for long-term pest management and eradication of invasive species. *J. Econ. Entomol.* 99(5): 1550–1564.
- Eltez S., Karsavuran Y., Durmuşoğlu E. 2006. The studies on the determination of species of Thysanoptera in processing tomato production areas in İzmir (Bergama, Kınık) province of Turkey. *Ege Üniv. Ziraat Fak. Derg.* 43(3): 21–29
- Escalante C., Bollich P., Valverde R.A. 2018. Soybean vein necrosis virus naturally infecting yard-long bean (*Vigna unguiculata* ssp. *sesquipedalis*) and Soybean (*Glycine max*) in Louisiana. *Plant Dis.* 102(10): 2047. <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-18-0469-PDN>
- Escobar-Bravo R., Nederpel C., Naranjo S., Kim H.K., Rodriguez-Lopez M.J., Chen G., Glauser G., Leiss K.A., Klinkhamer P.G.L. 2021. Ultraviolet radiation modulates both constitutive and inducible plant defenses against thrips but is dose and plant genotype dependent. *J. Pest Sci.* 94: 69–81.
- Ezueh M.I., Amusan L.O. 1988. Cowpea insect damage as influenced by the presence of weeds. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 21: 255–263.
- Fail J., Péntzes B. 2004. Species composition of Thysanoptera in white cabbage heads. *Acta Phytopathol. Entomol. Hungarica* 39(1-3): 165–171.
- Faircloth J.C., Bradley Jr.J.R., Van Duyn J.W., Groves R.L. 2001. Reproductive success and damage potential of tobacco thrips and western flower thrips on cotton seedlings in a greenhouse environment. *J. Agric. Urban Entomol.* 18: 179–185.
- Farooq M.A., Atta B., Arif M.J., Saleem M.J., Ayub M.A., Akhtar M.F., Ayyub M.B., Nadeem S. 2019. Effect of population dynamics of thrips on blemishes in relation to abiotic factors on fruiter early cultivar of citrus. *Pak. Entomol.* 41(2): 79–86.
- Ferguson A.W. 1994. Pests and plant injury on lupins in the south of England. *Crop Prot.* 13(3): 201–210.
- Ferguson A.W., Fitt B.D.L., Williams I.H. 1997. Insect injury to linseed in south-east England. *Crop Prot.* 16(7): 643–652.
- Fiedler Z., Sosnowska D. 2007. Nematophagous fungus *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson is also a biological agent for control of greenhouse insects and mite pests. *BioControl* 52: 547–558.
- Fournier F., Boivin G., Stewart R.K. 1995. Effect of *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) on yellow onion yields and thresholds for its management. *J. Econ. Entomol.* 88: 1401–1407.
- Frantz G., Mellinger H.C. 2009. Shifts in western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), population abundance and crop damage. *Fla. Entomol.* 92: 29–34.
- Frantz G., Mellinger H.C. 1990. Flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) collected from vegetables, ornamentals and associated weeds in south Florida. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society* 103: 134–137.
- Funderburk J. 2001. Ecology of thrips. In: Marullo R., Mound L. (eds) *Thrips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera*. Australian National Insect Collection, Canberra, Australia. pp. 121-128.
- Garcia L.E., Brandenburg R.L., Bailey J. E. 2000. Incidence of *Tomato spotted wilt virus* (Bunyaviridae) and tobacco thrips in Virginia-type peanuts in North Carolina. *Plant Dis.* 84: 459–464.

- Garrick T.A., Liburd O.E., Funderburk J. 2016. Effect of humidity on fecundity and egg incubation of *Frankliniella bispinosa* and *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Fla. Entomol.* 99: 505–508.
- Gholami Z., Sadeghi A. 2016. Management strategies for western flower thrips in vegetable greenhouses in Iran: a Review. *Plant Protect. Sci.* 52 (2): 87–98.
- Ghosh A., Dey D., Timmanna, Basavaraj, Mandal B., Jain R.K. 2017. Thrips as the Vectors of Tospoviruses in Indian Agriculture. In: Mandal B., Rao G., Baranwal V., Jain R. (eds) *A Century of Plant Virology in India*. Springer, Singapore, pp. 537–561.
- Giampan J.S., Rezende J.A.M., Silva R.F. 2007. Reaction of cucurbits species to infection with *Zucchini lethal chlorosis virus*. *Sci. Hortic.* 114: 129–132.
- Gill H.K., Garg H., Gill A.K., Gillett-Kaufman J.L., Nault B.A. 2015. Onion thrips (Thysanoptera: Thripidae) biology, ecology, and management in onion production systems. *Journal of Integrated Pest Management* 6(1): 6. doi: <https://doi.org/10.1093/jipm/pmv006>
- 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.
- Gillott C. 2005. *Entomology*. Third Edition. Published by Springer, Dordrecht, The Netherlands.
- Gokkaya S., Karaca I. 2019. Population change and distribution of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) in strawberry greenhouses. *Int. J. Agric. Environ. Food Sci.* 3(2):106–111.
- Goldarazena A., Mound L. 2006. The biodiversity of Thysanoptera at the Great Smoky Mountains National Park (U.S.A.), an introduction. *Boletín Soc. Entomológica Aragon.* 38: 291–299.
- Goldbach R., Kormelink R. 2011. Tospovirus. In: Tidona C., Darai G. (eds) *The Springer Index of Viruses*. Springer, New York, NY, pp. 231–235.
- Goldbach R., Peters D. 1994. Possible causes of the emergence of tospovirus diseases. *Seminars in Virology* 5: 113–120.
- Golnaraghi A.R., Hamed A., Yazdani-Khameneh S., Khosroshahi T. S. 2013. First report of a natural occurrence of *Tomato yellow fruit ring virus* on pepper in Iran. *Plant Dis.* 97(9): 1259. doi: 10.1094/PDIS-12-12-1199-PDN
- Golnaraghi A.R., Pourrahim R., Ahoonmanesh A., Zamani-Zadeh H.R., Farzadfar Sh. 2008. Detection and characterization of a distinct isolate of *Tomato yellow fruit ring virus* from potato. *Plant Dis.* 92: 1280–1287.
- Golnaraghi A.R., Pourrahim R., Farzadfar S., Ohdhima K., Shahraeen, Ahoonmanesh A. 2007. Incidence and distribution of *Tomato yellow fruit ring virus* on soybean in Iran. *Plant Pathol. J.* 6(1): 14–21.
- González-Alvarez H., Chang-Sidorchuk L., Barboza Vargas N., González Arias G., Martínez-Zubiaur Y. 2017. First report of *Tomato chlorotic spot virus* infecting pepper and common bean in Cuba. *Plant Dis.* 101(6): 1064. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-16-1284-PDN>
- González C., Suris M., Retana-Salazar A. 2010. Especies de trips asociadas a plantas arvenses en la provincia de la Habana. *Métodos en Ecología y Sistemática* 5: 37-43.
- González-Pacheco B.E., Silva-Rosales L. 2013. First report of *Impatiens necrotic spot virus* in Mexico in tomatillo and pepper plants. *Plant Dis.* 97(8): 1124. <https://doi.org/10.1094/PDIS-01-13-0092-PDN>
- Gonzalez-Zamora J.E., Garcia-Mari F. 2003. The efficiency of several sampling methods for *Frankliniella occidentalis* (Thysan., Thripidae) in strawberry flowers. *J. Appl. Ent.* 127: 516–521.
- Gracia O., de Borbon C.M., de Granval Millan Nand Cuesta G.V. 1999. Occurrence of different tospoviruses in vegetable crops in Argentina. *Journal of Phytopathology* 147: 223–227.
- Gratwick M., 1992. Thrips on peas. In: Gratwick M. (eds) *Crop Pests in the UK*. Springer, Dordrecht, pp. 88-90
- Gray S.M., Banerjee N. 1999. Mechanisms of arthropod transmission of plant and animal viruses. *Microbiol. Mol. Biol. Rev.* 63(1): 128–148.

- Greber R.S., Klose M.J., Teakle D.S. 1991. High incidence of tobacco streak virus in tobacco and its transmission by *Microcephalothrips abdominalis* and pollen from *Ageratum houstonianum*. *Plant Dis.* 75: 450–452.
- Grové T., Giliomee J.H., Pringle K.L. 2000. Seasonal abundance of different stages of the citrus thrips, *Scirtothrips aurantii*, on two mango cultivars in South Africa. *Phytoparasitica* 28(1): 43–53.
- Gu Q.S., Wu H.J., Chen H.Y., Zhang X.J., Wu M.Z., Wang D.M., Peng B., Kong X.Y., Liu T.J. 2012. *Melon yellow spot virus* identified in China for the first time. *New Disease Reports* 25: 7. <http://dx.doi.org/10.5197/j.2044-0588.2012.025.007>
- Hafez E.E., El-Morsi A.A., El-Shahaby O.A., Abdelkhalek A.A. 2014. Occurrence of *Iris yellow spot virus* from onion crops in Egypt. *VirusDis.* 25(4): 455–459.
- Hanafi A., Lacham A., 1999. Lutte intégrée contre le thrips californien (*Frankliniella occidentalis*) en culture de poivron sous serre dans la région du Souss. In: Choukr-Allah R (ed) Protected cultivation in the Mediterranean region, CIHEAM / IAV Hassan II, Paris, pp 435–440
- Hansen E.A., Funderburk J.E., Reitz S.R., Ramachandran S., Eger J.E., Mcauslane H. 2003. Within-plant distribution of *Frankliniella* species (Thysanoptera: Thripidae) and *Orius insidiosus* (Heteroptera: Anthracoridae) in field pepper. *Environ. Entomol.* 32(5): 1035–1044.
- Hansen L.S. 1988. Control of *Thrips tabaci* [Thysanoptera: Thripidae] on glasshouse cucumber using large introductions of predatory mites *Amblyseius barkeri* [Acarina: Phytoseiidae]. *Entomophaga* 33(1): 33–42.
- Hassani-Mehraban A., Botermans M., Verhoeven J.Th.J., Meekes E., Saaijer J., Peters D., Goldbach R., Kormelink R. 2010. A distinct tospovirus causing necrotic streak on *Alstroemeria* sp. in Colombia. *Arch. Virol.* 155: 423–428.
- Hassani-Mehraban A., Cheewachaiwit S., Relevante C., Kormelink R., Peters D. 2011. *Tomato necrotic ring virus* (TNRV), a recently described tospovirus species infecting tomato and pepper in Thailand. *Eur. J. Plant Pathol.* 130: 449–456.
- Hassani-Mehraban A., Dulleman A.M., Verhoeven J.Th. J., Roenhorst J.W., Peters D., van der Vlugt R.A.A., Kormelink R. 2018. *Alstroemeria yellow spot virus* (AYSV): a new orthotospovirus species within a growing Eurasian clade. *Arch. Virol.* 164: 117. <https://doi.org/10.1007/s00705-018-4027-z>
- Hassani-Mehraban A., Saaijer J., Peters D., Goldbach R., Kormelink R. 2005. A new tomato-infecting tospovirus from Iran. *Phytopathology* 95: 852–858.
- He Z., Guo J.F., Reitz S.R., Lei Z.R., Wu S.Y. 2020. A global invasion by the thrip, *Frankliniella occidentalis*: Current virus vector status and its management. *Insect Science* 27: 626–645.
- Healey M.A., Senior L.J., Brown P.H., Duff J. 2017. Relative abundance and temporal distribution of adult *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and *Frankliniella schultzei* (Trybom) on French bean, lettuce, tomato and zucchini crops in relation to crop age. *J. Asia Pac. Entomol.* 20(3): 859–865.
- Hill D.S. 1987. *Agricultural Insect Pests of Temperate Regions and their Control*. Cambridge University Press, London. 659 p.
- Hillman B.I. 1998. Introduction to plant virology. In: Foster G.D., Taylor S.C. (eds) *Plant Virology Protocols. Methods in Molecular Biology*, vol 81. Humana Press, pp. 3-12.
- Hoddle M.S., Hoddle C.D., Mound L.A. 2008. Inventory of Thysanoptera collected from French Polynesia. *Pacific Science* 62(4): 509–515.
- Hoddle M.S., Mound L.A., Nakahara S. 2004. Thysanoptera recorded from California, U.S.A.: a checklist. *Fla. Entomol.* 87(3): 317–323.
- Hoddle M.S., Robinson L., Morgan D. 2002. Attraction of thrips (Thysanoptera: Thripidae and Aeolothripidae) to colored sticky cards in a California avocado orchard. *Crop Prot.* 21(5): 383–388.
- Holkar S.K., Mandal B., Reddy M. K., Jain R.K. 2019. *Watermelon bud necrosis orthotospovirus* - An emerging constraint in the Indian subcontinent: An overview. *Crop Protection* 117: 52–62.

-
- Huang C.-H., Zheng Y.-X., Cheng Y.-H., Lee W.-S., Jan F.-J. 2010. First report of *Capsicum chlorosis virus* infecting tomato in Taiwan. *Plant Dis.* 94(10): 1263. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-10-0275>
- Huang C.J., Liu Y., Yu H.Q., Li B.L. 2015. Occurrence of *Tomato zonate spot virus* on potato in China. *Plant Dis.* 99(5): 733. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-14-0851-PDN>
- Huang K.S., Li S.L., Sun J.-H., Wang Y.-C., Jan F.-J., Chen T.-C. 2018. Development of a generic method for inspection of tospoviruses. *Eur. J. Plant Pathol.* 150(2): 457-469.
- Huang K.S., Tai C.H., Cheng Y.-H., Lin S.-H., Chen T.-C., Jan F.-J. 2017. Complete nucleotide sequences of M and L RNAs from a new pepper-infecting tospovirus, *Pepper chlorotic spot virus*. *Arch. Virol.* 162: 2109–2113.
- Hunter W.B., Ullman D.E. 1989. Analysis of mouthpart movements during feeding of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and *F. schultzei* Trybom (Thysanoptera: Thripidae). *Int. J. Insect Morphol. Embryol.* 18(2/3): 161–171.
- Iftikhar R., Bag S., Ashfaq M., Pappu H.R. 2013. First report of *Iris yellow spot virus* infecting onion in Pakistan. *Plant Dis.* 97(11): 1517. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-05-13-0502-PDN>
- Ismaeil F., Haj Kassem A.A., Al-Chaabi S., Abdulkader A., Alkhalaf M. 2015. Serological and molecular characterization of Syrian *Tomato spotted wilt virus* isolates. *Phytopathol. Mediterr.* 54(1): 28–34.
- Jain R.K., Pappu H.R., Pappu S.S., Krishna Reddy M., Vani A. 1998. *Watermelon bud necrosis tospovirus* is a distinct virus species belonging to serogroup IV. *Arch. Virol.* 143: 1637–1644.
- Jeger M. J., van den Bosch F., McRoberts N. 2015. Modelling transmission characteristics and epidemic development of the tospovirus–thrip interaction. *Arthropod Plant Interact.* 9: 107–120.
- Jensen S.E. 2000. Insecticide resistance in the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *Integrated Pest Manag. Rev.* 5: 131–146.
- Jenser G. 2013a. *Iridothrips iridis* (Watson, 1924) (Thysanoptera: Thripidae): an unusual species of thrips that lives in a subaquatic habitat. *Acta Zool. Acad. Sci. Hung.* 59(1): 61–66.
- Jenser G. 2013b. Faunistical and ecological observations on Thysanoptera II. *Folia Entomol. Hungarica* 74: 5–12.
- Jenser G., Szenasi A. 2004. Review of the biology and vector capability of *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera: Thripidae). *Acta Phytopathol. Entomol. Hung.* 39(1–3): 137–155.
- Jia D., Chen Q., Mao Q., Zhang X., Wu W., Chen H., Yu X., Wang Z., Wei T. 2018. Vector mediated transmission of persistently transmitted plant viruses. *Curr. Opin. Virol.* 28: 127–132.
- Jones D.R., 2005. Plant viruses transmitted by thrips. *Eur. J. Plant Pathol.* 113(2): 119–157.
- Jones R.A.C., Sharman M. 2005. *Capsicum chlorosis virus* infecting *Capsicum annuum* in the East Kimberley region of Western Australia. *Australas. Plant Pathol* 34: 397–399.
- Jordá C., Font I., Lázaro A., Juárez M., Ortega A., Lacasa A. 2000. New natural hosts of *Tomato spotted wilt virus* in Spain. *Plant Health Progress* 1(1). <https://doi.org/10.1094/PHP-2000-0605-02-HN>
- Kakkar G., Kumar V., Seal D.R., Liburd O.E., Stansly P.A. 2016. Predation by *Neoseiulus cucumeris* and *Amblyseius swirskii* on *Thrips palmi* and *Frankliniella schultzei* on cucumber. *BioControl.* 92: 85–91.
- Karadjova O., Krumov V. 2015. Thysanoptera of Bulgaria. *Zookeys* 504: 93–131.
- Karavina C., Gubba A. 2017a. Detection and characterization of *Tomato spotted wilt virus* infecting field and greenhouse-grown crops in Zimbabwe. *Eur. J. Plant Pathol.* 149: 933–944.
- Karavina C., Gubba A. 2017b. *Iris yellow spot virus* in Zimbabwe: Incidence, severity and characterization of *Allium*-infecting isolates. *Crop Prot.* 94: 69–76.
- Karavina C., Gubba A. 2017c. An African perspective on *Tospoviruses*. *J. Plant Pathol.* 99: 5–16.
-

- Kasina M., Nderitu J., Nyamasyo G., Waturu C., Olubayo F., Obudho E. 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.
- Katayama H. 2006. Seasonal prevalence of the occurrence of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) on weed hosts growing around ornamental fields. *Appl. Entomol. Zool.* 41(1): 93–98.
- Kato K., Hanada K., Kameya-Iwaki M. 2000. *Melon yellow spot virus*: A distinct species of the genus *Tospovirus* isolated from melon. *Phytopathology* 90: 422–426.
- Kato K., Kaoru Hanada and Mitsuro Kameya-Iwaki, 1999. Transmission mode, host range and electron microscopy of a pathogen causing a new disease of melon (*Cucumis melo*) in Japan. *Ann. Phytopathol. Soc. Jpn.* 65: 624–627.
- Kendall D.M., Capinera J.L. 1990. Geographic and temporal variation in the sex-ratio of onion thrips. *Southwestern Entomologist* 15: 80–88.
- Kim D., Park J.D., Kim S.G., Kim S.S., Paik C.H. 2004. Biological control of *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) with *Orius strigicollis* (Hemiptera: Anthocoridae) on cucumber in plastic houses in the southern region of Korea. *J. Asia-Pacific Entomol.* 7(3): 311–315.
- Kirk W.D.J. 2017. The aggregation pheromones of thrips (Thysanoptera) and their potential for pest management. *International Journal of Tropical Insect Science* 37(2): 41–49.
- Kirk W.D.J., Terry L.I. 2003. The spread of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande). *Agric. For. Entomol.* 5: 301–310.
- Knapp M., Palevsky E., Rapisarda C. 2020. Insect and Mite Pests. In: Gullino M.L. et al. (eds.) *Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops*. Springer Nature Switzerland AG, pp 101–146.
- Kohnić A., Radulović M., Delić D. 2018. First report of tomato spotted wilt virus on chrysanthemum in Bosnia and Herzegovina. *J. Plant Pathol.* <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0195-7>
- Kondo T., Yamashita K., Sugiyama S. 2011. First report of *Impatiens necrotic spot virus* infecting chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium*) in Japan. *J. Gen. Plant Pathol.* 77: 263–265.
- Koutti A., Bounaceur F. 2013. Study of damage of thrips on citrus orchards of Mitidja, Algeria. *Angewandten Biologie Forschung* 1(3): 35–42.
- Krauthausen H.-J., Leinhos G.M.E., Müller J., Radtke P.C., Jehle J.A. 2012. Identification and incidence of *Iris yellow spot virus* in *Allium* field crops in Southwest Germany. *Eur. J. Plant Pathol.* 134: 345–356.
- Kritzman A., Gera A., Raccach B., van Lent J.W.M., Peters D. 2002. The route of *Tomato spotted wilt virus* inside the thrips body in relation to transmission efficiency. *Arch. Virol.* 147: 2143–2156.
- Kruidhof H.M., Elmer W.H. 2020. Cultural methods for greenhouse pest and disease management. In: Gullino M.L. et al. (eds.) *Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops*. Springer Nature, Switzerland AG, pp. 285–330.
- Kunkalikal S.R., Poojari S., Arun B.M., Rajagopalan P.A., Chen T.C., Yeh S.D., Naidu R.A., Zehr U.B., Ravi K.S. 2011. Importance and genetic diversity of vegetable infecting tospoviruses in India. *Phytopathology* 101(3): 367–376.
- Kunkalikal S.R., Sudarsana P., Rajagopalan P., Zehr U.B., Ravi K.S. 2010. Biological and molecular characterization of *Capsicum chlorosis virus* infecting chilli and tomato in India. *Arch. Virol.* 155: 1047–1057.
- Kuo Y.-W., Gilbertson R.L., Turini T., Brennan E.B., Smith R.F., Koike S.T. 2014. Characterization and epidemiology of outbreaks of *Impatiens necrotic spot virus* on lettuce in coastal California. *Plant Dis.* 98: 1050–1059.
- Laamari M., Habbel S. 2006. Les principaux insectes ravageurs de la fève dans la région de Biskra. *Recherche Agronomique* 18: 72–79.

- Laamari M., Houamel S. 2015. Première observation de *Thrips tabaci* et de *Frankliniella occidentalis* sur les cultures sous serre en Algérie. *EPPO Bulletin* 45(2): 205–206.
- Lacey L.A., Frutos R., Kaya H. K., Vail P. 2001. Insect pathogens as biological control agents: Do they have a future? *Biological Control* 21: 230–248.
- Lee G.S., Lee J.H., Kang S.H., Woo K.S. 2001. Thrips species (Thysanoptera: Thripidae) in winter season and their vernal activities on Jeju Island, Korea. *Journal of Asia Pacific Entomology* 4(2): 115–122.
- Lei T.T., Wilson L.J. 2004. Recovery of leaf area through accelerated shoot ontogeny in thrips-damaged cotton seedlings. *Ann. Bot.* 94(1): 179–186.
- Loomans A.J.M., Tolsma J., Franssen J.J., van Lenteren J.C. 2006. Releases of parasitoids (*Ceranisus* spp.) as biological control agents of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) in experimental glasshouses. *Bulletin of Insectology* 59(2): 85–97.
- Loomans A.J.M., van Lenteren J.C. 1995. Biological control of thrips pests: a review on thrips parasitoids. *Wageningen Agric. Univ. Papers* 95(1): 93–201.
- Lima E.F.B., Mound L.A. 2016a. Systematic relationships of the Thripidae subfamily Sericothripinae (Insecta: Thysanoptera). *Zoologischer Anzeiger* 263: 24–32.
- Lima E.F.B., Mound L.A. 2016b. Species-richness in Neotropical Sericothripinae (Thysanoptera: Thripidae). *Zootaxa* 4162(1): 1–45.
- Lima M.F., de Avila A.C., Wanderley da L.J.G. Jr., Nagata T., da Gama L.J.W. 1999. Coriander: a new natural host of *Groundnut ring spot virus* in Brazil. *Plant Dis.* 83(9): 878. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.9.878C>
- Lo P.I., McLaren G.F. 2003. Comparison of two methods for sampling thrips in nectarines in spring. *New Zealand Plant Protection* 56: 151–156.
- Lobin K., Pappu H.R., Benimadhu S.P. 2012. Occurrence and distribution of *Iris yellow spot virus* on onion in Mauritius. *Plant Health Progress*. doi: 10.1094/PHP-2012-0826-01-BR
- Londoño A., Capobianco H., Zhang S., Polston J.E. 2012. First record of *Tomato chlorotic spot virus* in the USA. *Trop. Plant Pathol.* 37(5): 333–338.
- MacIntyre-Allen J.K., Scott-Dupree C.D., Tolman J.H., Harris C.R. 2005. Evaluation of sampling methodology for determining the population dynamics of onion thrips (Thysanoptera: Thripidae) in Ontario onion fields. *J. Econ. Entomol.* 98: 2272–2281.
- Mandal B., Jain R.K., Krishnareddy M., Krishna Kumar N.K., Ravi K.S., Pappu H.R. Emerging problems of Tosopovirus (Bunyaviridae) and their management in the Indian subcontinent. *Plant Dis.* 96(4): 468–479.
- Maniania N.K., Sithanatham 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 Prot.* 22(3): 553–559.
- Manu M., Szekely L., Vasiliu Oromulu L., Bărbuceanu D., Honciuc V., Maican S., Fiera C., Purice D., Ion M. 2015. Buchrest. In: Kelcey J.G. (eds) *Vertebrates and Invertebrates of European Cities: Selected Non-Avian Fauna*. Springer Science + Business Media, New York, pp. 257–322.
- Margarita P., Miozzi L., Ciuffo M., Pappu H., Turina M. 2014. The complete genome sequence of *Polygonum ringspot virus*. *Arch. Virol.* 159: 3149–3152.
- Martin N.A. 2016. Host plants of Panchaetothripinae (Thysanoptera: Terebrantia: Thripidae) in New Zealand. *New Zealand Journal of Zoology* 44(1): 1–8.
- Martinez R.T., de Almeida M.M.S., Rodriguez R., de Oliveira A.S., Melo F.L., Resende R.O. 2018. Identification and genome analysis of *Tomato chlorotic spot virus* and dsRNA viruses from coinfecting vegetables in the Dominican Republic by high-throughput sequencing. *Virology* 15(1): 24. doi 10.1186/s12985-018-0931-9
- Martínez R.T., Poojari S., Tolin S.A., Cayetano X., Naidu R.A. 2014. First report of *Tomato spotted wilt virus* in peppers and tomato in the Dominican Republic. *Plant Dis.* 98(1): 163. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-13-0617-PDN>

- Marullo R., De Grazia A. 2012. Notes on sex ratio and reproductive modes in field populations of two pest thrips species (Thysanoptera, Thripidae) in Italy. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica* 47: 117–124.
- Marullo R., De Grazia A. 2013. Territorial distribution, classification and relationships amongst Italian Thysanoptera. *Bulletin of Insectology* 66(1): 127–134.
- Massumi H., Samei A., Hosseini Pour A., Shaabani M., Rahimian H. 2007. Occurrence, distribution, and relative incidence of seven viruses infecting greenhouse-grown cucurbits in Iran. *Plant Dis.* 91: 159–163.
- Masumoto M. 2010. Key to genera of the subfamily Thripinae (Thysanoptera: Thripidae) associated with Japanese plant quarantine. *Res. Bull. Pl. Prot. Japan.* 46: 25–59.
- Mateus C., Araújo J., Mexia A. 2003. Evaluation of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) sex ratio in crops by two monitoring methods. *Boletín Sanid. Veg. Plagas* 29(2): 191–199.
- Mautino G.C., Bosco L., Tavella L. 2014. Impact of control strategies on *Thrips tabaci* and its predator *Aeolothrips intermedius* on onion crops. *Phytoparasitica* 42: 41–52.
- Medeiros R.B., Resende R. de O., de Avila A.C. 2004. The plant virus *Tomato Spotted Wilt Tospovirus* activates the immune system of its main insect vector, *Frankliniella occidentalis*. *J. Virol.* 78(10): 4976–4982.
- Medeiros R.B., Ullman D.E., Sherwood J.L., German T.L. 2000. Immunoprecipitation of a 50-kDa protein: a candidate receptor component for *Tomato spotted wilt Tospovirus* (Bunyaviridae) in its main vector, *Frankliniella occidentalis*. *Virus Research* 67: 109–118.
- Medina-Gaud S., 1961. The Thysanoptera of Puerto Rico. *Univ. Puerto Rico, Agric. Exp. Sta., Tech. Papers* 32: 1–159. <https://books.google.dz/books?id=2xyoGwAACAAJ>
- Melzer M.J., Shimabukuro J., Long M.H., Nelson S.C., Alvarez A.M., Borth W.B., Hu J.S. 2014. First report of *Capsicum chlorosis virus* infecting waxflower (*Hoya calycina* Schlechter) in the United States. *Plant Dis.* 98(4): 571. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-13-0588-PDN>
- Meng J., Liu P., Zhu L., Zou C., Li J., Chen B. 2015. Complete genome sequence of *Mulberry vein banding associated virus*, a new *Tospovirus* infecting mulberry. *PLoS ONE* 10(8): e0136196. doi:10.1371/journal.pone.0136196
- Messelink G.J., van Steenpaal S.E.F., Ramakers P.M.J. 2006. Evaluation of phytoseiid predators for control of western flower thrips on greenhouse cucumber. *BioControl* 51: 753–768.
- Milat-Bissaad F.Z., Bounaceur F., Doumandji-Mitiche B. 2011. Etude préliminaire des principaux thrips inféodés à la vigne dans une station en Mitidja-Ouest (Algérie). *Revue d'Ecologie et Environnement* 7: 36–45.
- Minaei K. 2013. Thrips (Insecta, Thysanoptera) of Iran: a revised and updated checklist. *Zookeys* 74(330): 53–74.
- Minaei K., Mound L. 2010. Grass-flower thrips of the genus *Chirothrips* (Thysanoptera: Thripidae), with a key to species from Iran. *Zootaxa* 2411: 33–43.
- Minaei K., Mound L. 2014. The Liothrips-lineage of thrips (Thysanoptera: Phlaeothripidae) from Iran with the first record of micropterous morph of a Liothrips species. *Zootaxa* 3889(1): 107–117.
- Mirab-balou M. 2013. A checklist of Iranian thrips (Insecta: Thysanoptera). *Far East. Entomol.* 267: 1–27.
- Mirab-Balou M., Chen X. 2011. Iranian Thripinae with ctenidia laterally on the abdominal tergites (Thysanoptera: Thripidae). *Natura Montenegrina* 10(4): 435–466.
- Mirab-balou M., Mahmoudi M., Miri B. 2019. Fauna and species diversity of thrips (Insecta: Thysanoptera) on Montpellier maple trees *Acer monspessulanum* in Zagros forests of Ilam province, Iran. *J. Crop Prot.* 8(4): 431–439.
- Mirab-Balou M., Mahmoudi M., Tong X. 2017. Diversity of thrips species (Thysanoptera) in fruit orchards in Qazvin province, northwestern Iran. *J. Crop Prot.* 6(3): 363–375.

- Mirab-Balou M., Minaei K., Chen X.X. 2013. An illustrated key to the genera of Thripinae (Thysanoptera, Thripidae) from Iran. *Zookeys* 317: 27–52.
- Mirab-balou M., Tong X., Feng J., Chen X. 2011. Thrips (Insecta: Thysanoptera) of China. *Check List* 7(6): 720–744.
- Montero-Astúa M., Ullman D.E., Whitfield A.E. 2016. Salivary gland morphology, tissue tropism and the progression of tospovirus infection in *Frankliniella occidentalis*. *Virology* 493: 39–51.
- Momol M.T., Olson S.M., Funderburk J.E., Stavisky J., Marois J.J. 2004. Integrated management of *Tomato spotted wilt* on field-grown tomatoes. *Plant Dis.* 88: 882–890.
- Moritz G., Kumm S., Mound L. 2004. Tospovirus transmission depends on thrips ontogeny. *Virus Res.* 100: 143–149.
- Mortazavi N., Aleosfoor M., Minaei K. 2013. Transmission of cineraria isolate of *Tomato yellow ring virus* by *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera, Thripidae). *Linzer Biol. Beitr.* 45(2): 2011–2018.
- Mouden S., Leiss K.A. 2021. Host plant resistance to thrips (Thysanoptera: Thripidae) – current state of art and future research avenues. *Current Opinion in Insect Science* 45: 28–34.
- Mouden S., Sarmiento K.F., Klinkhamer P.G.L., Leiss K.A. 2017. Integrated pest management in western flower thrips: past, present and future. *Pest Manag. Sci.* 73: 813–822.
- Mound L.A. 1972. Further studies on Australian Aeolothripidae (thysanoptera). *J. Aust. Ent. Soc.* 11: 37–54.
- Mound L.A. 1974. The complex of spore feeding Thysanoptera (Phlaeothripidae : Idolothripinae). *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. Entomol.* 31(5): 109–188.
- Mound L.A. 1983. Natural and disrupted patterns of geographical distribution in Thysanoptera (Insecta). *J. Biogeogr.* 10(2): 119–133.
- Mound L.A. 2001. So many thrips—so few tospoviruses? In: Marullo R., Mound L. (eds.) *Thrips, Plants, Tospoviruses: The Millennial Review*. Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera. Bari, Italy, pp. 15–18.
- Mound L.A. 2002. Thysanoptera biodiversity in the Neotropics. *Rev. Biol. Trop.* 50: 477–84.
- Mound L.A. 2007. Thysanoptera (Thrips) of the World– a checklist. <http://www.ento.csiro.au/thysanoptera/worldthrips.html>
- Mound L.A. 2009. New taxa and new records of Australian Panchaetothripinae (Thysanoptera, Thripidae). *Zootaxa* 2292: 25–33.
- Mound L.A. 2010. Species of the genus *Thrips* (Thysanoptera, Thripidae) from the Afro-tropical region. *Zootaxa* 2423: 1–24.
- Mound L.A. 2011. Order Thysanoptera Haliday, 1836. *Zootaxa* 3148: 201–202.
- Mound L.A. 2013. Order Thysanoptera Haliday, 1836. *Zootaxa* 3703(1): 49–50.
- Mound L.A., Heming B.S., Palmer J.M. 1980. Phylogenetic relationships between the families of recent Thysanoptera (Insecta). *Zool. J. Linnean Soc.* 69: 111–141.
- Mound L.A., Matsunaga J.N. 2017. The species of Haplothrips (Thysanoptera, Phlaeothripinae) and related genera recorded from the Hawaiian Islands. *Zookeys* 662: 79–92.
- Mound L.A., Morris D.C. 2007. The insect Order Thysanoptera : Classification versus systematics. *Zootaxa* 1668: 395–411.
- Mound L.A., Morison G.D., Pitkin B.R., Palmer J.M., 1976. *Thysanoptera. Handbooks for the Identification of British Insects*, vol. 1. Royal Entomological Society of London (RES), London, UK: 1-79.
- Mound L.A., Nakahara S., Tsuda D.M. 2016. Thysanoptera-Terebrantia of the Hawaiian Islands: an identification manual. *ZooKeys* 549: 71–126.

- Mound L.A., Palmer J.M. 1972. Grass-flower infesting thrips of the genus *Chirothrips* Haliday in Australia. *J. Aust. Ent. Soc.* 11: 332–339.
- Mound L.A., Reynaud P. 2005. *Frankliniopsis*; a pantropical Thysanoptera genus of ant-mimicking obligate predators (Aeolothripidae). *Zootaxa* 864: 1–16.
- Mound L.A., Teulon D.A.J., 1995. Thysanoptera as phytophagous opportunists. In Parker B.L., Skinner M., Lewis T. (eds.) *Thrips Biology and Management*. New York: Plenum, pp. 3–19.
- Mound L.A., Walker A.K., 1982. *Terebrantia* (Insecta: Thysanoptera). Fauna of New Zealand 1, 120 p.
- Mound L.A., Walker A.K., 1986. *Tubulifera* (Insecta: Thysanoptera). Fauna of New Zealand 10, 144 p.
- Mound L.A., Wells A. 2015. Endemics and adventives: Thysanoptera (Insecta) biodiversity of Norfolk, a tiny Pacific Island. *Zootaxa* 3964(2): 183–210.
- Mound L.A., Zapater M.C., 2003. South American *Haplothrips* species (Thysanoptera: Phlaeothripidae), with a new species of biological control interest to Australia against weedy *Heliotropium amplexicaule* (Boraginaceae). *Neotrop. Entomol.* 32: 437–442.
- Moury B., Verdin E. 2012. Viruses of pepper crops in the Mediterranean Basin: a remarkable stasis. *Adv. Virus Res.* 84: 127–162.
- Muñoz R.M., Lerma M.L., Lunello P., Schwartz H.F. 2014. *Iris yellow spot virus* in Spain: incidence, epidemiology and yield effect on onion crops. *J. Plant Pathol.* 96(1): 97–103.
- Muvea A.M., Waiganjo M.M., Kutima H.L., Osiero Z., Nyasani J.O., Subramanian S. 2014. Attraction of pest thrips (Thysanoptera: Thripidae) infesting French beans to coloured sticky traps with Lurem-TR and its utility for monitoring thrips populations. *International Journal of Tropical Insect Science* 34(3): 197–206.
- Nagata, T., 1999. Competence and specificity of thrips in the transmission of *Tomato spotted wilt virus*. Wageningen University, Doctorate thesis, 96p.
- Nagata T., Almeida A.C.L., Resende R. de O., de Avila, A. C. 1999. The identification of the vector species of *Iris yellow spot tospovirus* occurring on onion in Brazil. *Plant Dis.* 83: 399. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1999.83.4.399A>
- Nagata T., Almeida A.C.L., Resende R.O., de Ávila A.C. 2004. The competence of four thrips species to transmit and replicate four tospoviruses. *Plant Pathol.* 53(2): 136–140.
- Nagata T., de Avila A.C., Alexandre M.A.V., Resende R. de O. 1994 Serological characterization of a tospovirus isolated from chrysanthemum in Atibaia, Sao Paulo State. *Fitopatologica Brasileira* 19: 321.
- Nagata T., Inoue-Nagata A.K., van Lent J., Goldbach R., Peters D. 2002. Factors determining vector competence and specificity for transmission of *Tomato spotted wilt virus*. *J. Gen. Virol.* 83(3): 663–671.
- Nagata T., Resende R.D.O., Kitajima E.W., Costa H., Inoue-Nagata A.K., de Ávila A.C. 1998. First report of natural occurrence of *Zucchini lethal chlorosis tospovirus* on cucumber and *Chrysanthemum stem necrosis tospovirus* on tomato in Brazil. *Plant Dis.* 82(12): 1403. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1998.82.12.1403A>
- Nagendran K., Kumari S., Rai A.B., Manimurugan C., Singh B., Karthikeyan G., Naidu R.A. 2018. First report of *Peanut bud necrosis virus* infecting bitter melon (*Momordica charantia* L.) in India. *Plant Dis.* 102(3): 690.
- Nakahara S., 1993. The genus *Thrips* Linnaeus (Thysanoptera: Thripidae) of the new world. *U.S. Department of Agriculture, Technical Bulletin* 1822: 183p.
- Nakahara S., 1989. Systematics of Thysanoptera, pear thrips and other economic species. In: Parker B., Skinner L., Lewis M.T. (eds.) *Towards Understanding Thysanoptera*. Gen. Tech. Rep. NE-147. Radnor, PA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Northeastern Forest Experiment Station, pp. 41–59.
- Natwick E.T., Byers J.A., Chu C., Lopez, M., Tomas J.H. 2007. Early detection and mass trapping of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* in vegetable crops. *Southwest. Entomol.* 32(4): 229–238.

- Okazaki S., Okuda M., Komi K., Yoshimatsu H., Iwanami T. 2007. Overwintering viruliferous *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) as an infection source of *Tomato spotted wilt virus* in green pepper fields. *Plant Dis.* 91: 842–846.
- Olaya C., Velásquez N., Betancourt M., Cuellar W.J., Pappu H.R. 2017. First report of natural infection of *Alstroemeria necrotic streak virus* on tomato (*Solanum lycopersicum*) and bell pepper (*Capsicum annuum*) in Colombia. *Plant Dis.* 101(6): 1065.
- Orfanidou C.G., Boutsika A., Tsiolakis G., Winter S., Katis N.I., Maliogka V.I. 2019. *Capsicum chlorosis virus*: A new viral pathogen of pepper in Greece. *Plant Dis.* 103(2): 379. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-18-0961-PDN>
- Oudjiane A., Razi S., Bounaceur F., Boussad F., Benrima A. 2018. Fluctuations saisonnières et dégâts de *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae) sur cultures maraichères sous serre dans la région de Bejaia. *Revue Agrobiologia* 8(1): 948–957.
- Ozsemerci F., Aksit T., Tunç I. 2011. Composition, seasonal abundance and within- plant distribution of Thysanoptera species associated with seedless grapes (Sultana) in districts of Manisa, Turkey. *Turkish Journal of Entomology* 35: 103–118.
- Palmer J.M. 1975. The grass-living genus *Aptinothrips* Haliday (Thysanoptera: Thripidae). *J. Ent. (B)* 44(2): 175–188.
- Palomo L.A.T., Martinez N.B., Johansen-Naime R., Napoles J.R., Leon O.S., Arroyo H.S., Graziano J.V. 2015. Population fluctuations of thrips (Thysanoptera) and their relationship to the phenology of vegetable crops in the central region of Mexico. *Florida Entomol.* 98(2): 430–438.
- Park J.J., Lee D.H., Shin K.I., Lee J.H., Cho K. 2009. Analysis of spatial and temporal associations of adult and immature *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) in cucumber greenhouses. *Appl. Ent. Zoo.* 44(4): 569–577.
- Papadaki M., Harizanova V., Bournazakis A. 2008. Influence of host plant on the population density of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) on different vegetable cultures in greenhouses. *Bulgarian Journal of Agricultural Science* 14(No 5): 454–459.
- 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.
- Pappu H.R., Rauf A. 2013. First report of *Iris yellow spot virus* infecting green onion in Indonesia. *Plant Dis.* 97(12): 1665. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-13-0503-PDN>
- Parajulee M.N., Shrestha R.B., Leser J.F. 2006. Sampling methods, dispersion patterns, and fixed precision sequential sampling plans for western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and cotton fleahoppers (Hemiptera: Miridae) in cotton. *J. Econ. Entomol.* 99(2): 568–577.
- Parnea F.A., Vîrteiu M., Grozea I. 2018. Thrips on oat in western Romania. *Research Journal of Agricultural Science* 50(4): 480–484.
- Parrella G., Gognalons P., Gebre-Selassie K., Vovlas C., Marchoux G. 2003. An update of the host range of *Tomato spotted wilt virus*. *J. Plant Pathol.* 85(4): 227–264.
- Pearsall I.A., Myers J.H. 2000. Evaluation of sampling methodology for determining the phenology, relative density, and dispersion of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) in nectarine orchards. *J. Econ. Entomol.* 93(2): 494–502.
- Pensuk V., Jogloy S., Patanothai A. 2010. Effect of temperature and relative humidity on the effectiveness of (*Peanut bud necrosis virus*) inoculation on peanut. *Plant Pathol. J.* 9(4): 188–193.
- 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.
- Peters D. 2003. Tospoviruses. In: Loebenstein G. et al. (eds.) *Virus and Virus-like Diseases of Major Crops in Developing Countries*. Springer Science+Business Media, Dordrecht, pp. 719–742.
- Peters D. 2008. Thrips as unique vectors of tospoviruses. *Entomol. Ber.* 68: 182–186.

- Peters D., Wijkamp I., van de Wetering F., Goldbach R. 1996. Vector relations in the transmission and epidemiology of tospoviruses. *Acta Hortic.* 431: 29–43.
- Peterson A. 1915. Morphological studies on the head and mouth-parts of the Thysanoptera. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 8: 20–59.
- Petrov N.M. 2016. Transmission and Movement of Plant Viruses. In: Gaur R.K. et al. (eds) *Plant Viruses: Evolution and Management*. Springer Science+Business Media, Singapore, pp.19–30.
- Pickett C.H., Wilson L.T., Gonzalezi D. 1988. Population dynamics and within-plant distribution of the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae), an early-season predator of spider mites infesting cotton. *Environ. Entomol.* 17(3): 551–559.
- Pietersen G., Morris J. 2002. Natural occurrence of *Groundnut ringspot virus* on soybean in South Africa. *Plant Dis.* 86: 1271. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2002.86.11.1271C>
- Pinent S.M.J., Nondillo A., Botton M., Redaelli L.R., Pinent C.E.da C. 2011. Species of thrips (Insecta, Thysanoptera) in two strawberry production systems in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 55(3): 419–423.
- Pitkin B.R. 1972. A revision of the flower-living genus *Odontothrips* Amyot & Serville (Thysanopt., Thripidae), *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. Ent.* 26: 373–402.
- Pizzol J., Nammour D., Hervouet P., Bout A., Desneux N., Mailleret L. 2010. Comparison of two methods of monitoring thrips populations in a greenhouse rose crop. *J. Pest Sci.* 83: 191–196.
- Pizzol J., Nammour D., Rabasse M., Desneux N., Poncet C., Reynaud P. 2014. Species and population dynamics of thrips occurring inside and outside greenhouses cultivated with roses in southern France. *Int. J. Agric. Pol. Res.* 2(4): 141–153.
- Pobożniak M. 2011. The occurrence of thrips (Thysanoptera) on food legumes (Fabaceae). *J. Plant Dis. Prot.* 118(5):185–193.
- Pobożniak M., Sobolewska A. 2011. Biodiversity of thrips species (Thysanoptera) on flowering herbs in Cracow, Poland. *J. Plant Prot. Res.* 51(4): 393–398.
- Premachandra W.T.S.D., Borgemeister C., Maiss E., Knierim D., Poehling H.-M. 2005. *Ceratothripoides claratris*, a new vector of a *Capsicum chlorosis virus* isolate infecting tomato in Thailand. *Phytopathology* 95: 659–663.
- Priyanka R., Nagendran K., Aravintharaj R., Balaji C.G., Mohankumar S., Renukadevi P., Karthikeyan G. 2018. Characterization and management of *Watermelon bud necrosis virus* infecting watermelon in India. *Eur. J. Plant Pathol.* <https://doi.org/10.1007/s10658-018-1589-2>
- Przybylska A., Fiedler Z., Kucharczyk H., Obrępańska-Stępińska A. 2015. Detection of the quarantine species *Thrips palmi* by loop-mediated isothermal amplification. *PLoS One* 10(3): 1–12.
- Puche H., Berge R.D., Funderburk J.E. 1995. Population dynamics of *Frankliniella* species (Thysanoptera : Thripidae) thrips and progress of spotted wilt in tomato fields. *Crop Prot.* 4(7): 577–583.
- Purcell A.H., Almeida R.P.P. 2005. Insects as vectors of disease agents. In: Goodman, R.M. (eds) *Encyclopedia of Plant and Crop Science*. Marcel Dekker, New York pp. 1–5.
- Quito-Avila D.F., Peralta E.L., Martin R.R., Ibarra M.A., Alvarez R.A., Mendoza A., Insuasti M., Ochoa J. 2014. Detection and occurrence of *Melon yellow spot virus* in Ecuador: an emerging threat to cucurbit production in the region. *Eur. J. Plant Pathol.* 140: 193–197.
- Radhakrishnan T., Thirumalaisamy P.P., Vemana K., Kumar A., Rathnakumar A.L. 2016. Major virus diseases of groundnut in India and Their Management. In: Gaur R.K. et al. (eds) *Plant Viruses: Evolution and Management*. Springer Science+Business Media, Singapore, pp. 253–271.
- Ramírez-Rojas S., Ornelas-Ocampo K., Osuna-Canizalez F.J., Bartolo-Reyes J.C., Varela-Loza V., Hernández-Romano J., Ochoa-Martínez D.L. 2016. Detection of *Iris yellow spot virus* in onion plants from Tepalcingo, Morelos state, Mexico. *Rev. Mex. Fitopatol.* 34: 308–315.

- Ramkat R.C., Wangai A.W., Ouma J.P., Rapando P.N., Lelgut D.K. 2006. Effect of mechanical inoculation of *Tomato spotted wilt tospovirus* disease on severity and yield of greenhouse raised tomatoes. *Asian J. Plant Sci.* 5(4): 607–612.
- Rao X., Wu Z., Li Y. 2013. Complete genome sequence of a *Watermelon silver mottle virus* isolate from China. *Virus Genes* 46: 576–580.
- Rasoulpour R., Izadpanah K. 2007. Characterisation of cineraria strain of *Tomato yellow ring virus* from Iran. *Australas. Plant Pathol.* 36: 286–294.
- Raspudić E., Ivezić M., Brmež M., Trdan S. 2009. Distribution of Thysanoptera species and their host plants in Croatia. *Acta Agric. Slov.* 93(3): 275–283.
- Ravi K.S., Kitkaru A.S., Winter S. 2005. *Iris yellow spot virus* in onions: a new tospovirus record from India. *New Disease Reports* 11: 21.
- Razi S. 2017. *Etude éco-biologique des thrips de la région de Biskra*. Université Mohamed Khider –Biskra, Thèse de Doctorat, 132 p.
- Razi S., Bernard E.C., Laamari M. 2017. A survey of thrips and their potential for transmission of viruses to crops in Biskra (Algeria): First record of the species *Frankliniella intonsa* and *Thrips flavus*. *Tunisian Journal of Plant Protection* 12: 197–205.
- Razi S., Laamari M., Ouamen S., Bernard E.C. 2013. Thysanoptera survey on *Vicia faba* (broad bean) in the arid Biskra region of Algeria. *Agric. Biol. J. N. Am.* 4: 268–274.
- Reay-Jones F.P.F., Greene J.K., Ames Herbert D., Jacobson A.L., Kennedy G.G., Reisig D.D., Roberts P.M. 2017. Within-plant distribution and dynamics of thrips species (Thysanoptera: Thripidae) in cotton. *J. Econ. Entomol.* 110(4): 1563–1575.
- Reitz S.R. 2009. Biology and ecology of the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae): the making of a pest. *Fla. Entomol.* 92(1): 7–13.
- Reitz, S. R. 2002. Seasonal and within plant distribution of *Frankliniella* thrips (Thysanoptera: Thripidae) in north Florida tomatoes. *Fla. Entomol.* 85: 431–439.
- Reitz S.R., Gao Y., Lei Z. 2011. Thrips: Pests of concern to china and the United States. *Agric. Sci. China* 10(6): 867–892.
- Reynaud P. 2010. Thrips (Thysanoptera). Chapter 13.1. In: Roques A et al. (eds) Alien terrestrial arthropods of Europe. *BioRisk* 4(2): 767–791.
- Reyes C.P. 1994. Thysanoptera (Hexapoda) of the Philippine Islands. *Raffles Bull. Zool.* 42(2): 107–507.
- Rhains M., Shipp L. 2003. Dispersal of adult western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) on Chrysanthemum Plants: Impact of feeding-induced senescence of inflorescences. *Environ. Entomol.* 32(5): 1056–1065.
- Richards O.W., Davies R.G. 1977. Classification and biology. In: *Imms' General Textbook of Entomology*, vol 2, 10th edn. Chapman and Hall Ltd, London, pp. 782–792
- Riley D.G., Joseph S.V., Srinivasan R., Diffie S. 2011. Thrips vectors of tospoviruses. *J. Integ. Pest Mngmt.* 1(2): 1–10.
- Riley D., Sparks A.Jr., Srinivasan R., Kennedy G., Fonsah G., Scott J., Olson S. 2018. Thrips: biology, ecology, and management. In: Wakil W., Perring T.M. Brust G.E. (eds) *Sustainable Management of Arthropod Pests of Tomato*. Academic Press, pp. 49–71.
- Ripa R., Funderburk J., Rodriguez F., Espinoza F., Mound L. 2009. Population abundance of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) and natural enemies on plant hosts in central Chile. *Environ. Entomol.* 38: 333–344.

- Robène-Soustrade I., Hostachy B., Roux-Cuvelier M., Minatchy J., Hédont M., Pallas R., Couteau A., Cassam N., Wuster G. 2006. First report of *Iris yellow spot virus* in onion bulb- and seed-production fields in Réunion Island. *Plant Pathol.* 55: 288. doi: 10.1111/j.1365-3059.2005.01262.x
- Rodríguez-Román E., Mejías A., Marys E.E. 2018. First detection of tomato spotted wilt virus in tomato in Venezuela. *J. Plant Pathol.* 100: 363. <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0074-2>
- Rodriguez-Saona C.R., Polavarapu S., Barry J.D, Polk D., Jörnsten R., Oudemans P.V., Liburd O.E. 2010. Color preference, seasonality, spatial distribution and species composition of thrips (Thysanoptera: Thripidae) in northern highbush blueberries. *Crop Prot.* 29(11): 1331–1340.
- Romoser W.S. 2000. Introduction to arthropods : systematics, behavior and ecology. In: Eldridge B.F., Edman J.D. (eds) *Medical Entomology*. Springer, Dordrecht, pp. 53–97.
- Rosello S., M.J. Diez, F. Nuez, 1996. Viral diseases causing the greatest economic losses to the tomato crop. I. The *Tomato spotted wilt virus*- a review. *Sci. Hortic.* 67: 117–150.
- Rosenheim J.A., Welter S.C., Johnson M.W., Mau R.F.L., Gusukuma-Minutoi L.R. 1990. Direct feeding damage on cucumber by mixed-species infestations of *Thrips palmi* and *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *J. Econ. Entomol.* 83: 1519–1525.
- Rotenberg D., Jacobson A.L., Schneeweis D.J., Whitfield A.E. 2015. Thrips transmission of tospoviruses. *Curr. Opin. Virol.* 15: 80–89.
- Park Y.G., Lee JH. 2020. Life history characteristics of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), under fluctuating conditions of temperature or relative humidity. *Journal of Asia-Pacific Entomology* 23: 606–611.
- Saidi M., Warade S.D. 2008. Tomato breeding for resistance to *Tomato spotted wilt virus* (TSWV): an overview of conventional and molecular approaches. *Czech J. Genet. Plant Breed.* 44(3): 83–92.
- Sagar A.D. 1991. Pest control strategies: concerns, issues, and options. *Environ. Impact Assess. Rev.* 11: 257–279.
- Sakimura K., Bianchi F.A. 1977. A review of the Hawaiian species of Idolothripinae (Phlaeothripidae: Thysanoptera). *Proc. Hawaiian Entomol. Soc.* 22(3): 495–523.
- Salamon P., K. Nemes, K. Salánki, L. Palkovics, 2012. First report of natural infection of pea (*Pisum sativum*) by *Tomato spotted wilt virus* in Hungary. *Plant Dis.* 96(2): 295. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-11-0508>
- Salem N.M., Mansour A., Badwan H. 2012. Identification and partial characterization of *Tomato spotted wilt virus* on lettuce in Jordan. *J. Plant Pathol.* 94(2): 431–435.
- Salguero Navas V.E., Funderburk J.E., Beshear R.J., Olson S.M., Mack T.P. 1991. Seasonal patterns of *Frankliniella* spp. (Thysanoptera: Thripidae) in tomato flowers. *J. Econ. Entomol.* 84: 1818–1822.
- Salvalaggio A.E., López Lambertini P.M., Cendoya G., Huarte M.A. 2017. Temporal and spatial dynamics of *Tomato spotted wilt virus* and its vector in a potato crop in Argentina. *Ann. Appl. Biol.* 171(1): 5–14.
- 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.
- Sartiami D., Mound L.A. 2013. Identification of the terebrantian thrips (Insecta, Thysanoptera) associated with cultivated plants in Java, Indonesia. *ZooKeys* 306: 1–21.
- Satyanarayana T., Lakshminarayana Reddy K., Ratna A.S., Deom C.M., Gowda S., Reddy D.V.R. 1996. *Peanut yellow spot virus*: A distinct tospovirus species based on serology and nucleic acid hybridization. *Ann. appl. Biol.* 129: 237–245.
- Schoeller E.N., McKenzie C.L., Osborne L.S. 2020. Comparison of the phytoseiid mites *Amblyseius swirskii* and *Amblydromalus limonicus* for biological control of chilli thrips, *Scirtothrips dorsalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Experimental and Applied Acarology* 82: 309–318.
- Schuch U.K., Redak R.A., Bethke J.A. 1998. Cultivar, fertilizer, and irrigation affect vegetative growth and susceptibility of chrysanthemum to western flower thrips. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 123(4): 727–733.

- Seepiban C., Gajanandana O., Attathom T., Attathom S. 2011. *Tomato necrotic ringspot virus*, a new tospovirus isolated in Thailand. *Arch. Virol.* 156: 263–274.
- Sevik M.A., Arli-Sokmen M. 2011. Estimation of the effect of *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) infection on some yield components of tomato. *Phytoparasitica* 40(1): 87–93.
- Sdoodee R., Teakle D.S. 1987. Transmission of tobacco streak virus by *Thrips tabaci*: a new method of plant virus transmission. *Plant Pathol.* 36: 377–380.
- Şahin B., Tezcan S. 2014. Investigation on thrips (Thysanoptera) species occurring flowers of cherry trees in Kemalpaşa (Izmir) province of western Turkey. *Linzer Biol. Beitrage* 46(1): 889–893.
- Shimomoto Y., Kobayashi K., Okuda M. 2014. Identification and characterization of *Lisianthus necrotic ringspot virus*, a novel distinct tospovirus species causing necrotic disease of lisianthus (*Eustoma grandiflorum*). *J. Gen. Plant Pathol.* 80: 169–175.
- Shipp J.L., Wang K., Bins M.R. 2000. Economic injury levels of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) on greenhouse cucumber. *J. Econ. Entomol.* 93: 1732–1740.
- Silva E.A., Lima E.F.B., Marullo R., Lafuente A.G. 2021. Collecting and sampling methods for thrips. In: Santos J.C., Fernandes G.W. (eds.) *Measuring Arthropod Biodiversity*. Springer Nature Switzerland, pp. 315–337.
- 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.
- Singh T.V.K., Satyanarayana J., Peshin R. 2014. Crop loss assessment in India-past experiences and future strategies. In: Pimentel D., Peshin R. (eds) *Integrated pest management*. Springer Netherlands, Dordrecht, pp. 227–243.
- Sivaprasad Y., Garrido P., Mendez K., Pachacama S., Garrido A., Ramos L. 2018. First report of tomato spotted wilt virus infecting Chrysanthemum in Ecuador. *J. Plant Pathol.* 100: 113. <https://doi.org/10.1007/s42161-018-0010-5>
- Skinner M., Gouli S., Frank C.E., Parker B.L., Kim J.S. 2012. Management of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) with granular formulations of entomopathogenic fungi. *Biol. Control.* 63(3): 246–252.
- Šmatas R. 2009. Species structure and sex ratio of thrips (Thysanoptera) on winter rye (*Secale cereale*). *Zemdirbyste-Agriculture* 96(4): 260–267.
- Šmatas R., Tamošiūnas K., Danytė V. 2013. Diversity and sex ratio of thrips (Thysanoptera) species in winter wheat in Lithuania. *Zemdirbyste-Agriculture* 100: 289–292.
- Smith R.M., Cuthbertson A.G.S., Waiters K.F.A. 2005. Extrapolating the use of an entomopathogenic nematode and fungus as control agents for *Frankliniella occidentalis* to *Thrips palmi*. *Phytoparasitica* 33(5): 436–440.
- Soler S., Cebolla-Cornejo J., Nuez F. 2003. Control of diseases induced by tospoviruses in tomato: an update of the genetic approach. *Phytopathol. Mediterr.* 42: 207–219.
- Spadotti D., Leão E., Rocha K., Pavan M.A., Krause-Sakate R. 2014. First report of *Groundnut ringspot virus* in cucumber fruits in Brazil. *New Disease Reports* 29: 25. doi:10.5197/j.2044-0588.2014.029.025
- 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.
- Stafford C., Walker G.P., Ullman D.E. 2011. Infection with a plant virus modifies vector feeding behavior. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 108: 9350–9355.
- Stafford C.A., Walker G.P., Ullman D.E. 2012. Vector feeding and virus transmission. *Commun. Integr. Biol.* 5(1): 43–49.
- Stannard L.J. 1968: *The thrips of Illinois* – Illinois Natural History Survey Bulletin 29: 215–552.

- Stannard L.J.Jr., 1957. The phylogeny and classification of the North American genera of the suborder Tubulifera (Thysanoptera). In: Horsfall W.R., Halvorson H.O., Kruidenier F.J., Stewart W.N., Taylor A.R. (eds.) *Illinois Biological Monographs*. The University Of Illinois Press, 200p.
- Steenbergen M., Abd-el-Halim A., Bleeker P., Dicke M., Escobar-Bravo R., Cheng G., Haring M.A., Kant M.R., Kappers I., Klinkhamer P.G.L., Leiss K.A., Legarrea S., Macel M., Mouden S., Pieterse C.M.J., Sarde S.J., Schuurink R.C., De Vos M., Van Wees S.C.M., Broekgaarden C. 2018. Thrips advisor: exploiting thrips-induced defences to combat pests on crops. *J. Exp. Bot.* 69(8): 1837–1848.
- Summers C.G., Newton A.S., Mitchell J.P., Stapleton J.J. 2010. Population dynamics of arthropods associated with early-season tomato plants as influenced by soil surface microenvironment. *Crop Prot.* 29(3): 249–254.
- Sun S.E., Wang J.Q., Chen S., Zhang S.B., Zhang D.Y., Liu Y. 2018. First report of *Capsicum chlorosis orthotospovirus* infecting zucchini (*Cucurbita pepo*) in China. *Plant Dis.* 102(10): 2049. <https://doi.org/10.1094/PDIS-12-17-1876-PDN>
- Supakitthanakorn S., Akarapisan A., Ruangwong O.U. 2018. First record of *Melon yellow spot virus* in pumpkin and its occurrence in cucurbitaceous crops in Thailand. *Australas. Plant Dis. Notes* 13: 32. doi: 10.1007/s13314-018-0314-5
- Sutherland A.M., Parrella M.P. 2011. Accuracy, precision, and economic efficiency for three methods of thrips (Thysanoptera: Thripidae) population density assessment. *J. Econ. Entomol.* 104(4): 1323–1328.
- Szostek S.A., Rodriguez P. Sanchez J., Adkins S., Naidu R.A. 2017. Western flower thrips can transmit *Tomato spotted wilt virus* from virus-infected tomato fruits. *Plant Health Progress* 18(1): 1–6.
- Takehita M., Nagai N., Okuda M., Matsuura S., Okuda S., Furuya N., Tsuchiya K. 2011. Molecular and biological characterization of Chrysanthemum stem necrosis virus isolates from distinct regions in Japan. *Eur. J. Plant Pathol.* 131: 9–14.
- Takeuchi S., Shimomoto Y., Ishikawa K. 2009. First report of *Melon yellow spot virus* infecting balsam pear (*Momordica charantia* L.) in Japan. *J. Gen. Plant Pathol.* 75: 154–156.
- Tang L.D., Zhao H.Y., Fu B.L., Han Y., Liu K., Wu J.H. 2016. Colored sticky traps to selectively survey thrips in cowpea ecosystem. *Neotrop. Entomol.* 45: 96–101.
- Tentchev D., Verdin E., Marchal C., Jacquet M., Aguilar J.M., Moury B. 2011. Evolution and structure of *Tomato spotted wilt virus* populations: evidence of extensive reassortment and insights into emergence processes. *J. Gen. Virol.* 92: 961–973.
- Terry I.L., Gardner D. 1990. Male mating swarms in *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). *J. Insect Behav.* 3(1): 133–141.
- Teulon D.A.J., Davidson M.M., Nielsen M.C., Perry N.B., van Tol R.W.H.M., De Kogel W.J. 2008a. Proceedings of the third international symposium on biological control of arthropods. In: Mason P.G., Gillespie D.R., Vincent R. (eds.) *The Potential Use of Lures for Thrips Biological Control in Greenhouses: Practice and Theory*. Christchurch, New Zealand, pp. 301–308.
- Teulon D.A.J., Nielsen M.C., de Kogel W.J., van Tol R.W.H.M., Davidson M.M., 2008b. A new lure for Thrips major. *N. Z. Plant Prot.* 61: 386.
- Thomas J.E., Schwinghamer M.W., Parry J.N., Sharman M., Schilg M.A., Dann E.K. 2004. First report of *Tomato spotted wilt virus* in chickpea (*Cicer arietinum*) in Australia. *Australas. Plant Pathol.* 33: 597–599.
- Tomassoli L., Tiberini A., Masenga V., Vicchi V., Turina M. 2009. Characterization of *Iris yellow spot virus* isolates from onion crops in northern Italy. *J. Plant Pathol.* 91(3): 733–739.
- Tommasini M.G. 2003. Evaluation of Orius species for biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae). Wageningen University, Doctorate thesis, 215p.
- Tommasini M.G., Maini S. 1995. *Frankliniella occidentalis* and thrips harmful to vegetable and ornamental crops in Europe. In: Loomans A.J.M., van Lenteren J.C., Tommasini S., Maini S., Riudavets J. (eds.) *Biological Control of Thrips Pests*. Agric. Univ. Papers, Wageningen, pp.1–42.

- Torres R., Larenas J., Fribourg C., Romero J. 2012. *Pepper necrotic spot virus*, a new tospovirus infecting solanaceous crops in Peru. *Arch. Virol.* 157: 609–615.
- Thrips Wiki 2019. *Odontothrips*. (2019, September 23). Thrips Wiki. Retrieved 14:08, April 27, 2020 from <https://thrips.info/w/index.php?title=Odontothrips&oldid=51955>
- Thrips Wiki 2020. *Bolothrips*. (2013, September 11). Thrips Wiki. Retrieved 12:43, May 15, 2020 from <https://thrips.info/w/index.php?title=Bolothrips&oldid=40701>
- Trdan S., Andjus L., Raspudić E., Kač M. 2005. Distribution of *Aeolothrips intermedius* Bagnall (Thysanoptera: Aeolothripidae) and its potential prey Thysanoptera species on different cultivated host plants. *J. Pest Sci.* 78(4): 217–226.
- Tyagi K., Kumar V. 2015. First report of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thripidae: Thysanoptera) from India- A potential havoc to Indian agriculture. *Halteres* 6: 1–3.
- Tyagi K., Kumar V. 2016. A new record of Holarctic genus *Odontothrips* (Thysanoptera, Thripidae) from India with a new species. *Zootaxa* 4067(4): 484–488.
- 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.
- Ullah F., Maraj-ul-Mulk, Farid A., Saeed M.Q., Sattar S. 2010. Population dynamics and chemical control of onion thrips (*Thrips tabaci*, Lindemann). *Pak. J. Zool.* 42(4): 401–406.
- Ullman D.E., Cho J.J., Mau R.F.L., Westcot D.M., Custer D.M. 1992. A midgut barrier to *Tomato spotted wilt virus* acquisition by adult western flower thrips. *Phytopathology* 82: 1333–1342.
- Ullman D.E., German T.L., Sherwood J.L., Westcot D.M., Cantone F.A. 1993. *Tospovirus* replication in insect vector cells: immunocytochemical evidence that the non-structural protein encoded by the S RNA of *Tomato spotted wilt tospovirus* is present in thrips vector cells. *Phytopathology* 83: 456–463.
- Uzun A., Tezcan S., Demirozer O. 2015. Thrips (Thysanoptera) species occurring in cherry orchards in Isparta province of western Turkey. *Linzer Biol. Beitr.* 47(1): 963–968.
- Vaira A.M., Roggero P., Luisoni E., Masenga V., Milne R.G., Lisa V. 1993. Characterization of two tospoviruses in Italy: *Tomato spotted wilt* and *Impatiens necrotic spot*. *Plant Pathol.* 42: 530–542.
- Vance T.C. 1974. Larvae of the Sericothripini (Thysanoptera: Thripidae), with reference to other larvae of the Terebrantia, of Illinois. *Illinois Natural History Survey Bulletin*. 31: 145–208.
- Van Derwant J.P.H., Dijkstra J. 2006. A history of plant virology. *Arch. Virol.* 151: 1467–1498.
- van de Wetering F., 1999. *Effects of thrips feeding on tospovirus transmission in chrysanthemum*. Thesis Agricultural University Wageningen, the Netherlands, 120p.
- Varga L., Fedor P.J., Suvak M., Kiselak J., Atakan E. 2010. Larval and adult food preferences of the poinsettia thrips *Echinothrips americanus* Morgan, 1913 (Thysanoptera: Thripidae). *J. Pest Sci.* 83(3): 319–327.
- Vayssières J.F., Delvare G., Maldes J.M., Aberlenc H.P. 2001. Inventaire préliminaire des arthropodes ravageurs et auxiliaires des cultures maraichères sur l'île de la Réunion. *Insect Sci. Applic.* 21(1): 1–22.
- Vierbergen G. 2004. Eight species of thrips new for The Netherlands and some taxonomical changes in *Stenchaetothrips*, *Thrips* and *Hoplothrips* (Thysanoptera). *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica* 39(1–3): 199–209.
- Waiganjo M.M., L.M. Gitonga, J.M. Mueke. 2008. Effects of weather on thrips population dynamics and its implications on the thrips pest management. *Afr. J. Hort. Sci.* 1: 82–90.
- Walker A. K. 1992. Pest status. In: Girling D.J. (eds.). *Thrips palmi: A literature survey*. Intl. Inst. Biol. Control, Ascot, UK, pp. 3-6.
- Wang C.L., Lin F.-C., Chiu Y.C., Shih H.T. 2010. Species of *Frankliniella* Trybom (Thysanoptera: Thripidae) from the Asian-Pacific Area. *Zool. Stud.* 49(6): 824–838.

- Wang J.C., Zhang B., Li H.G., Wang J.P., Zheng C.Y. 2014. Effects of exposure to high temperature on *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), under arrhenotoky and sexual reproduction conditions. *Fla. Entomol.* 97(2): 504–510.
- Wang Z., Mound L., Tong X., 2019a. *Frankliniella* species from China, with nomenclatural changes and illustrated key (Thysanoptera, Thripidae). *ZooKeys* 873: 43–53.
- Wang Z., Mound L., Tong X., 2019b. Phylogenetic relationships within the *Frankliniella* genus-group based on morphology, with a revision of *Iridothrips* (Thysanoptera, Thripidae). *Zootaxa* 4651 (1): 141–154.
- Webb S.E. 1995. Damage to watermelon seedlings caused by *Frankliniella fusca* (Thysanoptera: Thripidae). *Fla Entomol* 78(1): 178–179.
- Webster C.G., de Jensen C.E., Rivera-Vargas L.I., Rodrigues J.C.V., Mercado W., Frantz G., Mellinger H.C., Adkins S. 2013. First report of *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV) in tomato, pepper, and jimsonweed in Puerto Rico. *Plant Health Progress*. doi:10.1094/PHP-2013-0812-01-BR
- Webster C.G., Frantz G., Reitz S.R., Funderburk J.E., Mellinger H.C., McAvoy E., Turechek W.W., Marshall S.H., Tantiwanich Y., McGrath M.T., Daughtrey M.L., Adkins S. 2015. Emergence of *Groundnut ringspot virus* and *Tomato chlorotic spot virus* in vegetables in Florida and the southeastern United States. *Phytopathology* 105: 388–398.
- Widana Gamage S.M.K., Hassani-Mehraban A., Peters D. 2015. *Tomato spotted wilt virus* in Sri Lanka : emerging problems of tospoviruses. *Trop. Agric. Res. Ext.* 16(3): 66–73.
- Wiethoff J., Poehling H.M., Meyhofer R. 2004. Combining plant- and soil-dwelling predatory mites to optimise biological control of thrips. *Experimental and Applied Acarology* 34: 239–261.
- Wijkamp I., Almarza N., Goldbach R., Peters D. 1995a. Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology* 85: 1069–1074.
- Wijkamp I., Almarza N., Peters D. 1995b. Median latent period and transmission of tospoviruses vectored by thrips. In: Parker B.L. et al. (eds.) *Thrips Biology and Management*. Springer Science+Business Media, New York, pp. 153–156.
- Winter S., Shahraeen N., Koerbler M., Lesemann D.-E. 2006. Characterization of *Tomato fruit yellow ring virus*: a new *Tospovirus* species infecting tomato in Iran. *Plant Pathol.* 55: 287. doi: 10.1111/j.1365-3059.2005.01263.x
- Xu Y., Gao X., Jia Z., Li W., Hu J., Li Y., Li Y., Liu Y. 2017. Identification of *Taeniothrips eucharis* (Thysanoptera: Thripidae) as a vector of *Hippeastrum chlorotic ringspot virus* in Southern China. *Plant Dis.* 101(9): 1597-1600.
- Yadav N., Khurana S.M.P. 2016. Plant virus detection and diagnosis: progress and challenges. In: Shukla P. (eds.) *Frontier Discoveries and Innovations in Interdisciplinary Microbiology*. New Delhi: Springer, pp.97-132.
- Yamada M., Jahnke S.M., Schafer G., Oliveira D.C. 2016. Occurrence of thrips in lisianthus cultivation at different protected crop conditions. *Cientifica* 44(3): 326–332.
- Yin Y.Y., Li T.T., Lu X., Fang Q., Ding M., Zhang Z.K. 2016a. First report of *Capsicum chlorosis virus* infecting tomato in Yunnan, Southwest of China. *Plant Dis.* 100(1): 230. <https://doi.org/10.1094/PDIS-01-15-0088-PDN>
- Yin Y.Y., Li T.T., Lu X., Gu Z.L., Zhao L.L., Guo M., Zhao J.F., Ding M. 2016b. First report of *Watermelon silver mottle virus* infecting tomato in Yunnan, China. *J. Plant pathol.* 98(3): 681.
- Yoon J.Y., Choi G.S., Kwon S.J., Cho I.S. 2019. First report of *Tomato spotted wilt virus* infecting *Peperomia obtusifolia* in South Korea. *Plant Dis.* 103(3): 593.
- Yucel S., Kececi M., Melike Y., Yildiz R.C., Ozarslandan A., Can C. 2013. Integrated pest management of protected vegetable cultivation in Turkey. *The European Journal of Plant Science and Biotechnology* 7 (Special Issue 1): 7–13.
- Zarzyńska-Nowak N., Rymelska N., Borodynko, Hasiów-Jaroszewska B. 2016. The occurrence of *Tomato yellow ring virus* on tomato in Poland. *Plant Dis.* 100 (1): 234. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-15-0521-PDN>

- Zhang X., Wu S. Reitz S.R. Gao Y. 2021. Simultaneous application of entomopathogenic *Beauveria bassiana* granules and predatory mites *Stratiolaelaps scimitus* for control of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *J. Pest Sci.* 94: 119–127.
- Zindović J., Bulajić A., Krstić B., Ciuffo M., Margaria P., Turina M. 2011. First report of *Tomato spotted wilt virus* on pepper in Montenegro. *Plant Dis.* 95(7): 882. doi: 10.1094/PDIS-03-11-0167
- Zheng K., Chen T.C., Yeh S.D., Rahman Md.S., Su X., Wu K., Li T., Zhang Z., Dong J. 2017. Characterization of a new isolate of *Pepper chlorotic spot virus* from Yunnan province, China. *Archive of Virology* 162(9): 2809–2814.
- Zheng X., Zhang J., Chen Y., Dong J., Zhang Z. 2014. Effects of *Tomato zonate spot virus* infection on the development and reproduction of its vector *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Fla Entomol.* 97(2): 549–554.
- Zhou J., Kantartzi S. K., Wen R.-H., Newman M., Hajimorad M. R., Rupe J. C., Tzanetakis I. E. 2011. Molecular characterization of a new tospovirus infecting soybean. *Virus Genes* 43: 289–295.
- Zhou J., Tzanetakis I.E. 2013. Epidemiology of *Soybean vein necrosis-associated virus*. *Phytopathology* 103: 966–971.
- zur Strassen R. 1994. On some rare fungivorous phlaeothripid Thysanoptera (Insecta) from Germany and Sweden. *CFS - Cour Forschungsinstitut Senckenb.*178 (September 1992): 115–119.

ANNEXES

Thrips diversity and *Frankliniella occidentalis* trends on three melon cultivars at Biskra, Algeria

Farid Allache^{(1,2)*}, Fatma Demnati^(1,2), Sabah Razi ⁽¹⁾

⁽¹⁾ Department of Agricultural Sciences, University of Biskra, BP 145 RP, 07000 Biskra, Algeria.

⁽²⁾ Laboratory of Ecosystem Diversity and Agricultural Production Systems Dynamics in Arid Zones, University of Biskra, BP 145 RP, 07000 Biskra, Algeria.

* Corresponding author: Allache F.

E-mail: allachefarid@yahoo.fr; f.allache@univ-biskra.dz

Abstract

Globally, thrips pest of agro-ecosystems are well studied. Nevertheless, in Algeria this insect group remains poorly known. The research was conducted to determine thrips composition and population changes of *F. occidentalis* on three melon cultivar. The study highlighted six thrips species on three melon cultivars (*Star plus*, *DRM* and *Mimosa*), including two of economic importance pests, namely *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci*. The remaining species are: *Odontothrips loti*, *Aeolothrips intermedius*, *T. minutissimus* and *Melanthrips fuscus*. The western flowers thrips (WFT) *F. occidentalis* was eudominant species, while *T. tabaci* was subprecedent. Blue sticky traps allow detecting thrips early for monitoring and from crop development starting. A positive and significant relationship was observed between thrips abundance in traps and WFT recovered from flowers and leaves on all cultivars. The highest numbers of WFT were recorded on *DRM* flowers and *Star plus* leaves while the least numbers were noticed on *Mimosa* flowers and leaves. *F. occidentalis* flight activity was observed early in the growing season. Similar trend of thrips population changes was recorded during crop season. Nevertheless, one to two peaks of *F. occidentalis* population were registered on flowers and leaves on all cultivars. They were mainly observed in April when temperatures were high and humidity low, their numbers were not considerable. No fruits damage was observed *in situ* on all cultivars. This work allowed to improve knowledge about thrips linked to some melon cultivars the most used in greenhouse in the region of Biskra. The presence of these pests can be a source of concern for farmers. Extending monitoring to other crops and localities to know their status and distribution remains a priority due to direct damage caused and virus transmission hazard.

Key words

Thrips, diversity, relationship, population changes, *Frankliniella occidentalis*, Algeria

Résumé

Dans le monde, les thrips ravageurs des agro-écosystèmes sont bien étudiés. Cependant, en Algérie ce groupe d'insecte reste mal connu. Le but de l'étude est de déterminer la composition des thrips et la dynamique de population de *F. occidentalis* sur trois cultivars de melon (*Star plus*, *DRM* et *Mimosa*). Six espèces de thrips dont deux sont considérées nuisibles d'importance économique ont été identifiées : *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*. Les autres espèces sont *Odontothrips loti*, *Aeolothrips intermedius*, *T. minutissimus* et *Melanthrips fuscus*. *Frankliniella occidentalis* (thrips californien) est une espèce eudominante, tandis que *T. tabaci* est subrésidente. Les pièges bleus adhésifs permettent de détecter les thrips tôt avant la croissance des cultures. Une relation positive et significative a été observée pour l'abondance de thrips sur les fleurs et feuilles de tous les cultivars. Le thrips californien est le principal thrips nuisible. Il est présent sur tous les cultivars à des taux différents. Les nombres les plus élevés du thrips californien ont été enregistrés sur les fleurs de *DRM* et les feuilles *Star plus*. Les abondances les plus faibles ont été notées sur les fleurs

et les feuilles du cultivar *Mimosa*. L'activité de vol de *F. occidentalis* a été observée au début de la saison de croissance du melon. La dynamique de population des thrips sur les trois variétés présente la même tendance. Un à deux pics ont été enregistrés sur les fleurs et feuilles de tous les cultivars. Ils sont observés en avril où les températures sont élevées et l'humidité faible, leur nombre n'était pas considérable. Aucun dommage aux fruits n'a été observé *in situ* durant l'étude. Ce travail a permis d'améliorer les connaissances des thrips liés à quelques variétés de melon les plus utilisées sous serre dans la région de Biskra. La présence de ces ravageurs peut constituer une source de préoccupation pour les agriculteurs. Étendre le suivi à d'autres cultures et localités pour connaître leur statut et distribution reste une priorité à cause des dégâts directs qu'ils peuvent occasionner et le risque de transmission de virus.

Mots clés

Inventaire, corrélation, dynamique de population, *Frankliniella occidentalis*, Algérie

1 INTRODUCTION

Cucurbits crops such melons are cultivated for their fruits throughout the world (Romay *et al.*, 2014). In Algeria, melon cultivation is grown in open fields or in greenhouses. They are harvested and consumed essentially mature as fruits. Melon cucurbit is a crop of high economic importance in Biskra (Algeria) given cultivated areas dedicated each year to this crop (about 1,292 ha). The production was estimated to more than 52203 tons/ ha at Biskra (M. Gouaned, pers. comm.).

Melon crop faces various viral, fungal diseases and other pests of economic importance including nematodes, mites, whiteflies, aphids and thrips (Romay *et al.*, 2014; Abdel-Rahman *et al.*, 2016; Sharma *et al.*, 2016). The latter are among the most important melon pests at Biskra as worldwide, corresponding nearly 6000 species (Reynaud, 2010). Only 1% have been reported as serious pests of crops (Mound & Teulon 1995) and 0.15% are known to be vectors of tospoviruses (Mound, 2001), comprising the western flowers thrips (WFT) *Frankliniella occidentalis*. Larvae and adults of the latter are considered very harmful species on plants (Reitz, 2009; Mouden *et al.*, 2017), causing direct damage on different plant parts (stems, leaves, flowers, fruits...etc.) and transmitting viral diseases such as *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) and other tospoviruses (Reitz, 2009). Most thrips have cryptic behavior (Mound, 1983; Morse & Hoddle, 2006). Their small size makes them difficult to detect on plants due to delayed damage appearance, which may defer pest control start (Reitz, 2009). Various methods are used to control thrips and protect crops, such as chemical and biological control (Demirozer *et al.*, 2012). Plants display various traits and strategies of defense for their protection against pests (Peterson *et al.*, 2016). Selection of suitable melon varieties correspond to potential undesirable plants for thrips and one preventive control strategy (Papadaki *et al.*, 2008).

The main objective of this study was to investigate thrips species diversity and abundance on three cultivars of melon under greenhouse environment considering the both thrips species diversity and population changes in Biskra conditions.

2 MATERIAL AND METHODS

2.1 Crops sets

The study was conducted in three plastic tunnel greenhouse of 400 m² surface areas, sited at Oued Beraze (east of Biskra) (N34°42.096', E006°00.167'). Greenhouses were oriented east-west. Melons were cultivated after two years of tomato crop growing. Each greenhouse was planted with one melon cultivar. The first greenhouse (G₁) was cultivated with *Star plus* cultivar, the second (G₂) with *DRM* (pineapple melon) and the third (G₃) with *Mimosa* cultivar. The seeds were sown in nursery before transplanting. The greenhouses contained about 300 plants arranged in six rows. The space between rows was 1 m and 0.9 m between plants. Melons were conducted horizontally on the

ground surface without plastic mulch. The crops were irrigated with drip system three times a week according to crop needs. The soil is poor in organic matter, strongly calcareous and very salty with alkaline pH. The most encountered pests were whiteflies, aphids and mites. The pesticides used during cultivation were summarized in table 1. Predatory bugs like *Orius* sp. and *Chrysopa vulgaris* Schneider were frequently observed.

Table 1 : Pesticides used during melon cultivation at Oued Beraze (Biskra)

Nom commercial	Ingredient actif	Type	Dose employée	Ravageurs
Romectin 250ml/ l	Abamectin (18 g/ l)	Acaricide/ insecticide	20 ml/ greenhouse	Mites, thrips
Horizel 25 EC	Tebuconazole (250 g/ l)	Fungicide	40 ml/ hl	Fungi (oïdium)
Mospilate	Acetameprid (200 g/ l)	Insecticide	30 g/ hl	Whiteflies

2.2 Thrips sampling

2.2.1 Blue sticky traps

Sticky traps were commonly used for detecting thrips occurrence and adult flight starting (Cloyd, 2009; Ugine *et al.*, 2011). Two blue traps (26 x 21 cm in size) were set in each greenhouse entrances. To avoid the edge effect, the traps were positioned a few meters (approximately 8 m) away from greenhouse doors. The traps were hung at 30 cm above plants and replaced regularly. The thrips were weekly counted *in situ* using a pocket magnifier glass (x10).

2.2.2 Blue water traps

Different colors preferences and attractiveness among many thrips species have been studied (Hoddle *et al.*, 2002; Rodriguez-Saona *et al.*, 2010). However, most thrips were captured and attracted by blue water traps. These help in determining thrips diversity and providing information on thrips activity (Andjus *et al.*, 2001). Three blue water traps (20 cm diameter and 12 cm in deep) were set per greenhouse on the ground and spaced from each other by few meters (approximately 10 m). Two of them were positioned at each greenhouse entrance and one at the middle. The containers were filled to with water and few drops of detergent. Trap contents were weekly collected and brought back to laboratory until crop end. Thrips were carefully recovered in the strainer under binocular magnifier and then placed in tubes containing 70% ethanol to be further slide mounted and identified with identification keys (Mound, 1974; Mound *et al.*, 1976; Mound & Walker, 1982, 1986).

2.2.3 Flowers recovery

Ten fully opened melon flowers (one flower per plant) were collected randomly each week and immediately placed in plastic bags to bring back to the laboratory. The flowers were carefully examined under a binocular magnifying glass for thrips extracting using a moistened brush. Recovered thrips were put in tubes containing 70% ethanol. Bloom sampling continued until plants stop producing flowers. Adult thrips were identified and counted (Manandhar *et al.*, 2017).

2.2.4 Leaves shaking

Shaking method allows to recover 80% of adults and 18% of larvae from leaves (Gonzalez-Zamora & Garcia-Mari, 2003). Foliage shaking started about three weeks after melon transplanting due to plant vigor. Every week, thirty leaves taken randomly were shaken 15 times. The leaves were gently and vigorously shaken to dislodge thrips and avoid damaging the plants on a white plateau of 30 cm diameter and 1.5 cm depth. Thrips dropped and were gathered with a moistened brush and placed in tubes containing 70% ethanol. Thrips were brought back to the laboratory, slide mounted for identification and counting.

2.3 Statistical analyses

Domination coefficient was calculated informing about the amount of collected species participating among sampled specimens in a given area using the formula from Kasprzak & Niedbała (1981): $D_i (\%) = n_i / N \cdot 100$

D_i – domination coefficient of particular species in percent,

n_i – number of particular species,

N – total number of all thrips species collected

There are six classes of domination coefficient, they are as follows: eudominant (32.0-100.0%); dominant (10.0-31.9%); subdominant (3.2-9.9%); recedent (1.0–3.1%), subrecedent (0.3-0.9%) and sporadic (< 0.3%).

Recorded data from sampling were transformed using natural logarithm $\ln(x + 1)$ before analysis. One-way ANOVA analysis was performed for significance, and then *LSD* test was used to separate means at $P < 0.05$. Relationship between thrips collected on flowers and caught on blue sticky traps on the different cultivars was performed with Pearson's correlation; P and t values were calculated using *t*-test of student. Data analyses were carried out using Statistica 6 StatSoft, Inc. 1984-2003.

3 RESULTS

3.1 Thrips composition

A total of 2664 thrips individuals were collected from the two sampling methods. The terebrantian thrips were estimated to be 98%. Six thrips species on melon crop were determined: *Frankliniella occidentalis* Pergande, *Thrips tabaci* Lindeman, *Odontothrips loti* Haliday, *Aeolothrips intermedius* Bagnall, *T. minutissimus* L., *Melanthrips fuscus* Sulzer. Some unidentified tubulifers for different reasons were collected during the study (< 2%). The population of *F. occidentalis* (eudominant species) was the commonest species and very significant on the three melon cultivars. The calculated domination coefficient revealed a percentage of 84.9% on *Star plus*, 83.2% on *DRM* and 87.1% on *Mimosa* cultivar. Followed by *T. minutissimus* as dominant species on *Star plus* (13.6%), *DRM* (13.9%) and as subdominant on *Mimosa* cultivar (6.6%). On *Star plus*, the population was subrecedent (0.8%), recedent on *DRM* (2.3%) and subdominant on *Mimosa* (4.1%). However for *O. loti*, it was subrecedent on all cultivars (0.7% on *Star plus*, 0.5% on *DRM* and 0.3% on *Mimosa*). Only one specimen of *M. fuscus* was collected on *Star plus* and *DRM* cultivar. Calculated coefficients of dominance were respectively two times sporadic and one time recedent on *Mimosa*. *T. tabaci* was only recovered on *Mimosa* cultivar as subrecedent species (0.8%). In overall, thrips composition of melon cultivars was similar and varied in numbers of specimen.

3.2 Seasonal trends in thrips abundance

DRM cultivar hosted larger thrips populations in blue sticky traps (69.1 ± 88.5), followed by *Mimosa* cultivar (208.8 ± 196.1) while the lowest thrips captures was noticed on *Star plus* cultivar

(157.5 ± 125.8). The difference between thrips average number caught in blue sticky traps in the different greenhouses was not significant ($F = 2.90$, $P = 0.065$). However, the least significant difference test revealed that the difference in thrips abundance was significant between *Star plus* and *DRM* cultivar ($P = 0.035$).

Flight activity was low and increased progressively from March to mid April for *DRM* cultivar, beginning of May for *Star plus* and for *Mimosa* cultivar. Catches continued until plants grubbing-up by farmer on mid May.

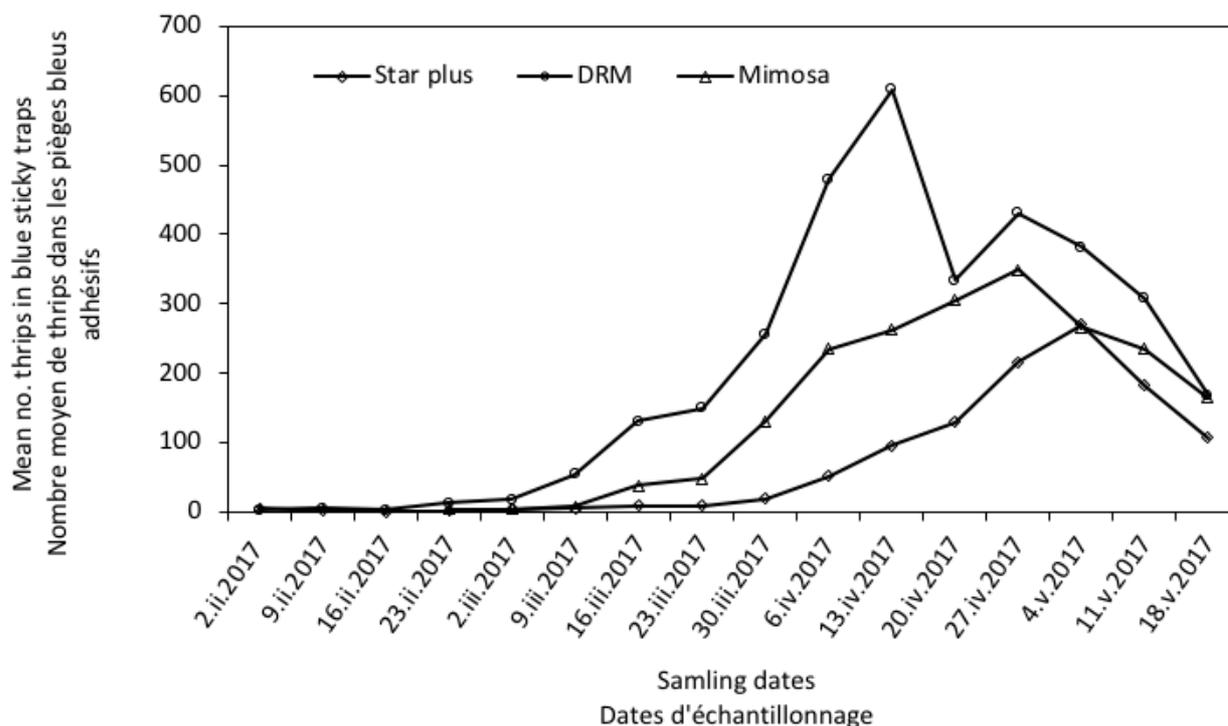


Figure 1: Mean numbers of thrips caught in blue sticky traps coming from three melon cultivars at Oued Beraze (Biskra).

Letters in lowercase indicate that there are no differences between mean numbers of *F. occidentalis* on flowers and leaves of the different cultivars. Letters in uppercase indicate that there are no differences between mean numbers of *F. occidentalis* on flowers and leaves of the same cultivar

Mean numbers of *F. occidentalis* on flowers and leaves of the different cultivars are presented.

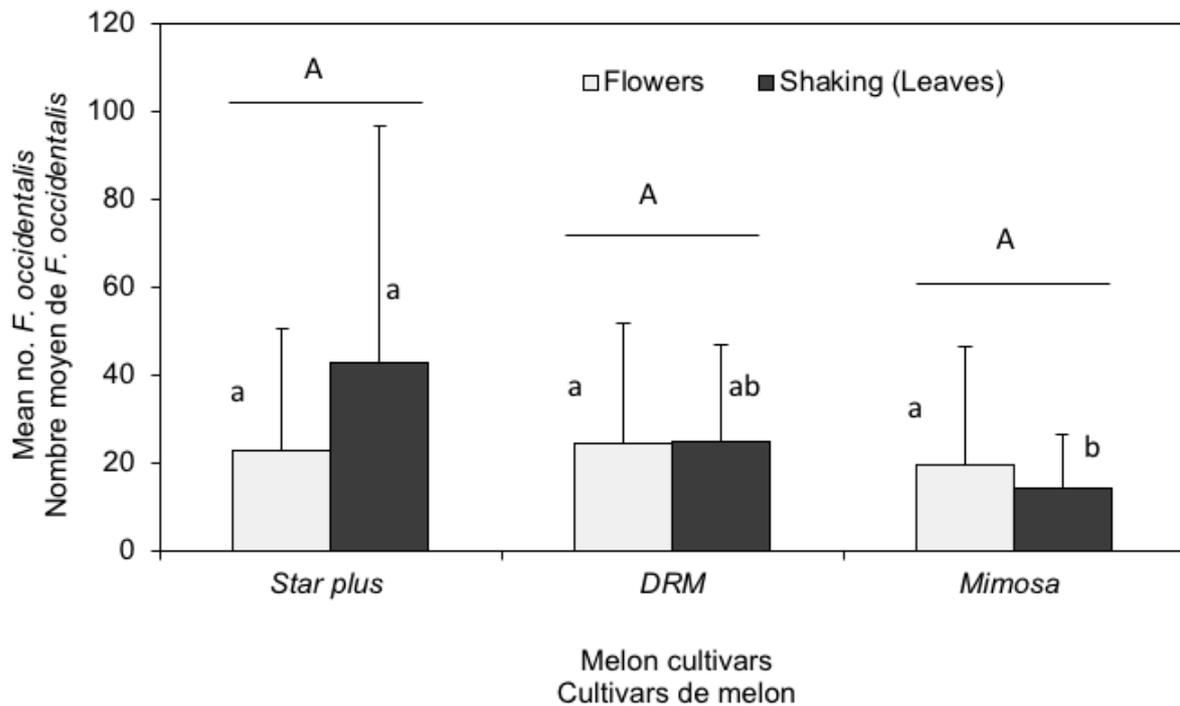
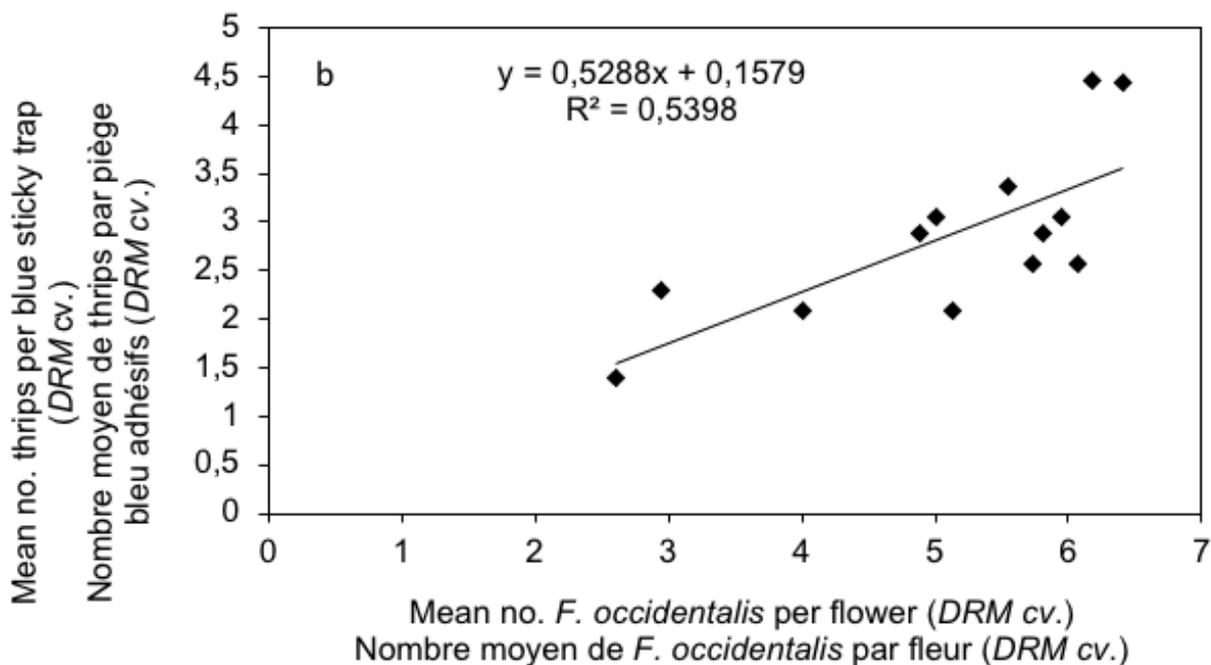
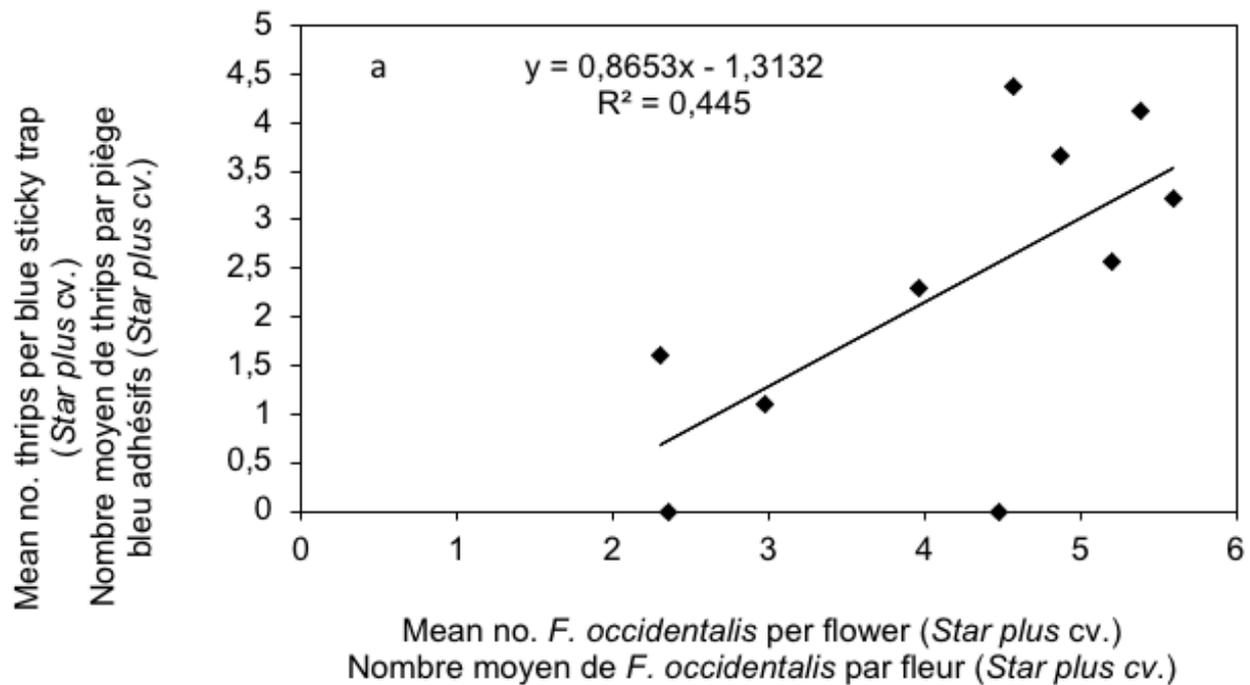


Figure 2: Comparison between seasonal mean numbers of *Frankliniella occidentalis* collected on flowers and obtained from shaking leaves on the different melon cultivars.

No statistical significance was observed between abundance of western flower thrips population among flowers ($F = 1.12$, $P = 0.343$) and leaves ($F = 0.43$, $P = 0.656$) of all cultivars. Excepting for mean numbers of *F. occidentalis* recorded on leaves of *Star plus* in relation to mean thrips collected on *Mimosa* cultivar which was significant ($P = 0.049$).

3.3 Comparison of trapping and thrips collection on plants

The flowers number of melon crop was low at first and then increased during the growing season. The relationship observed between number of thrips captured in blue sticky traps and the number of *F. occidentalis* sampled on flowers of *Star plus* and *DRM* cultivars was strong.



The correlation coefficients recorded for these two cultivars were respectively $R = 0.67$ and $R = 0.74$ for *Star plus* and *DRM* respectively. This relationship was positive, and significantly correlated for both cultivars ($t = 4.94$, $P < 0.001$ and $t = 9.79$, $P < 0.001$ for *Star plus* and *DRM* respectively). For *Mimosa* cultivar, a medium intensity correlation was observed ($R = 0.34$) and this relationship was positive, and significantly correlated ($t = 5.92$, $P < 0.001$) (Figure 3c).

Regarding WFT sampled on leaves by shaking method, the relationship with total number of thrips caught in blue sticky traps was very strong for *Star plus* ($R = 0.80$) (Figure 3d) and *Mimosa* cultivars ($R = 0.89$) (Figure 3f); whereas it was strong for *DRM* cultivar ($R = 0.76$) (Figure 3e). All relationships were positive, and significantly correlated ($t = 3.76$ and $P = 0.004$; $t = 9.39$ and $P < 0.001$; $t = 11.67$ and $P < 0.001$ for *Star plus*, *DRM* and *Mimosa* respectively).

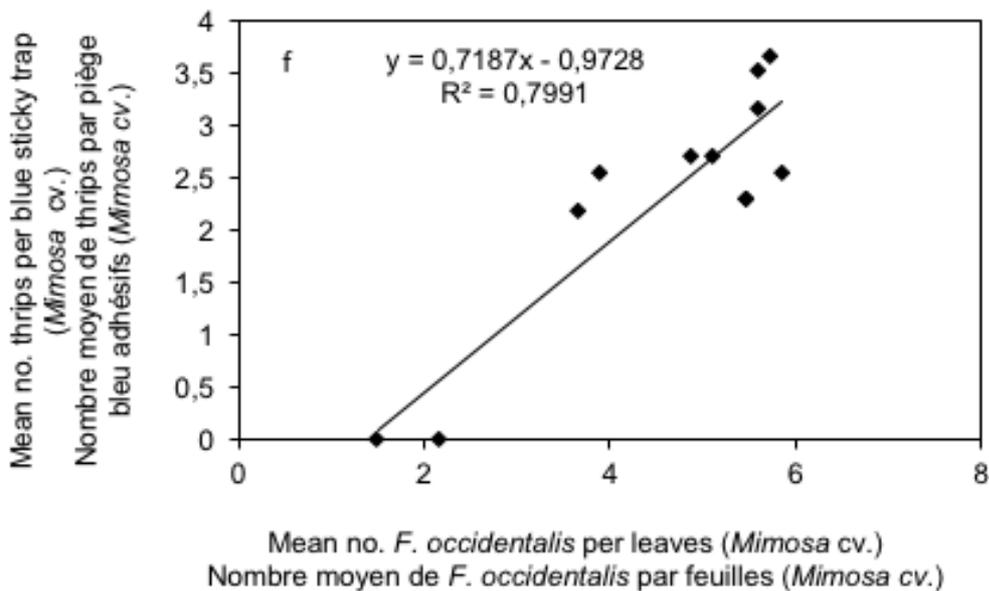
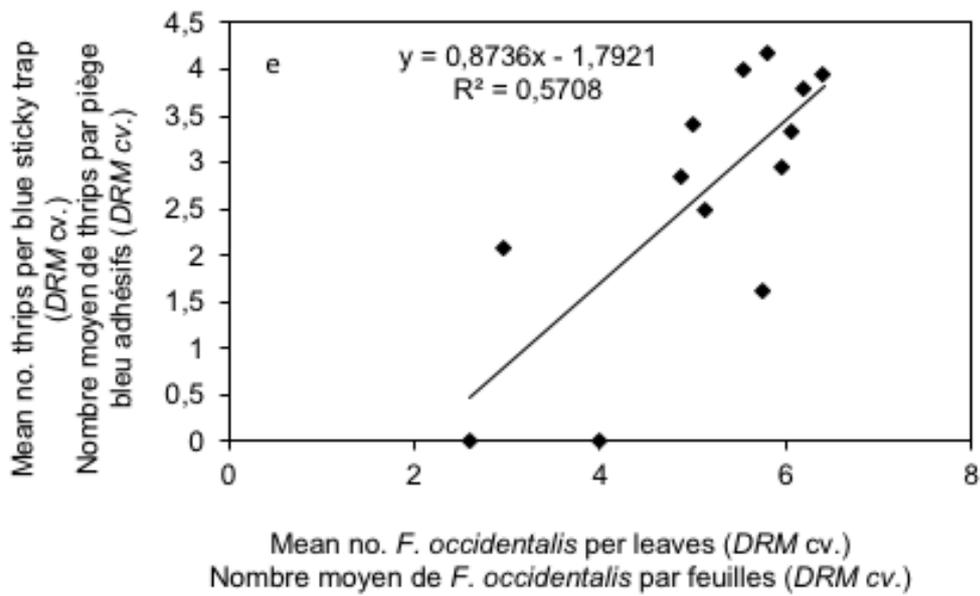
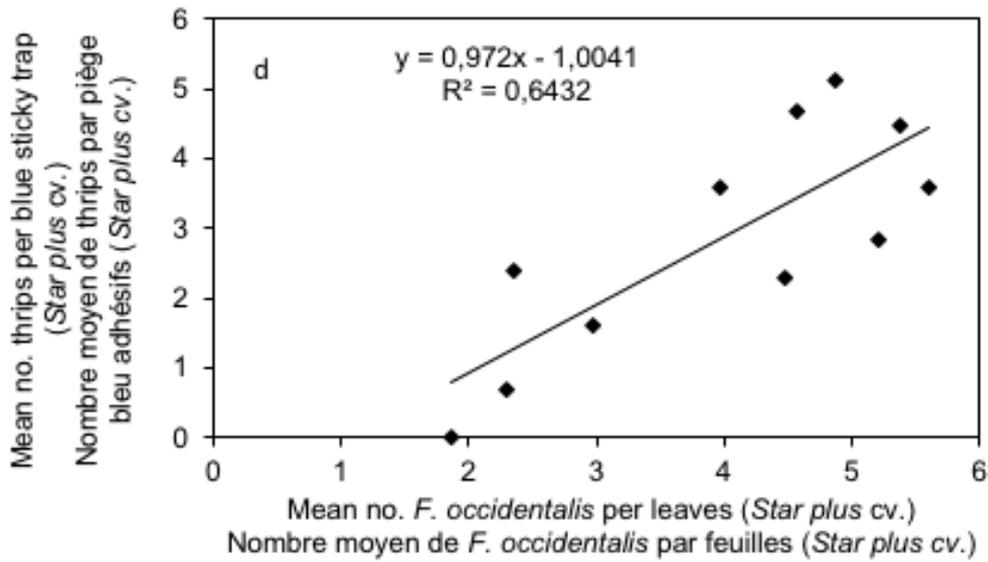


Figure 3: Relationship between mean numbers of thrips per flowers and leaves with mean thrips number caught in blue sticky traps on melon cultivars (*Star plus*, *DRM* and *Mimosa*)

Globally, there was a positive correlation between WFT issued from flowers samples and leaves shaking with captured thrips in blue sticky traps.

3.4 Population changes of *Frankliniella occidentalis*

Adults of *F. occidentalis* on leaves and flowers were observed from February to March (Figure 4).

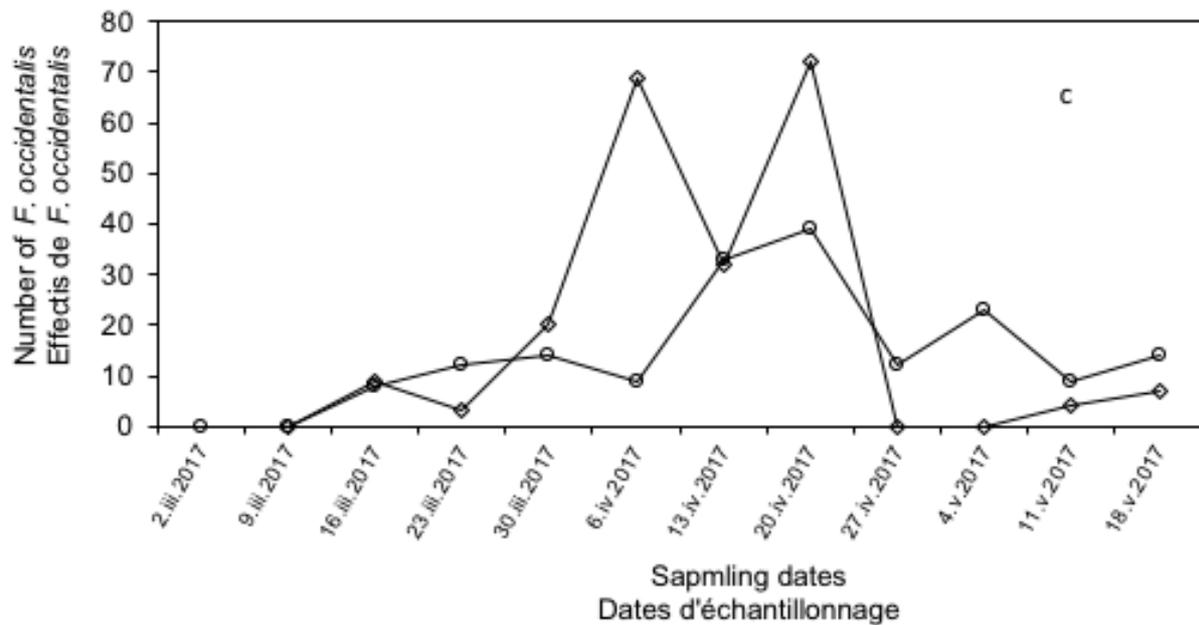
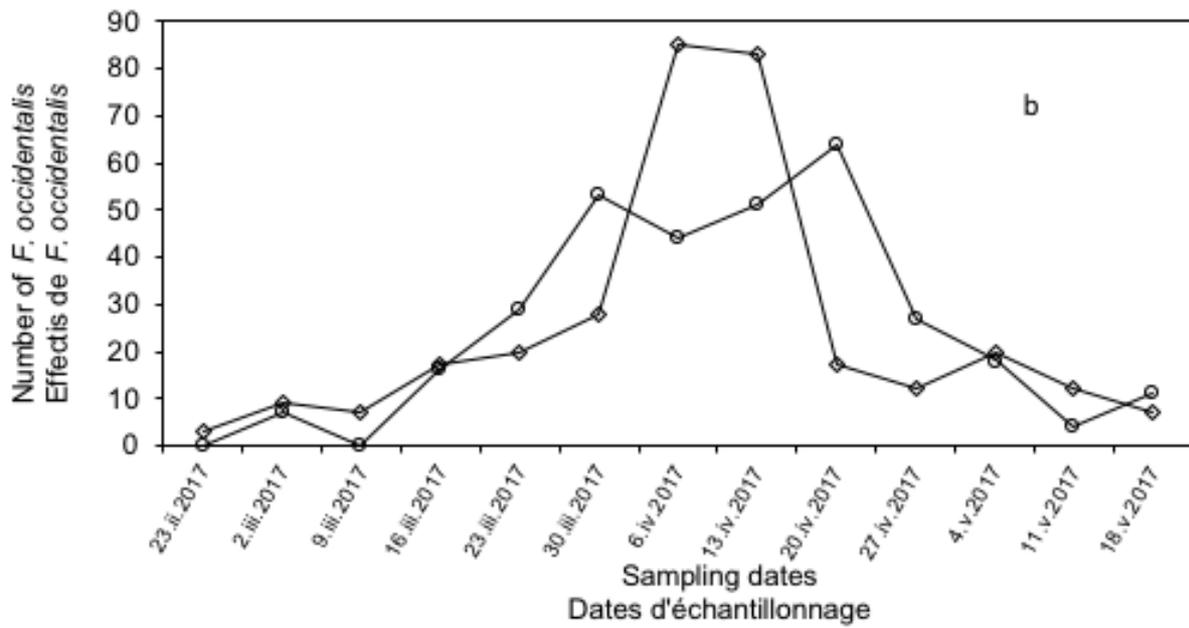
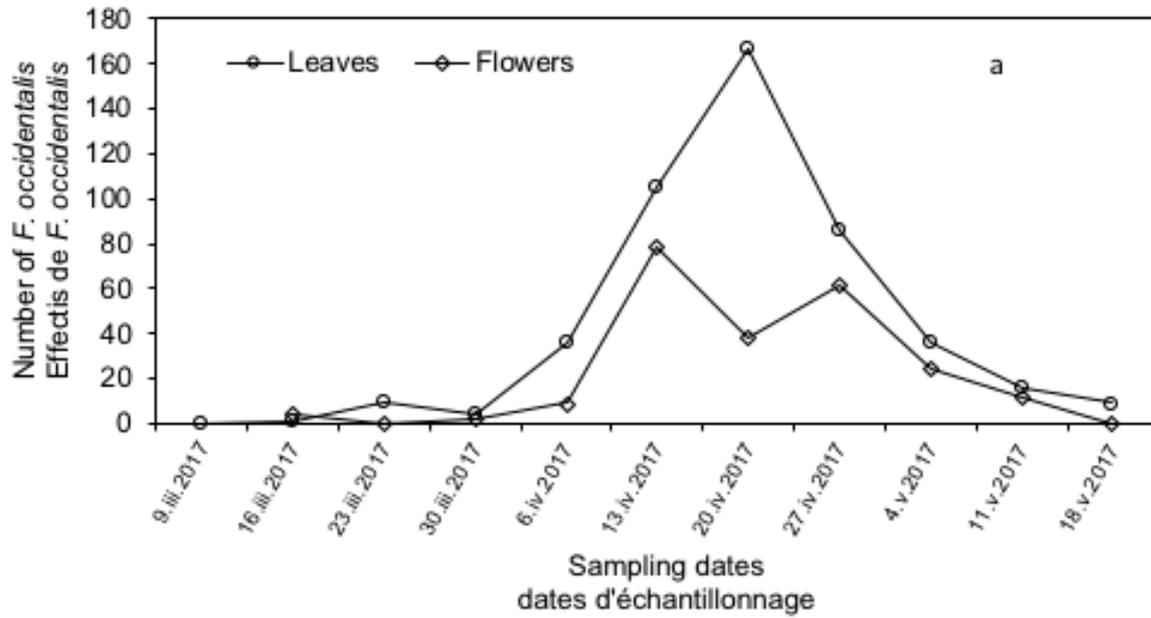


Figure 4: Population changes of *Frankliniella occidentalis* on leaves and flowers of melon cultivars, (a) *Star plus*, (b) *DRM* and (c) *Mimosa*.

On *Star plus* cultivar leaves (Figure 4a), an increase trend of *F. occidentalis* was registered from the beginning to mid April corresponding to peak numbers of western flower thrips. The temperature recorded during this period was between 21.7-29.2°C and 15-49% relative humidity. This number is decreasing until the end season, corresponding to crop yellowing and drying. The temperature recorded at this time was quite high (35.7-37.2°C) with a decrease in relative humidity (26-35%). Similar trend was observed on *DRM* and *Mimosa* cultivars (Figure 4b, c), with an optimum in mid April. However, *F. occidentalis* number on *Star plus* cultivar noted at this peak was greater than that on the other cultivars. Regarding temperatures and relative humidity recorded during this period, they were respectively 21.2-34.7°C and 12-32% before and 38.2-40.2°C / 10-28% after this date in greenhouse with *DRM* cultivar. In *Mimosa* greenhouse, 30.0-33.7°C / 10-39% were recorded before and 40-43°C / 10-45% after this date.

About *F. occidentalis* population changes on melon flowers, the number of western flower thrips was low on the cultivar *Star plus* at the beginning of cultivation then reached maximum numbers in mid April. However, after this date the number of thrips has decreased until crop season end. Temperature and relative humidity registered before and after this date was between 21.7-41.5°C / 15-31%; 29.2-37.2°C / 26-49%, respectively. On flowers of *DRM* cultivar, *F. occidentalis* numbers were slightly higher at the beginning of cultivation, continued to increase until they reached its maximum beginning of April then decreased up to the season end (Figure 4b). Recorded temperature and relative humidity were situated between 21.2-32.7°C / 12-26% before this date and 38.2-41.7°C / 10-32% after this date. For *Mimosa* cultivar (Figure 4c), the number of western flower thrips increased until a mid April peak, then declined towards the crop end. The recorded temperature and humidity were respectively 30.0-33.7°C / 11-39% before mid April and 40.0-53.2°C / 10-45% after this date.

4 DISCUSSION

Knowing thrips species occurring an agro-ecosystem is fundamental in building pest control programs (Mirab-balou *et al.*, 2017). Here, six thrips species were determined on melon crop, including two species of economic concern, namely *F. occidentalis* and *T. tabaci*. They cause significant direct damages to plants in addition to tospovirus transmission (Reitz, 2009; Gill *et al.*, 2015) and they were recorded on several plant species (Lee *et al.*, 2001).

The WFT abundance was more important compared to onion thrips (*T. tabaci*) and was predominant on all melon cultivars while *T. tabaci* was observed on *Mimosa* cultivar only. *F. occidentalis* was dominant on french bean in Kenya (Kasina *et al.*, 2009), cucumber in Korea (Park *et al.*, 2009), on cucumber and pepper crops at Bejaia (east coast of Algeria) (Oudjiane *et al.*, 2018) and on tomato and pepper/ chili pepper at Biskra (Laamari & Houamel, 2015). Five thrips species were found in coastal and sub-coastal part of Algiers, including *F. occidentalis*, *O. loti* (Benmessaoud-Boukhalifa *et al.*, 2010). Also, Razi and colleagues (2013) listed seven thrips species on broad bean in different region of Biskra. According to these studies, four species are in common, namely *F. occidentalis*, *O. loti*, *A. intermedius* and *M. fuscus*. However at Zeralda (west coast of Algiers), the two economically important pests *F. occidentalis* and *T. tabaci* were observed in tomato greenhouse (Djebara *et al.*, 2018).

The thrips abundance differed according to melon cultivars: higher on *DRM* and weaker on *Star plus* cultivars possibly related to the preceding tomato crop. The latter was removed in December and replaced by melon since January. Also, the thrips number may be increased with flower occurrence (Elimem & Chermiti, 2009). In Biskra, farmers usually allowed 1 to 3 melon fruits per plant in maximum to develop. It would be interesting to remove excess of flowers to reduce thrips number. In addition, the WFT also used flowering weed species to infest crops. Katayama (2006) suggested that suppressing flowering weeds in spring should be an effective thrips control approach.

Blue sticky traps allowed early detection of thrips in greenhouses, even before first captures by direct sampling methods. According to Natwick *et al.* (2007), blue sticky traps were already found to be sensitive in detecting thrips presence prematurely on crops such as lettuce and onion. Rodriguez-Saona *et al.* (2010) found white sticky traps more effective than blue traps in New Jersey blueberries due to higher attractiveness corresponding to white blueberries flowers coinciding with thrips flight activity. However, Abdul Alim *et al.* (2018) showed that monitoring thrips in persimmon orchards with yellow sticky traps was more appropriate. Changes in air temperature also influenced *T. tabaci* density on sticky traps (Rodriguez-Saona *et al.*, 2010; Szostek & Schwartz, 2015). In this study, the low number of arthropods in early season may be due to low temperatures and host plants lack in the field (Summers *et al.*, 2010).

On flowers, the numbers of *F. occidentalis* were not significant on all cultivars. The difference was significant between leaves of *Star plus* and *Mimosa* cultivars while *Mimosa* and *DRM* cultivars attracted less *F. occidentalis* than *Star plus*. Similarly, Messelink & de Kogel (2005) recorded a significant difference in *F. occidentalis* populations among chrysanthemum cultivars. On cotton, Khan *et al.* (2014) revealed that genotypes differed in their response to thrips population. Likewise, *T. tabaci* densities on onion were similar on all cultivars at the beginning and then vary according to the cultivars (Malik *et al.*, 2010). The number of thrips on plants depends not only on cultivars but also with fertilization rate and water (Schuch *et al.*, 1998).

According to Broughton & Harrison (2012), the monitoring effectiveness of trapping as tool was dependent on number of thrips caught in traps with the number of thrips collected on crops.

In this study, significant relationship between number of all thrips catches on blue sticky traps and number of WFT recovered from blossom and issued from melon leaves occurred. Then, a strong and positive correlation was reported between thrips caught in sticky traps and collected on onion crop (MacIntyre-Allen *et al.*, 2005) and was higher in dry season on Mango orchard panicles (Aliakbarpour & Rawi, 2011). Likewise, the same relation was revealed by Muvea *et al.* (2014) with thrips captured on colored sticky traps and thrips infesting French bean leaves and flowers (destructive methods) and tapping (non destructive methods). In Western Australia on deciduous fruit trees, Broughton & Harrison (2012) recorded poor correlation between thrips catches in traps and tapping samples. In tomato crops, Covaci *et al.* (2012) indicated no correlation between sticky traps and tapping method of leaves.

According to statistical analysis, the difference between thrips density on the three cultivars was not significant, but it seems that changes were not similar on the leaves unlike the flowers. Essentially one to two peaks were recorded during the cropping season. These numbers were registered in April, where temperature and humidity did not exceed 37.5°C and 35.7% respectively. Arif *et al.* (2006) and Malik *et al.* (2010) pointed out that *T. tabaci* population got their peak in August on onion cultivars. In Tunisia, Elimem & Chermiti (2009, 2013) recorded the maximum number of *F. occidentalis* in June on roses and during April and May for citrus orchard. No injury due to thrips was observed *in situ* on all melon cultivars assuming that economic threshold has not been reached.

5 CONCLUSIONS

The melons cultivar used in this study (*Star plus*, *DRM* and *Mimosa*) were the most cultivated cucurbits at Biskra. There was no real program of thrips control in vegetable crops and cucurbits particularly. This should be among the priorities due to the presence of insect virus vectors such as thrips transmitted tospoviruses. This study allowed the reporting of six thrips species including two of economic importance. The blue sticky trap is important tool in greenhouses allowing early detection of thrips presence which confirmed earlier studies. A positive and strong relationship between thrips abundance was determined on blue sticky traps and thrips recovered from flowers and leaves shaking. The general trend of thrips on different cultivars was weak at first and important towards crop end when temperatures increased from spring. This allowed planning thrips control on melon crops at Biskra without insecticide treatments abuse in an integrated pest management program.

6 ACKNOWLEDGEMENTS

The authors are very grateful to M. Benazrine M. agricultural engineer and the farmer of Oued Beraze (Biskra) for their help; Maatalah N. for providing us blue sticky traps. The study was supported by the PRFU project under identification number D04N01UN070120190001 and by the Algerian Ministry of Higher Education and Scientific Research (DGRSDT/M.E.S.R.S.).

REFERENCES

- Abdel-Rahman M.A.A., Ali M.M.A., Awad A.M.A., Shafea A.M.H. & Abdel-Rahem G.H., 2016. Co-existence of pests and their associated predators inhabiting cantaloupe plants, *Cucumis melo* L. in Assiut, Egypt. *Assiut University Bulletin for Environmental Researches*, **19**, 1-9.
- Abdul Alim M.D., Song J., Seo H.J. & Choi J.J., 2018. Monitoring thrips species with yellow sticky traps in astringent persimmon orchards in Korea. *Applied Entomology Zoology*, **53**, 75-84.
- Aliakbarpour H. & Rawi C.S.M.D., 2011. Evaluation of yellow sticky traps for monitoring the population of thrips (Thysanoptera) in a Mango orchard. *Environmental Entomology*, **40**(4), 873-879.
- Andjus L., Spasic R. & Dopudja M., 2001. Thrips from coloured water traps in Serbian wheat fields. In: Marullo R. & Mound L.A., eds. *Thrips and tospoviruses : Book of proceedings*, 2-7 July, 2001, Calabria, Italy, 345–350.
- Arif M.J., Gogi M.D. & Ahmad G., 2006. Role of morpho-physical plant factors imparting resistance in cotton against thrips, *Thrips tabaci* Lind. (Thripidae: Thysanoptera). *Arab Journal of Plant Protection*, **24**, 57-60.
- Benmessaoud-Boukhalfa 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.
- Broughton S. & Harrison J., 2012. Evaluation of monitoring methods for thrips and the effect of trap colour and semiochemicals on sticky trap capture of thrips (Thysanoptera) and beneficial insects (Syrphidae, Hemerobiidae) in deciduous fruit trees in Western Australia. *Crop Protection*, **42**, 156-163.
- Cloyd R.A., 2009. Western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) management on ornamental crops grown in greenhouses: Have we reached an impasse? *Pest Technology* **3**(1), 1-9.
- Covaci A.D., Oltean I. Raica P.A. & Mitre V., 2012. Monitoring of western flower thrips population in a greenhouse tomato crop. *Bulletin UASVM Agriculture*, **69**(1), 214-220.
- Demirozer O., Tyler-Julian K., Funderburk J., Leppla N. & Reitz S., 2012. *Frankliniella occidentalis* (Pergande) integrated pest management programs for fruiting vegetables in Florida. *Pest Management Science*, **68**, 1537-1545.
- Djebara F., Benzahra A., Mimeche F. & Saharaoui L., 2018. Diversity of entomofauna associated with greenhouse-grown tomatoes in Algiers (North Algeria). *Studia UBB Biologia*, **63**(2), 139-151.

- Elimem M. & Chermiti B., 2009. Population dynamics of *Frankliniella occidentalis* Pergande (1895) (Thysanoptera : Thripidae) and evaluation of its different ecotypes and their evolution in a rose (*Rosa hybrida*) greenhouse in the Sahline Region, Tunisia. *African Journal of Plant Science and Biotechnology*, **3**, 53-62.
- Elimem M. & Chermiti B., 2013. Thrips species composition and seasonal dynamic populations in an organic citrus orchard in the central eastern coast of Tunisia. *IOBC-WPRS Bulletin*, **95**, 77-82.
- Gill H.K., Garg H., Gill A.K., Gillett-Kaufman J.L. & Nault B.A., 2015. Onion thrips (Thysanoptera: Thripidae) biology, ecology, and management in onion production systems. *Journal of Integrated Pest Management*, **6**(1), 6. doi: <https://doi.org/10.1093/jipm/pmv006>.
- Gonzalez-Zamora J.E. & Garcia-Mari F., 2003. The efficiency of several sampling methods for *Frankliniella occidentalis* (Thysan., Thripidae) in strawberry flowers. *Journal of Applied Entomology*, **127**, 516-521.
- Hoddle M.S., Robinson L. & Morgan D., 2002. Attraction of thrips (Thysanoptera: Thripidae and Aeolothripidae) to colored sticky cards in a California avocado orchard. *Crop Protection*, **21**(5), 383-388.
- Kasina M., Nderitu J., Nyamasyo G., Waturu C., Olubayo F., Obudho E., 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.
- Kasprzak K. & Niedbała W., 1981. Wskaźniki biocenotyczne stosowane przy porządkowaniu i analizie danych w badaniach ilościowych. In: Górny M., Grüm L., eds. *Metody Stosowane w Zoologii Gleby*. PWN, Warszawa, 379-416.
- Katayama H., 2006. Seasonal prevalence of the occurrence of western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) on weed hosts growing around ornamental fields. *Applied Entomology and Zoology*, **41**(1), 93-98.
- Khan M.A., Ali A., Aslam M., Tahir Z., Khan M.M. & Nadeem I., 2014. The role of morphological and chemical plant traits imparting resistance in Bt cotton genotypes against thrips, *Thrips tabaci* (Lind.). *Pakistan Journal of Agricultural Sciences*, **51**, 725-731.
- Laamari M. & Houamel S., 2015. Première observation de *Thrips tabaci* et de *Frankliniella occidentalis* sur les cultures sous serre en Algérie. *EPPO Bulletin*, **45**(2), 205-206.
- Lee G.S., Lee J.H., Kang S.H. & Woo K.S., 2001. Thrips species (Thysanoptera: Thripidae) in winter season and their vernal activities on Jeju Island, Korea. *Journal of Asia Pacific Entomology*, **4**(2), 115-122.
- Macintyre-Allen J.K., Scott-Dupree C.D., Tolman J.H. & Harris C.R., 2005. Evaluation of sampling methodology for determining the population dynamics of onion thrips (Thysanoptera: Thripidae) in Ontario onion fields. *Journal of Economic Entomology*, **98**(6), 2272-2281.
- Malik M.F., Rashid M., Iqbal J. & Ahmad A., 2010. Resistance determination against thrips of promising onion varieties in the agro-ecosystem of Balochistan, Pakistan. *Punjab University Journal of Zoology*, **25**, 1-11.

- Manandhar R., Wang K.H., Hooks C.R.R. & Wright M.G., 2017. Effects of strip-tilled cover cropping on the population density of thrips and predatory insects in a cucurbit agroecosystem. *Journal of Asia Pacific of Entomology*, **20**(4), 1254-1259.
- Messelink G.J. & De Kogel W.J., 2005. Impact of chrysanthemum cultivar, fertilization and soil-dwelling predatory mites on *Frankliniella occidentalis*. *Proceedings of the Netherlands Entomological Society Meeting*, **16**, 101-107.
- Mirab-Balou M., Mahmoudi M. & Tong X. 2017. Diversity of thrips species (Thysanoptera) in fruit orchards in Qazvin province, northwestern Iran. *Journal of Crop Protection*, **6**(3), 363-375.
- Morse J.G. & Hoddle M.S., 2006. Invasion biology of thrips. *Annual Review of Entomology*, **51**, 67-89.
- Mouden S., Sarmiento K.F., Klinkhamer P.G. & Leiss K.A., 2017. Integrated pest management in western flower thrips: past, present and future. *Pest Management Science*, **73**, 813-822.
- Mound L.A., 1974. The complex of spore feeding Thysanoptera (Phlaeothripidae : Idolothripinae). *Bulletin of the British Museum (Natural History). Entomology*, **31**(5), 109-188.
- Mound L.A., 1983. Natural and disrupted patterns of geographical distribution in Thysanoptera (Insecta). *Journal of Biogeography*, **10**, 119-133.
- Mound L.A., 2001. So many thrips-so few tospovirus. In: Marullo R. & Mound L.A., eds. *Thrips and tospoviruses : Book of proceedings*, 2-7 July, 2001, Calabria, Italy, 15-18.
- Mound L.A., Morison G.D., Pitkin B.R. & Palmer J.M., 1976. *Thysanoptera. Handbooks for the Identification of British Insects*. London: Royal Entomological Society of London (RES), 1-79.
- Mound L.A. & Teulon D.A.J., 1995. Thysanoptera as phytophagous opportunists. In : Parker B.L., Skinner M. & Lewis T., eds. *Thrips biology and management*. Boston: Springer, 3-19.
- Mound L.A. & Walker A.K., 1982. *Terebrantia (Insecta: Thysanoptera)*. Fauna of New Zealand 1.
- Mound L.A. & Walker A.K., 1986. *Tubulifera (Insecta: Thysanoptera)*. Fauna of New Zealand 10.
- Muvea A.M., Waiganjo M.M., Kutima H.L., Osiemo Z., Nyasani J.O. & Subramanian S., 2014. Attraction of pest thrips (Thysanoptera: Thripidae) infesting French beans to coloured sticky traps with Lurem-TR and its utility for monitoring thrips populations. *International Journal of Tropical Insect Science*, **34**(3), 197-206.
- Natwick, E.T., Byers J.A., Chu C., Lopez, M. & Tomas J.H., 2007. Early detection and mass trapping of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* in vegetable crops. *Southwestern Entomologist*, **32**(4), 229-238.
- Oudjiane A., Razi S., Bounaceur F., Boussad F. & Benrima A., 2018. Fluctuations saisonnières et dégâts de *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae) sur cultures maraichères sous serre dans la région de Bejaia. *Revue Agrobiologia*, **8**(1), 948-957.
- Papadaki M., Harizanova V. & Bournazakis A., 2008. Influence of host plant on the population density of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) on different vegetable cultures in greenhouses. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, **14**(5), 454-459.

- Park J.J., Lee D.H., Shin K.I., Lee J.H. & Cho K., 2009. Analysis of spatial and temporal associations of adult and immature *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) in cucumber greenhouses. *Applied Entomology and Zoology*, **44**(4), 569-577.
- Peterson J.A., Ode P.J., Oliveira-Hofman C. & Harwood J.D., 2016. Integration of plant defense traits with biological control of arthropod pests: challenges and opportunities. *Frontiers in Plant Science*, **7**, 1794. doi: <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.01794>
- Razi S., Laamari M., Ouamen S. & Bernard E.C., 2013. Thysanoptera survey on *Vicia faba* (Broad bean) in the arid Biskra region of Algeria. *Agriculture and Biology Journal of North America*, **4**(3), 268-274.
- Reitz S.R., 2009. Biology and ecology of the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae): the making of a pest. *Florida Entomologist*, **92**(1), 7-13.
- Reynaud P., 2010. Thrips (Thysanoptera). *BioRisk*, **4**, 767-791.
- Rodriguez-Saona C.R., Polavarapu S., Barry J.D., Polk D., Jörnsten R., Oudemans P.V. & Liburd O.E., 2010. Color preference, seasonality, spatial distribution and species composition of thrips (Thysanoptera: Thripidae) in northern highbush blueberries. *Crop Protection*, **29**(11), 1331-1340.
- Romay G., Lecoq H. & Desbiez C., 2014. Cucurbit crops and their viral diseases in Latin America and the Caribbean Islands: A review. *Journal of Plant Pathology*, **96**, 227-242.
- Schuch U.K., Redak R.A. & Bethke J.A., 1998. Cultivar, fertilizer, and irrigation affect vegetative growth and susceptibility of chrysanthemum to western flower thrips. *Journal of American Society of Horticultural Science*, **123**(4), 727-733.
- Sharma A., Rana C. & Shiwani K., 2016. Important insect pests of cucurbits and their management. In : Pessarakli M., eds. *Handbook of cucurbits: growth, cultural practices and physiology*. Boca Raton: CRC Press, 327-359.
- Summers C.G., Newton, A.S., Mitchell J.P. & Stapleton J.J., 2010. Population dynamics of arthropods associated with early-season tomato plants as influenced by soil surface microenvironment. *Crop Protection*, **29**(3), 249-254.
- Szostek S. & Schwartz H.F., 2015. Overwintering Sites of Iris yellow spot virus and *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) in Colorado. *Southwestern Entomologist*, **40**(2), 273-290.
- 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. *Environmental Entomology*, **40**(2), 381-390.

RESUMES

Etude éco-biologique des thrips inféodés aux cucurbitacées sous serre dans la région de Biskra

Résumé

Peu d'études sont consacrées par les chercheurs aux groupes de thrips ravageurs des cultures en Algérie. Cependant, la motivation d'entreprendre ce travail, vise à améliorer plus les connaissances de ces insectes ravageurs dans les agro-écosystèmes de Biskra. Ainsi, l'objectif est d'inventorier en premier lieu les différentes espèces de thrips rencontrées sur les Cucurbitacées, de suivre la dynamique des populations, la distribution de *Frankliniella occidentalis* sur la plante, déterminer le sex-ratio, déterminer la meilleure méthode d'estimation de la population, et voir la relation entre le nombre de thrips attrapé par les pièges adhésifs et le nombre de *Frankliniella occidentalis* dénombré sur les feuilles et fleurs. Quatre méthodes de prélèvement ont été utilisées durant l'étude, pièges bleus adhésifs, pièges bleus à eau, secouage des feuilles et récolte des fleurs. L'étude a mis en évidence 12 espèces de thrips composées d'espèces phytophages d'intérêt économique et agronomique comme, *Frankliniella occidentalis* et *Thrips tabaci*, d'autres de moindre importance, d'une espèce prédatrice comme *Aeolothrips intermedius* et fongivore telle que *Bolothrips icarus*. Les espèces récoltées appartiennent à quatre familles, Aeolothripidae, Phlaeothripidae, Melanthripidae et Thripidae. La famille des Thripidae est la plus riche en espèces. *F. occidentalis* est dominante et constante sur presque toutes les cultures. La fluctuation de population générale et de *F. occidentalis* suivie sur les différentes variétés a montré une présence permanente des thrips du début à la fin du cycle phénologique de la plante. L'activité de vol des adultes est faible au début de la saison. Leur nombre augmente considérablement au mois de mars lorsque les températures s'élèvent. Le niveau d'infestation diffère selon la culture. Les femelles prédominent sur les cultures étudiées par rapport aux mâles. Le sex-ratio chez *F. occidentalis* diffère selon les cultures. Les pièges bleus adhésifs sont un bon outil pour déceler très tôt la présence des thrips dans les serres. La relation entre le nombre de thrips capturé dans les pièges bleus adhésifs et le nombre de thrips recouvert sur les fleurs et les feuilles sont en corrélation. Adopter les pièges bleus associés avec les techniques de secouage des feuilles et collecte des fleurs permet d'estimer la population du thrips californien.

Mots clés

Thrips diversité, agro-système, Biskra, méthodes d'échantillonnage, *Frankliniella occidentalis*, fluctuation des populations, sex-ratio, corrélation

Eco-biological study of thrips associated to greenhouse cucurbits in the region of Biskra

Abstract

Few studies are devoted by researchers to thrips crop pests group in Algeria. However, the first aim to undertake this work was to improve thrips knowledge in the Biskra agro-ecosystem. Thus, the objective is, first inventory the different species encountered on cucurbitaceous crops, monitor population dynamics, *Frankliniella occidentalis* distribution on plant parts, sex ratio determination, determine the best method to estimate population, and see the relationship between the number of thrips caught by adhesive traps and the number of *Frankliniella occidentalis* counted on leaves and flowers. Four sampling methods were used during the study, adhesive blue traps, blue water traps, leaf shaking and flower harvesting. The study revealed 12 species of thrips composed of phytophagous species of economic and agronomic interest such as *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci*, others of minor importance, predatory species such as *Aeolothrips intermedius* and fungivores such as *Bolothrips icarus*. The species collected belong to four families, Aeolothripidae, Phlaeothripidae, Melanthripidae and Thripidae. The Thripidae was the richest in species. *F. occidentalis* was dominant and consistent in almost all crops. Monitoring changes of general population and of *F. occidentalis* showed continual presence of thrips from the beginning to plant cycle end. Adult flight activity is low at the start of the season. Their numbers increase dramatically in March when temperatures rise. The level of infestation differs depending on the crop. Females predominate compared to males on studied crops. The sex ratio in *F. occidentalis* differs between crops. Sticky blue traps are a good tool for early detection of thrips in greenhouses. The relationship between the numbers of thrips caught in blue traps and the numbers of thrips recovered from flowers and leaves was in correlation. Choosing the blue traps associated with leaf shaking and flower collecting techniques help in population estimate.

Keywords

Thrips diversity, agro-system, Biskra, sampling methods, *Frankliniella occidentalis*, population changes, sex ratio, correlation

دراسة إكوبولوجية لحشرات التربس الخاضعة للقرعيات في البيوت البلاستيكية في منطقة بسكرة

ملخص

القليل من الدراسات يخصصها الباحثون لمجموعات آفات تريبس المحاصيل في الجزائر. ومع ذلك، فإن الدافع للقيام بهذا العمل يهدف إلى زيادة تحسين المعرفة بهذه الآفات الحشرية في النظم الإيكولوجية الزراعية في بسكرة. وبالتالي فإن الهدف أولاً هو إجراء جرد لأنواع المختلفة من التريبس التي تم العثور عليها في القرعيات، متابعة تغيرات تعداد حشرات التريبس، وتوزيع *Frankliniella occidentalis* على النبات، وتحديد نسبة sex-ratio، تحديد أفضل طريقة تقييم عدد الحشرات، ومعرفة العلاقة بين عدد التريبس التي يتم اصطيادها بواسطة المصائد اللاصقة وعدد *Frankliniella* المحسوبة على الأوراق والزهور. تم استخدام أربع طرق لأخذ العينات أثناء الدراسة وهي المصائد اللاصقة الزرقاء ومصائد المياه الزرقاء وهز الأوراق وجمع الأزهار. كشفت الدراسة عن 12 نوعاً من التريبس مكونة من أنواع عاشبة ذات أهمية اقتصادية وزراعية مثل *Frankliniella occidentalis* و *Thrips tabaci*، وأنواع أخرى أقل أهمية، والأنواع المفترسة مثل *Aeolothrips intermedius* و فطرية مثل *Bolothrips icarus*. تنتمي الأنواع التي تم جمعها إلى أربع عائلات، *Aeolothripidae*، و *Phlaeothripidae*، و *Melanthripidae*، و *Thripidae*. فصيلة *Thripidae* هي الأغنى في عدد الأنواع. *F. occidentalis* هي السائدة و الثابتة في جميع المحاصيل تقريباً. أظهر تذبذب عموم التريبس و *F. occidentalis* المتبع على الأصناف المختلفة وجوداً مستمرًا للحشرات من بداية الدورة الفينولوجية للنبات إلى نهايتها. نشاط طيران البالغين منخفض في بداية الموسم. تزداد أعدادهم بشكل كبير في مارس عندما ترتفع درجات الحرارة. يختلف مستوى الإصابة باختلاف المحصول. تسود الإناث مقارنة بالذكور على المحاصيل المدروسة. تختلف نسبة sex-ratio لـ *F. occidentalis* بين المحاصيل. تعتبر المصائد الزرقاء اللاصقة أداة جيدة للكشف المبكر عن التريبس في البيوت البلاستيكية. كانت العلاقة بين أعداد التريبس التي تم اصطيادها في المصائد اللاصقة الزرقاء وأعداد التريبس المستخرجة من الزهور والأوراق مترابطة. يساعد اختيار المصائد الزرقاء المرتبطة بتقنيات اهتزاز الأوراق وجمع الزهور في تقدير عدد الحشرات.

الكلمات الدالة

تنوع التريبس، النظام الزراعي، بسكرة، طرق أخذ العينات، *Frankliniella occidentalis*، تغير تعداد حشرات التريبس، نسبة sex-ratio، الارتباط