

**UNIVERSITÉ SAAD DAHLEB DE BLIDA**

**Faculté des Sciences Agro-vétérinaires**  
Département des Sciences Agronomiques

# **MÉMOIRE DE MAGISTER**

Spécialité: Phytopathologie

**DIAGNOSTIC BIOLOGIQUE ET IMMUNOENZYMATIQUE PAR  
LA DAS-ÉLISA DU VIRUS DE LA FEUILLE JAUNE EN CUIL-  
LÈRE DE LA TOMATE (TYLCV)**

Présenté par  
**MELOUK Salima**

Devant le jury composé de :

S.A. SNOUSSI	Professeur, U. de Blida	Président
M. BENCHAABANE	Maitre de conférence A, U. de Blida	Examineur
A. GUENDOUZ	Maitre de conférence A, U. de Blida	Examinatrice
H. BELKAHLA	Professeur, U. de Blida	Directrice de mémoire

Blida, Juin 2010

## RESUME

### DIAGNOSTIC BIOLOGIQUE ET IMMUNOENZYMATIQUE PAR LA DAS-ÉLISA DU VIRUS DE LA FEUILLE JAUNE EN CUILLERE DE LA TOMATE (TYLCV)

La particularité écologique des cultures sous serre les expose à diverses nuisances. Parmi lesquelles : le virus de la feuille jaune en cuillère de la tomate [*Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)*] ; un ennemi redoutable des cultures maraîchères, transmis par l'aleurode « *Bemisia tabaci Gennadius* ». Des prospections ont été menées durant 4 campagnes (2004/2005, 2005/2006, 2006/2007, et 2007/2008), sur la culture de tomate, dans les principales régions maraîchages du Nord, d'Intérieur, et du Sud de notre pays. Des résultats basés sur l'observation visuelle des symptômes, sur une gamme d'hôte constituée de plusieurs variétés de tomate et en comparaison avec ceux observés sur terrain ont révélé, pour la première fois en Algérie, non seulement la présence du TYLCV, mais également de supposer l'existence de 2 variantes de ce dernier, lequel a été aussi confirmé par ; l'inventaire et l'identification du vecteurs potentiel de ce virus, l'application des tests biologiques (greffage et inoculation par *B. tabaci*), et le test DAS ÉLISA, ce qui nous a permis de classer et d'estimer l'importance de la maladie en fonction des régions et de calculer son taux et son incidence. Les symptômes extériorisés ont été variables selon le type de candidat utilisé (variété de tomate et/ou du vecteur *B. tabaci*).

**Mots clefs:** tomate, TYLCV, *Bemisia tabaci*, transmission, DAS-ELISA.

## ABSTRACT

### BIOLOGIC DIAGNOSIS AND IMMUNOENZYMATIQUE BY THE DAS-ÉLISA OF THE TOMATO YELLOW LEAF CURL VIRUS (TYLCV)

The ecological particularity of the cultures under green house exposes them to various nuisances. Among which: the *Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)*; a dangerous enemy of the vegetable crops, which transmitted by the aleurode "*Bemisia tabaci*". Some prospectings have been led during 4 seasons (2004/2005, 2005/2006, 2006/2007, and 2007/2008), on the culture of tomato, in the main regions market gardenings of the North, Interior, and the South of our country. Results based on the visual observation of the symptoms, on a range host constituted of several varieties of tomato and their comparison with those observed in the open fields revealed, for the first time in Algeria, not only the presence of the *TYLCV*, but also to suppose the existence of 2 its variants, which has also been confirmed by; the inventory and the identification of the vectors potential of this virus, the application off the biologic tests (grafting and inoculation by *B. tabaci*), and the test DAS ÉLISA, what allowed us to classify and to estimate the importance of the illness according to the regions and to calculate their rate and their impact. The expressed symptoms were variable according to the type of candidate used (variety of tomato and/or of vector *B. tabaci*).

**Key words:** tomato, *TYLCV*, *Bemisia tabaci*, transmission, DAS-ELISA

## ملخص

التشخيص البيولوجي والفحص الإيمينوإنزيمي بتقنية DAS-ÉLISA لفيروس اصفرار أوراق الطماطم  
[Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)]

الخاصية الإيكولوجية للزراعات المحمية تعرضها لعدة آفات، منها: فيروس اصفرار أوراق الطماطم  
[Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)]؛ الذي يشكل خطرا محققا بهذه الزراعة، وينتقل عن  
طريق حشرة الذباب الأبيض «*Bemisia tabaci Gennadius*». بحوث ومعاينات أقيمت خلال 4  
مواسم (2005/2004، 2006/2005، 2007/2006، 2008/2007) على حقول الطماطم، في مختلف  
المناطق الساحلية، الداخلية، والصحراوية المعروفة بهذه الزراعة في بلادنا. نتائج مبنية على ملاحظة الأعراض  
على بعض أصناف نبات الطماطم مقارنة بالأعراض التي شوهدت في الحقول تبين - لأول مرة في الجزائر -  
وجود الفيروس *TYLCV* وكذا توحى باكتشاف عن صنفين منه، و أكدت كذلك من خلال؛ الإحصاء والتحقق  
من الحشرة الناقلة لهذا الفيروس، استخدام الطرق الإحيائية (البيولوجية) (التطعيم والنقل الفيروسي بواسطة  
الحشرة *B. tabaci*)، والفحص بتقنية *DAS ÉLISA*، مما مكننا من تقسيم وتقييم حدة المرض حسب  
المناطق. الأعراض المشاهدة كانت متغيرة بتغير النموذج المرشح (صنف نبات الطماطم أو الحشرة الناقلة *B.*  
*tabaci*).

كلمات مفتاحية: الطماطم، *TYLCV*، الذبابة البيضاء: *Bemisia tabaci*، العدوى والإنتقال، DAS-

.ELISA

## REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, je remercie tout d'abord, le bon dieu pour le courage et toute la patience qu'il ma donnée afin de surmonter toutes les difficultés rencontrées.

L'expression de mon entière gratitude et mes plus vifs remerciements vont à ma promotrice Mme **BELKAHLA. H.** d'avoir accepté la direction de ce travail et mis à notre disposition toutes les conditions nécessaires au bon déroulement de notre travail, et également pour son suivie, sa patience, ses précieux conseils qui m'ont jamais fait défaut, sa confiance qu'elle m'a si gentiment accordée, et particulièrement pour son aide morale malgré toutes ses préoccupations.

C'est avec un grand honneur que j'adresse mes vifs remerciements et mon profond respect aux membres du jury, qui ont bien voulu accepter de mon honorer par leur présence et de valoriser mon travail:

- Mr **SNOUSSI. S.A.** : Président de jury ;
- Mr **BENCHAABANE. M.** et Mme **GUENDOZ. A** : Examineurs.

Un grand merci tout spécial à ma famille et en particulier ma chère sœur **Nina** et mon frère **Ali** qui m'ont offert leur soutien, confiance et la sécurité familiale et donné la force et le courage de continuer sur ce chemin, qu'ils trouvent ici l'expression de ma gratitude, mon amour, et ma sympathie.

Aussi, je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance et mes sincères remerciements à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire, en particulier à:

- ◆ Tous les personnels de notre département d'Agronomie, en particulier à nos enseignants ainsi que ceux de l'INA El Harrach, l'institut d'Agronomie d'Ouargla, l'université de Biskra, et l'université de Mostaganem.
- ◆ Tous les personnels des organismes : INPV (Alger et Tizi ousou), CNCC (Alger), INVA (Alger), ITCMI (Staouéli), DSA (Bouira), INRA (Tougourt), ITDAS (Biskra), et CCLS (Bouira). Ainsi que la pépinière d'El Maazouzi (Staouéli) pour leur aide, encouragements, orientations, et leurs conseils indispensables.
- ◆ Mes fidèles amies et collègues qui m'ont apporté leurs soutien et leur aide dans les moments les plus pénibles de ma vie.

**A toutes et tous, je vous dis :**

**Merci**

Salima  
(Samira)

## TABLE DES MATIERES

RÉSUMÉS .....	
REMERCIEMENTS .....	
TABLE DES MATIERES.....	
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX .....	
INTRODUCTION GENERALE .....	15
1. DONNÉES SUR LE <i>TYLCV</i> .....	17
1. 1. Nomenclature .....	17
1. 2. Classification .....	17
1. 3. Origine et historique .....	18
1. 4. Distribution géographique de la maladie .....	18
1. 5. Conservation et sources d'infection .....	19
1. 6. Structure et caractérisation .....	20
1.6.1. Caractérisations moléculaires .....	20
1.6.1.1. Type et propriétés du génome .....	20
1.6.1.2. Organisation du génome .....	21
1.6.1.2.1. <i>TYLCV</i> monopartites .....	21
1.6.1.2.2. <i>TYLCV</i> bipartites .....	23
1.6.1.3. Traduction .....	23
1.6.2. Diversité et variabilité moléculaire .....	27
1.6.3. Localisation et mouvement du <i>TYLCV</i> dans la plante infectée .....	29
1.6.3.1. Localisation tissulaire .....	29
1.6.3.2. Translocation .....	29
1.6.3.2.1. Mouvement intra et extracellulaire .....	30
1.6.3.2.2. Mouvement systémique dans le végétal .....	32
1.6.4. Réplication .....	33
1.6.4.1. Localisation et cycle d'infection cellulaire .....	33
1.6.4.2. Mécanisme et stratégie de réplication .....	34
1.6.4.3. Phases de la réplication .....	35
2. "TOMATE" ; PLANTE HÔTE DU <i>TYLCV</i> .....	38
2.1. Principales maladies virales de la tomate .....	38
2.2. Présentation de la gamme d'hôtes .....	38
2.3. Incidence économique .....	39
2.4. Symptomatologie.....	39
2. 4. 1. Symptômes des feuilles .....	40
2. 4. 2. Symptômes des fleurs .....	42
2. 4. 3. Symptômes des fruits .....	43
2. 4. 4. Autres symptômes .....	44
2. 5. Sources de variations des symptômes .....	46

3. " <i>BEMISIA TABACI GENNADIUS</i> " ; VECTEUR POTENTIEL DU TYLCV	47
.....	47
3. 1. Généralités .....	47
3. 2. Position systématique .....	48
3. 3. Distribution géographique .....	48
3. 4. Plantes hôtes .....	49
3. 5. Description .....	50
3. 6. Importances économiques .....	50
3. 7. Nuisibilités .....	51
3. 7. 1. Dégâts directs .....	52
3. 7. 2. Dégâts indirects .....	53
3. 8. Bio-écologie .....	54
3. 9. Transmission .....	55
3. 9. 1. Mode de transmission .....	55
3. 9. 2. Acquisition du TYLCV .....	55
3. 9. 3. Parcours du TYLCV dans <i>Bemisia tabaci Gennadius</i>	57
.....	57
4. MATÉRIEL ET MÉTHODES .....	57
4. 1. Matériel .....	60
4. 1. 1. Source de l'inoculum .....	60
4. 1. 2. Sites prospectés .....	60
4. 2. Méthodes d'études .....	60
4. 2. 1. Plantes source d'inoculum .....	60
4. 2. 1. 1. Diagnostic visuel direct et méthodes d'échantillonnage .....	61
4. 2. 1. 2. Conservation des échantillons .....	61
4. 2. 2. Obtention de plants sains de tomate .....	61
4. 2. 2. 1. Préparation du sol .....	63
4. 2. 2. 2. Pré-germination .....	64
4. 2. 2. 3. Semis .....	64
4. 2. 2. 4. Stade de plantation .....	67
4. 2. 2. 5. Cycle végétatif de la culture de tomate .....	67
4. 2. 3. Détection biologique par greffage .....	70
4. 2. 4. Efficacité de la transmission par <i>Bemisia tabaci Gennadius</i> .....	71
4. 2. 4. 1. Matériel utilisés .....	72
4. 2. 4. 2. Échantillonnage du vecteur .....	73
4. 2. 4. 2. 1. Sur terrain .....	74
4. 2. 4. 2. 2. Au laboratoire .....	75
4. 2. 4. 3. Élevage et maintien d'individus virulifères du <i>Bemisia tabaci Gennadius</i> .....	77
4. 2. 4. 4. Conservation et fixation du <i>Bemisia tabaci</i> .....	77
4. 2. 4. 5. Identification du <i>Bemisia tabaci</i> .....	79
4. 2. 4. 6. Transmission persistante proprement dite.....	79
4. 2. 5. Séro - détection du TYLCV .....	79
4. 2. 5. 1. Méthodes immuno-enzymatiques .....	79
4. 2. 5. 2. DAS-ÉLISA (Double Antibody Sandwich) .....	80
4. 2. 5. 3. Mode opératoire du test DAS-ÉLISA .....	84
4. 2. 5. 3. 1. Extraction du virus .....	84



4. 2. 5. 3. 2. Anticorps utilisés .....	85
4. 2. 5. 3. 3. Préparation des plaques .....	85
4. 2. 5. 3. 4. Protocole DAS-ÉLISA .....	86
4. 2. 5. 3. 5. Lecture et interprétation .....	86
4. 2. 6. Formule d'évaluations des symptômes .....	86
4. 2. 6. 1. Formule du taux d'infection .....	86
4. 2. 6. 2. Formule d'incidence .....	89
5. TROISIÈME PARTIE: RÉSULTATS ET DISCUSSIONS .....	90
5. 1. Résultats diagnostic visuel direct.....	96
5. 1. 1. Symptômes observés sur terrain .....	97
5. 1. 2. Importance des symptômes observés .....	97
5. 2. Discussion des symptômes observés .....	104
5. 3. Résultats du greffage .....	106
5. 4. Discussion du greffage .....	110
5. 5. Résultats de l'efficacité de la transmission par <i>Bemisia tabaci Gennadius</i> .....	112
5. 5. 1. Résultats de l'analyse faunistique des mouches blanches.....	113
5. 5. 2. Discussion de l'analyse faunistique des mouches blanches .....	114
5. 5. 3. Transmission par <i>Bemisia tabaci Gennadius</i> .....	114
5. 5. 4. Discussion de la transmission par <i>Bemisia tabaci Gennadius</i> .....	120
5. 5. 5. Taux de mortalité des aleurodes testés .....	121
5. 5. 6. Discussion du taux de mortalité .....	122
5. 6. Comparaison de techniques biologiques appliquées .....	136
5. 7. Discussion de la comparaison de techniques biologiques appliquées...	136
5. 8. Résultats de la séro - détection du TYLCV .....	
5. 9. Discussion de la séro - détection du TYLCV .....	
CONCLUSION GÉNÉRALE .....	
RECOMMANDATIONS .....	
APPENDICES .....	
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	

## LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1. 1	Carte de la distribution géographique de la maladie	19
Figure 1. 2	Organisation génomique des <i>Geminiviridae</i> TYLCV	20
Figure 1. 3	Organisation génomique du virus TYLCV-Sar : ORFs	22
Figure 1. 4	Région Intergénique du TYLCV-Sar	22
Figure 1. 5	Les phases ouvertes de lecture d'un TYLCV bipartite	23
Figure 1. 6	Dogme de la synthèse protéique virale	24
Figure 1. 7	Particules virales du TYLCV ( <b>A.</b> et <b>B.</b> : Observation au Microscope électronique; <b>C.</b> : Représentation schématique	25
Figure 1. 8	Organisation génomique et expression des bipartites	27
Figure 1. 9	L'arbre phylogénétique des <i>Geminivirus</i>	28
Figure 1. 10	Schéma de la structure d'une feuille et principales localisations tissulaires du TYLCV	29
Figure 1. 11	Mouvement intracellulaire du TYLCV de cellule à cellule	30
Figure 1. 12	Mouvement intracellulaire du TYLCV dans les cellules infectées	31
Figure 1. 13	Différents types cellulaires infecté par le virus au niveau de la feuille	32
Figure 1. 14	Schéma du cycle du TYLCV dans la cellule	33
Figure 1. 15	Schéma de la stratégie de réplication du TYLCV	34

Figure 1. 16	Les fonctions virales et cellulaires au cours du cycle de réplication	35
Figure 1. 17	Cycle de réplication du <i>TYLCV</i>	36
Figure 2. 1	Symptômes généraux d'un plant malade	40
Figure 2. 2	Symptômes typiques du <i>TYLCV</i>	41
Figure 2. 3	Symptômes caractéristiques du <i>TYLCV</i> sur feuille	42
Figure 2. 4	Symptômes du <i>TYLCV</i> sur fleurs	43
Figure 2. 5	Symptômes du <i>TYLCV</i> sur fruits	44
Figure 2. 6	Autres symptômes accompagnant le <i>TYLCV</i>	45
Figure 3. 1	<i>Bemisia tabaci</i>	47
Figure 3. 2	Distribution géographique du <i>Bemisia tabaci</i>	48
Figure 3. 3	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius(A. et B. : Observation microscopique de l'appareil buccal, C. et D.: Observation générale)	49
Figure 3. 4	Cycle de développement de <i>Bemisia tabaci</i>	52
Figure 3. 5	Schéma de la circulation du virus dans un homoptère	54
Figure 3. 6	Principales étapes de la transmission persistante	55
Figure 3. 7	Représentation schématique du transit d'un virus circulant dans un homoptère	56
Figure 4.1	Zones des prospections	58
Figure 4. 2	Plants tests de tomates dans la serre du laboratoire	62
Figure 4. 3	Semis en plein champs des tomates à Ain Bessem	62
Figure 4. 4	Techniques de greffage adoptées dans l'expérimentation	65
Figure 4. 5	Boîtes de Pétri confectionnées	67
Figure 4. 6	Bonnettes	68
Figure 4. 7	Gobelets-pièges	68
Figure 4. 8	Étape de la conception et l'obtention d'un Gobelet-piège	69

Figure 4. 9	Tubes ou autres formes en plastic confectionnées	70
Figure 4. 10	Échantillonnage de mouches blanches	72
Figure 4. 11	Isolement, maintien, et infestation par larves et/ou pupariums de mouches blanches au laboratoire	73
Figure 4. 12	Isolement, maintien, et infestation artificielle par adultes de mouches blanches capturés	74
Figure 4. 13	Maintien, élevage, et isolement des aleurodes au laboratoire	75
Figure 4. 14	Mis immédiat des individus capturés au contact de plantes saines indicatrices	76
Figure 4. 15	Maintien et isolement d'individus capturés.	77
Figure 4. 16	Mode opératoire du test d'inoculation par <i>Bemisia tabaci</i>	78
Figure 4. 17	Principe du test ÉLISA	81
Figure 4. 18	Plan d'une plaque ÉLISA	83
Figure 4. 19	Étapes successives d'un test DAS-ÉLISA	83
Figure 4. 20	Dépôt des anticorps dans les puits des plaques ELISA	84
Figure 4. 21	Plaque mise à incubation à 37 c°	84
Figure 4. 22	Lavage de la plaque avec PBS-TWEEN	85
Figure 4. 23	Dépôt des échantillons dans les puits des plaques ELISA	85
Figure 4. 24	Dépôt des anticorps conjugués dans les puits des plaques ELISA	86
Figure 4. 25	Dépôt du substrat de l'enzyme	86
Figure 4. 26	Début de la réaction sérologique	87
Figure 4. 27	Réaction sérologique	88
Figure 5.1	Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Sud (Biskra)	91
Figure 5.2	Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Nord	91

Figure 5.3	Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Intérieur (Ain Bessem)	91
Figure 5. 4	Plants de tomate greffés	94
Figure 5. 5	Plants de tomate après greffage	95
Figure 5. 6	Estimation du taux d'infection des plants greffés	97
Figure 5. 7	Estimation du taux d'infection des plants greffés par variétés	98
Figure 5. 8	Estimation du taux d'infection des plants greffés par zones	98
Figure 5. 9	Estimation du taux d'infection des plants greffés par zones et par variétés confondus	99
Figure 5. 10	Différents stades distinctifs du <i>Bemisia tabaci</i>	100
Figure 5. 11	Différents stades distinctifs du <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	101
Figure 5. 12	Fréquence de <i>Bemisia tabaci</i> Gennadiuset <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwooddans les différentes zones prospectées (par zones)	106
Figure 5. 13	Fréquence de <i>Bemisia tabaci</i> Gennadiuset <i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwooddans les différentes zones prospectées (par aleurodes)	107
Figure 5. 14	Symptômes des plants inoculés par vecteurs provenant du Sud	109
Figure 5. 15	Symptômes des plants inoculés par vecteurs provenant du Nord	110
Figure 5. 16	Taux des plants présentant des symptômes	110
Figure 5. 17	Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par aleurodes ( <i>Bemisia tabaci</i> Gennadiuset <i>Trialeurodes vaporariorum</i> )	111
Figure 5. 18	Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par la descendance du <i>Bemisia tabaci</i> Gennadius	111
Figure 5. 19	Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par aleurodes ayants subis la période de jeûne	112

Figure 5. 20	Taux de mortalité des aleurodes au cours des manipulations	115
Figure 5. 21	Comparaison des taux d'infection par greffage et l'inoculation par vecteur	116
Figure 5. 22	Incidence du <i>TYLCV</i> par zone prospectée	117
Figure 5. 23	Incidence du <i>TYLCV</i> après greffage	118
Figure 5. 24	Incidence du <i>TYLCV</i> après transmission par <i>B. tabaci</i>	118
Figure 5. 25	Incidence du <i>TYLCV</i> par vecteur	119
Tableau 1. 1	Classification du <i>TYLCV</i>	17
Tableau 1. 2	Caractéristiques des ORFs du <i>TYLCV</i>	22
Tableau 4. 1	Campagne et origine des plants prélevées	59
Tableau 4. 2	Dates et dose de semis de la culture de tomate sous serre	61
Tableau 4. 3	Dates de plantation des tomates selon les zones d'étude	63
Tableau 4. 4	Stades de plantation de la tomate	63
Tableau 4. 5	Variétés de tomate utilisées pour le greffage	66
Tableau 5. 1	Principaux symptômes observés sur terrains	90
Tableau 5. 2	Estimation visuelle de la sévérité des symptômes dans différents sites de prospection	92
Tableau 5. 3	Principaux symptômes extériorisés des plants après greffage	96
Tableau 5. 4	Principaux caractères distinctifs entre <i>Bemisia tabaci</i> <i>Gennadius</i> et <i>Trialeurodes vaporariorum</i>	103
Tableau 5. 5	Effet des fruits sur la descendance et les individus mis au jeûne	113

## INTRODUCTION

Longtemps cultivée dans un but ornemental [1] [2], la tomate (*Solanum lycopersicum* L. ou *Lycopersicon esculentum* Mill.) [3] [4] [5] représente de nos jours, une des cultures légumières la plus pratiquée [2], sous presque toutes les latitudes, dans beaucoup de pays du monde [3] [6] (appendice B). Sur une superficie d'environ 3 millions d'hectares (près du tiers des surfaces mondiales consacrées aux maraîchages [1] [3] et la 1<sup>ère</sup> place des espèces cultivées sous serres) et un volume de production mondiale, qui la classe en 3<sup>ème</sup> légume, derrière la pomme de terre [7] et la patate douce [3], aussi bien qu'en quantité qu'en superficie [3] [6] [8] (appendice C); ce qui lui revêt une importance économique considérable. En outre, elle représente après la pomme de terre l'aliment le plus consommé des populations [1] [2], plus particulièrement dans le bassin méditerranéen [3]; elle contient une part non négligeable d'apports en sels minéraux, beaucoup de vitamines [1] [3], et d'autres éléments nutritifs indispensables [9] [3] [10] [11] (appendice D).

L'agriculture algérienne s'est considérablement développée et beaucoup de moyens techniques et économiques ont été engagés pour faire développer ce domaine [12]. Les cultures maraîchères sous serres occupent une place très importante et représentent une forte demande sur le marché national, où la tomate constitue un aliment de grande consommation et représente 51% de notre production totale en produits maraîchers (sous serre ou en plein champ) [12] (appendice E et F). Cependant, sa rentabilité reste d'un niveau relativement faible ; les 2 contraintes technologiques les plus importantes à sa productivité accrue sont l'incapacité des producteurs à éviter une surabondance du marché par l'échelonnement de la pro-

duction dans le temps dans certaines régions (surtout au Sud) et la prévalence des maladies. Ces dernières, peuvent être des Mycoses, des Bactérioses, des Phytoplasmes [13], des Viroïdes [14], ainsi que des Viroses; qui restent des facteurs déterminants des rendements, dont il est nécessaire de les prendre en considération [13] [14].

Sept viroses ont été recensées, dans notre pays; Il s'agit de virus de la mosaïque de la luzerne [*Alfalfa mosaic virus* (l'AMV)], virus de la mosaïque du concombre [*Cucumber mosaic virus* (CMV)], virus X de la pomme de terre [*Potato virus X* (PVX)], virus des taches chlorotiques de la tomate [*Tomato spotted-wilt virus* (TSWV)], virus Y de la pomme de terre [*Potato virus Y* (PVY)], virus de la mosaïque de la pomme de terre [*Potato mosaic virus* (PMV)], et virus de la mosaïque de la tomate [*Tomato mosaic virus* (ToMV)] [12] [13] [14] [15]. Le virus de la feuille jaune en cuillère de la tomate [*Tomato Yellow Leaf Curl* Begomovirus (TYLCV)] reste un doute, quoique des symptômes typiques de cette maladie et de son vecteur potentiel (*Bemisia tabaci*), semblent y exister dans plusieurs wilayates de notre pays [16] [17] [18].

Les études à ce propos, sont restreintes et peu de travaux de recherches sur le terrain ont été menées d'une manière rigoureuse; Ils sont limités à des études de vérification de l'absence et/ou de la présence du virus, et surtout de son vecteur ; les auteurs se sont penchés sur la dynamique des populations de *Bemisia tabaci* Genadiusen conditions contrôlées.

Par conséquent, ce problème ne peut donc laisser indifférent les cultivateurs et toutes personnes qui s'intéressent au progrès de l'agriculture (surtout les cultures maraîchères). Pour cela, nous nous sommes proposés d'évoquer à la fois le virus et le vecteur; et donc de faire l'identification et caractérisation du virus TYLCV, l'inventaire et l'identification de son vecteur responsable de sa propagation (l'aleurode : *Bemisia tabaci*) en particulier sous serres des régions côtières, Intérieur, et de Sud du pays.



## CHAPITRE 1 DONNÉES SUR LE TYLCV

### 1. 1 Nomenclature

Il s'agit d'un virus ayant plusieurs synonymes et acronymes (appendice G), dont la nomenclature la plus récente est: « le Virus des feuilles jaunes en cuillère de la tomate [*Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)*] [19] [20] [21] [22] [23] [24] [25].

### 1. 2 Classification

Le *TYLCV* est classé, comme un phytovirus [26], appartenant à la famille des *Geminiviridae* [26] [27] [28] [29] [30], et au genre *Begomovirus* [26] [28] [31] [32] [33] [34] [35] (appendice H); préalablement appelé *Bigeminivirus* [36] (tableau 1).

Tableau 1. 1: Classification du *TYLCV*

Classification		References
<b>Ordre</b>	Caudovirales	[41] [42]
<b>Famille</b>	<i>Geminiviridae</i>	[31] [42] [43] [44] [45] [46] [47]
<b>Genres</b>	<i>Begomovirus</i>	[19] [26] [29] [30] [31] [48] [49] [50] [51] [52] [53] [54]

<b>Membre type</b>	<i>Bean golden mosaic virus (BGMV)</i>	[55] [56]
<b>Espèce</b>	<i>Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)</i>	[31] [32] [33] [37] [38] [39] [40] [42] [48] [56] [57] [58]

### 1. 3. Origine et historique

Plusieurs hypothèses ont été suggérées pour l'origine et l'apparition de la maladie due au *TYLCV* [55]. Pour une première fois, elle a été décrite comme maladie chlorotique des feuilles enroulées de la tomate [26], plus tard la description des symptômes a inclus aussi le rabougrissement et les pertes des fruits par chute prématurées des fleurs [26] et depuis les années 1990s, il a été nommé, « Virus des feuilles jaunes en cuillère de la tomate » [26] [55] [59] [60].

En Amérique et en Europe, ce virus a été signalé vers la fin des années 1980s [61]. En Afrique, il a été décrit pour la première fois au Soudan [55] [62] [63] [64], puis au Nigeria; où l'agent causal n'a été identifié comme *TYLCV* qu'en 1997 [50] [55], et autres pays d'Afrique [38] [50] [55] [65] [66] [67] [68] [69] [70] [71]; dont l'Algérie [16] [72] [73].

L'analyse de toutes ses séquences connues, suppose qu'il est survenu par recombinaison naturelle entre les ancêtres des virus causant les maladies des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (*TYLCVD*) et les maladies d'enroulements de la tomate ou maladies des feuilles enroulées de la tomate du (*ToLCVD*) [74] [75]. Toutefois, il est apparu pour la première fois au Moyen-Orient [59] [65] [75] [76] [77] [78] [79], au courant de la fin des années 1930s (1930 - 1940), en association avec les premières manifestations des aleurodes (*Bemisia tabaci*) [26] [76] [77] [78] [80]. Sa nature virale et son association avec le vecteur (mouches blanches) n'ont été décrites qu'en 1964 [26] [55] [78] [81] [82].

#### 1. 4. Distribution géographique de la maladie

Le TYLCV présente une large étendue ; dans de nombreuses et diverses régions du monde; à climat tempéré, subtropical, méditerranéen [36] [50] [55] [59] [60] [72] [77] [80] [83] [84] [85] [86] (figure 1. 1), et dans la plupart des pays d'Europe, d'Amérique, d'Afrique, d'Asie, et d'Australie [26] [31] [38] [40] [62] [65] [96] [69] [71] [79] [80] (appendice I); avec apparition de nouvelles populations [26] [28] [31] [38] [39] [40] [50] [65] [80] [84] [87] [88] [89] [90] [91] [97] [98]. Partout, avec l'extension de la culture de tomate et/ou du *Bemisia tabaci Gennadius* [50] [99], les échanges commerciaux et scientifiques [55] [92] [93] [100] [101] [102], et notamment les activités humaines qui ont, elles aussi, joué un rôle important dans la dissémination du virus (par mouvements de matériels infectés destinés à la plantation, ou bien dans la création des conditions favorables à son développement (par les changements dans les systèmes de cultures, l'introduction de nouvelles cultures, etc...) [55] [61] [69] [71] [74] [77] [94] [95].

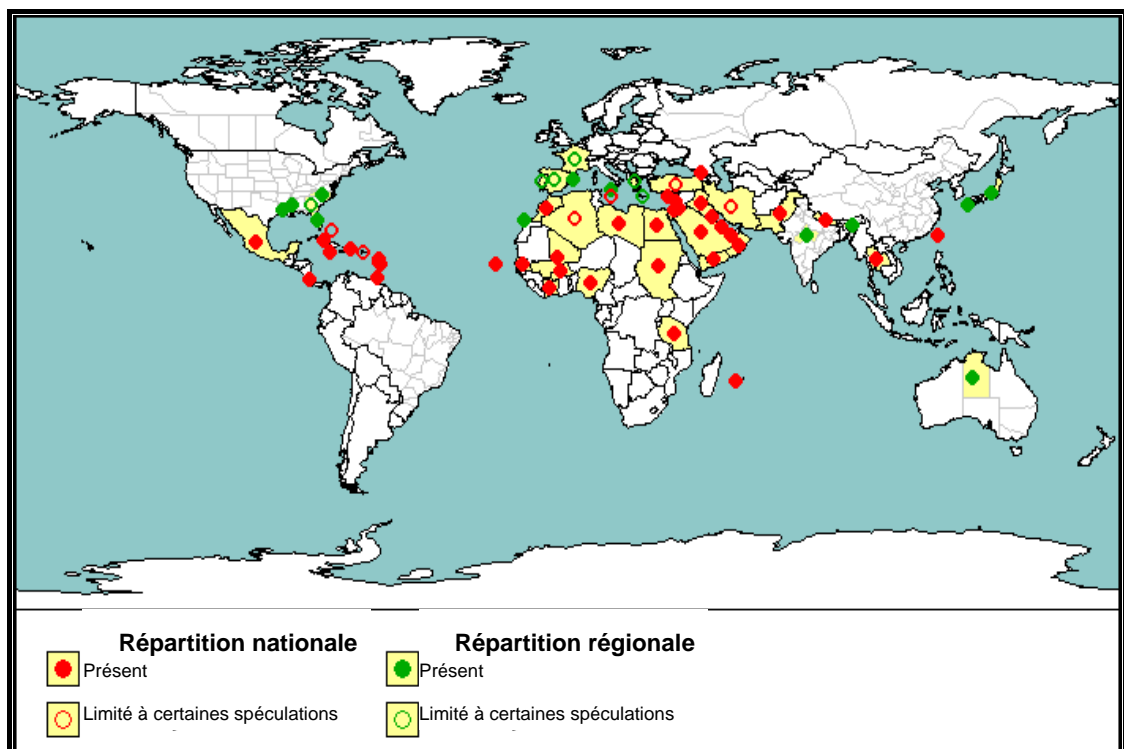


Figure 1. 1 : Carte de la distribution géographique de la maladie [96].

## 1. 5 Conservation et sources d'infection

Le *TYLCV* ne se conserve et ne survit pas dans le sol, ni dans les débris végétaux [103] [104], comme il ne peut pas être déplacé par semences [64] [100] [102] [103] [104] [105], ou contact [105] [81] [102], ou même mécaniquement par les outils ou à travers les différents itinéraires techniques communs de la culture de tomate (ficelage, taille, écimage, cueillette, etc...) [4] [77] [81] [102] [103] [104]. Tandis qu'il se conserve dans le fruit [55] [77], d'autres spéculations cultivées et sauvages [103] [106], et même dans l'insecte vecteur [81] [101] [106], pendant les périodes critiques et défavorables, ou en absence de la plante hôte principale [4] [26] [100].

Pour la plupart des pays, l'introduction de ce virus, est supposée être due aux transports et importations de matériel végétal asymptomatique de plants de tomates [55] [80] [97] [107] et des plantes ornementales [36] [55] [74] [77] [80] [93] [97], par greffes [4] [64] [80] [81] [95] [97], et même par fruits [36] [55] [77] [101] [102] [108]; où la présence du vecteur potentiel de ce virus est indispensable pour cette transmission [55] [109] [110].

## 1. 6 Structure et caractérisation de l'agent causal

### 1. 6. 1. 1 Type et propriétés du génome

Ce virus, consiste en un *ADN* circulaire simple brin (*ADN*ss) [4] [96] [102] [111], à sens positif [26] [43] [44] [45] [64] [111] [112] [113]. Ce dernier peut se présenter, en majorité, sous forme monopartite [26] [33] [35] [102] [114] [115]: les isolats méditerranéens, des États Unis, et d'Amérique latine [51] [52] [116], ou bipartite (2 molécules d'*ADN A* et *B*) [26] [32] [33] [55] [102] [114]: l'isolat Thaïlandais [29] [30] [31] [32] [33] [50] [51] [52] [55] [60] [99] [112] [114] (figure 1. 2).

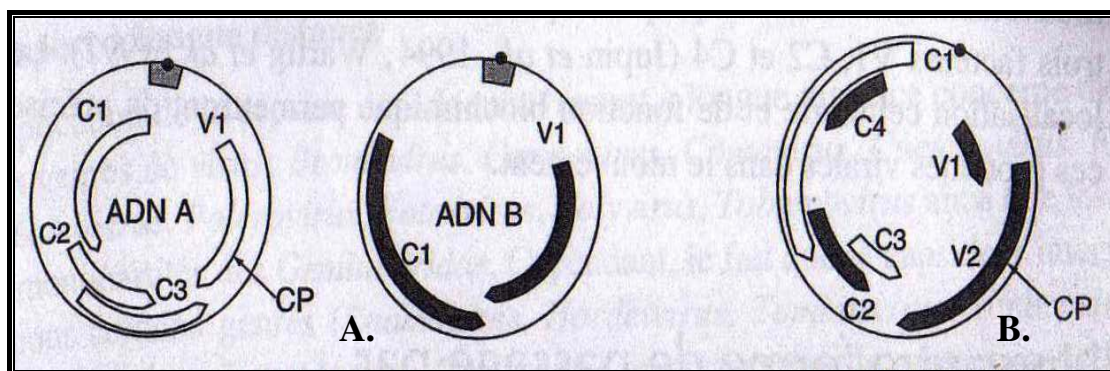


Figure 1. 2 : Organisation génomique des *Geminiviridae* TYLCV (A.: Bipartites et B.: Monopartites) [117].

Généralement, l'ADN est, approximativement, de  $7 \text{ à } 8 \cdot 10^5$ , avec une longueur estimée à 2800 nucléotides [26] [43] [54] [102] [112] [116] [118] [119] [120] [121]. Les monopartites ont une dimension génomique totale de: 5.5 kb. Tandis que les bipartites, comprennent: une partie du génome de 2.787 kb; et autre partie, approximativement, de 2.700 kb [112].

#### 1. 6. 1. 2 Organisation du génome (ORFs)

À l'exception d'une région intergénique (IR), la totalité du génome viral est codante. Les TYLCV monopartites portent toutes les informations nécessaires pour la réplication, la propagation dans la plante, la transmission par vecteur, et l'infection de la gamme d'hôte sur le seul ADN génomique [112] [122]. Tandis que, les bipartites exigent, généralement, les 2 composantes d'ADN « A » et « B » pour leur infectivité [112].

##### 1. 6. 1. 2. 1 Les TYLCV monopartites

Généralement, leur génome renferme partiellement 6 cadres ouverts de lecture (ORFs) [26] [35] [51] [52] [55] [95] [116] [120] [121] [123]; commençant par un ATG et codant pour des protéines supposées allant de 11 à 40 kDa [4] qui se chevauchent et s'organisent bidirectionnellement (V1, V2, C1, C2, C3, et C4); dont, 2 unités transcriptionnelles renfermant 2 gènes sur le brin viral (V1 et V2) [4] [35] [51] [55] [120] [124] et 4 autres sur le brin complémentaire (C1, C2, C3, et C4) [4] [26] [51] [112] [120] [123] [124] [125] [126] [127] [128] (tableau 1. 2) (figure 1. 3), qui sont séparées par une région intergénique (IR) d'environ 300 nucléotides (selon l'isolat) [26] [51]

[52] [95] [112] [116] [121] [122] [123] [124] [126] [127] [129] [130] [131]. Cette dernière est une région, non codante, pourtant, elle contient des éléments clés pour la réplication et la transcription du génome viral, elle est organisée dans une structure itérative typique [26] [132], laquelle, forme une structure en épingle à cheveux (stem-loop) avec une tige riche en GC et une boucle riche en AT [4] [52] [112] (figure 1. 4).

Tableau 1. 2 : Caractéristiques des ORFs du TYLCV [4].

ORFs	Polarité	Nucléotide	Acides aminés (aa)	Poids moléculaire (kDa)
C1	-	2614-1537	359	40,709
C2	-	1626-1221	135	15,709
C3	-	1478-1076	134	15,944
C4	-	2463-2169	98	11,461
V1	+	146-491	115	13,242
V2	+	307-1075	256	29,779

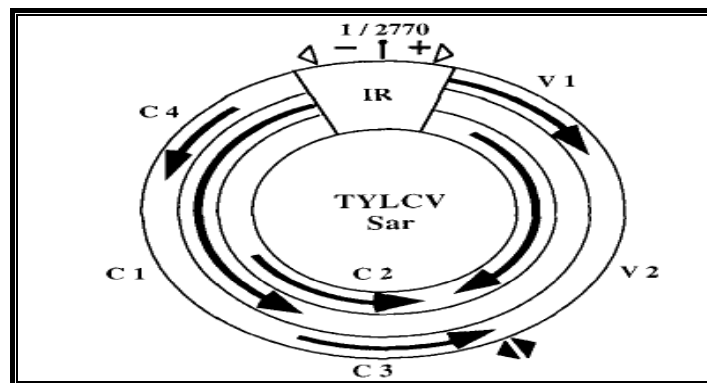


Figure 1. 3 : Organisation génomique du virus TYLCV-Sar : ORFs [4] [26].

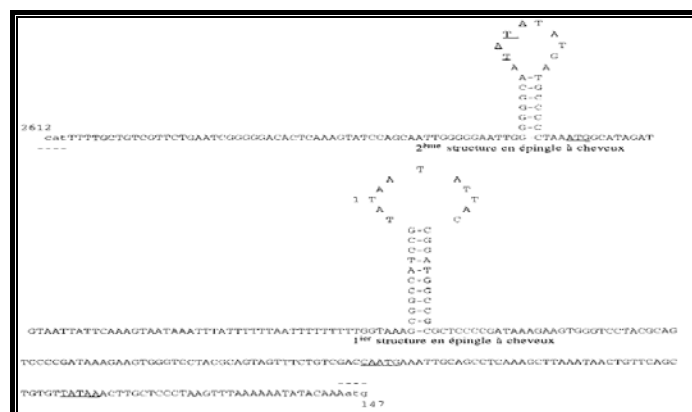


Figure 1. 4 : Région Intergénique du TYLCV-Sar [4].

### 1. 6. 1. 2. 2 Les TYLCV bipartites

Leur ADN « A » est semblable au génome des monopartites, seulement que, ce dernier est manquant ou dépourvu dans sa composition du gène "V2", et se compose de 4 gènes (AV1, AC1, AC2, et AC3) [112] [133] [134] (figure 1. 5).

La composante « B » de l'ADN comporte 2 gènes: BV1 et BC1 [112] [133] [134] [135] [136] (figure 1. 5)

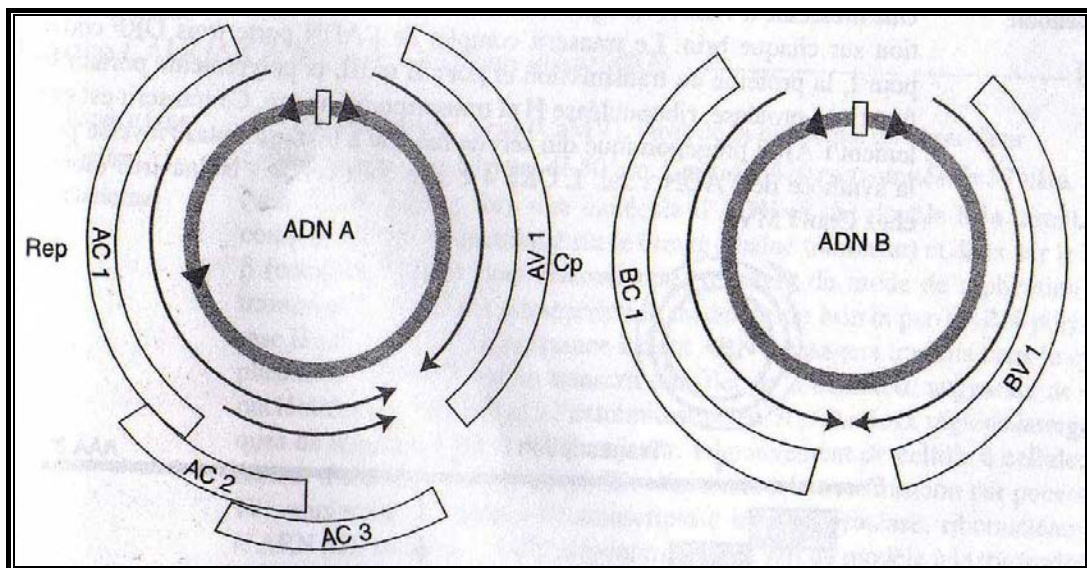


Figure 1. 5 : Les phases ouvertes de lecture d'un *TYLCV* bipartite (modifié d'après [117]).

Concernant la Région Intergénique, ces virus renferment 2 structures en épingle, dont la première se retrouve chez tous les *Geminivirus* et présente le monomère absolument conservé TAATATTAC au niveau de la boucle (mono et bipartites) [4] [112] [129]. Cette dernière représente le point de départ de la transcription bi-directionnelle, qui s'effectue soit dans le sens viral (V), soit dans le sens complémentaire (C) [112] [127] [129] [137] [138] [139] [140] [141] [142].

### 1. 6. 1. 3 Traduction

La synthèse des protéines virales du *TYLCV* est semblable aux autres virus, elle est résumée par un dogme, qui l'explique et permet de connaître son mode application [143] [144] [145] (Figure 1. 6).

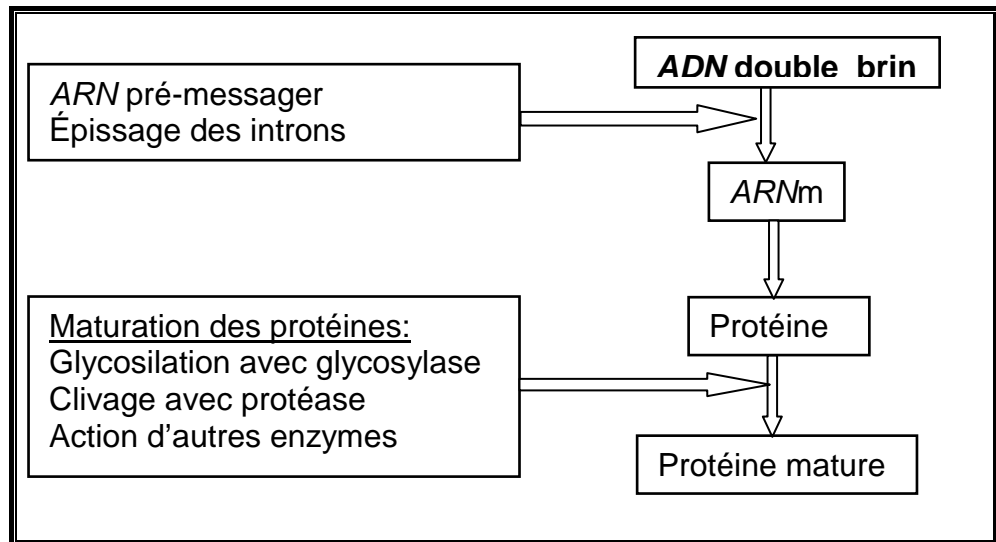


Figure 1. 6 : Dogme de la synthèse protéique virale [144] [145].

- Généralement, les protéines codées par les *TYLCV* monopartites, sont:

➤ **La protéine de la capsid (PCF)**

Une protéine codée par le deuxième - grand gène du virus qui se localise sur le brin viral « V1 », elle se caractérise par, une charge positive à pH neutre, un poids moléculaire de 30 kDa [26] [146], et une longueur de 260 acides aminés; riche en arginine, valine, sérine et lysine [26] [147].

Cette protéine est exigée pour la formation et l'encapsidation du génome [55] [148] (figure 1. 7), l'identification des sites de reconnaissance cellulaire de l'hôte [55] [149], le mouvement intracellulaire et systémique, la transmission et la dissémination de l'infection virale [26] [55] [124] [148] [150] [151] [152] [153] [154] [155], et détermine la spécificité de l'insecte [26] [123] [146] [151] [156]. Cependant, cette protéine est réclamé pour les monopartites [26] [123] [124] [148] [152] [153] [154] [157] [158] [159], tandis que, ce qui n'est pas le cas pour beaucoup de *Begomovirus* à génome bipartite [26] [123] [124] [146] [157] [158] [159].



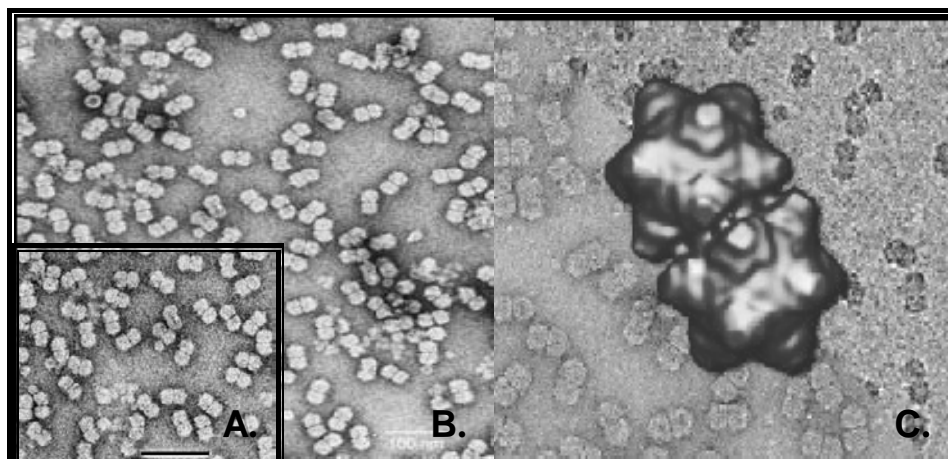


Figure 1. 7 : Particules virales du *TYLCV* (**A.** et **B.**: Observation au Microscope électronique (Barre = 100 nm) [26]; **C.**: Représentation schématique [55]).

➤ **La protéine pré-capsidiale (pré - Cp)**

Autre complexe protéique, de 13.3 kDa, est codé par le gène « V2 » [26] [146], pour lequel des rôles dans, la transcription, le mouvement du génome viral dans la plante, l'assemblage et l'encapsidation du virus [55] [124] [150], ainsi que la transmission par le vecteur et développement du symptôme [4] [55] [146] [150] [156].

➤ **La protéine associée à la réplication (Rep)**

Protéine de 41 kDa, traduite à partir du transcrit de sens complémentaire « C1 » [26] [160]. C'est la seule protéine identifiée pour être exigée dans la réplication virale [4] [41] [55] [120] [125] [139] [160] [161] [162] [163] [164]. Parmi ses activités l'endonucléase qui coupe spécifiquement un site de l'*ADN* en début de synthèse et qui effectue la ligation en fin de la synthèse, en reconnaissant spécifiquement, avec une forte affinité une séquence de la région intergénique, et créant, en aval une coupure de l'*ADN* (+) dans un motif adjacent en tige – boucle potentielle qui permet l'amorçage de la synthèse des chaînes (+) [129] [165].

Ainsi, c'est une protéine multifonctionnelle impliquée dans plusieurs processus biologiques [11] [41] [120] [166], tel que:

- L'initiation et l'achèvement de la réplication [120] [127] [167];
- La répression de son propre gène de transcription [120] [137] [168];

- et l'interaction (la liaison), et la perturbation de la machinerie enzymatique des cellules infectées de l'hôte, afin d'y reprendre le contrôle du cycle de réplication cellulaire de l'*ADN* cellulaire [120] [122] [169].

Il forme des oligomères, et des modifications qui affectent la réplication et l'arrêt de la transcription, et servent de médiateurs [120] [170] [171] [172]. Ces fonctions sont localisées dans la partie N-Terminal de la protéine [120] [128] [172] [173] [174] [175] [176], alors que le domaine de l'oligomérisation et l'activité ATPase sont localisées respectivement, dans sa partie centrale et la portion C-Terminal [120] [160] [172] [177].

➤ **La protéine activatrice de la transcription (ou protéine d'agglutination d'*ADN*)**

Protéine de 15.7 kDa de poids moléculaire, codée par le gène « C2 » [26] [178], qui se localise dans le noyau cellulaire, et contribue à la pathogénicité virale et l'activation de la transcription; depuis la protéine promotrice capsidiale [55] [178], et peut influencer le rapport entre l'accumulation de l'*ADN* double brin et de l'*ADN* simple brin, sans doute par la trans-activation de l'expression de la protéine de capsidie [4] [11] [124] [125] [164] [179] [180].

Récemment, cette protéine a été signalée pour être un antiparasite neutralisant des gènes post-transcriptionaux (PTGS) [26] [181].

➤ **La protéine d'amplification de la réplication viral**

Une protéine codée par le gène « C3 », située sur le brin complémentaire de l'*ADN* viral, dont le rôle est l'intensification de la réplication, et l'augmentation de l'accumulation d'*ADN* viral [11] [26] [128] [182]. Cette protéine réagit mutuellement avec les autres protéines codées [55] [182].

➤ **La protéine de mouvement de l'*ADN* viral**

Protéine de 11 kDa, codée par le gène « C4 » [26] [146], dont les rôles sont; d'entrer dans le mécanisme de déclenchement de la réplication cellulaire [4] [55] [183] [184], le mouvement cellulaire de l'*ADN* viral [11] [128], et détermine l'importance et le développement des symptômes [154].

En outre, cette protéine peut réagir simultanément avec la protéine Rep et surmonter ou neutraliser les mécanismes de défense de la plante hôte [55] [181].

- Pareillement Comme les monopartites, les bipartites renferment 4 protéines: de la capsid; la réplication; la trans-activation; et l'accumulation de L'ADN codées, dans cet ordre, par les gènes: AV1, AC1, AC2, AC3 [185] [186] (figure 1. 8). Tandis que, les 2 gènes: la BV1 et la BC1 portés par la composante « B » de l'ADN; codent pour des protéines essentielles pour le mouvement viral nucléaire au niveau cellulaire et systémique dans la plante infectée [55] [133] [134], respectivement, et peuvent influencer la gamme d'hôte [55] [112] [129] [135] [136] [151] [161] [129]. Toutefois, le produit du premier ORF, est localisé dans le noyau cellulaire et se lie à l'ADNss, pour permettre au génome du virus récemment formé d'être transporté au cytoplasme [187] [188].

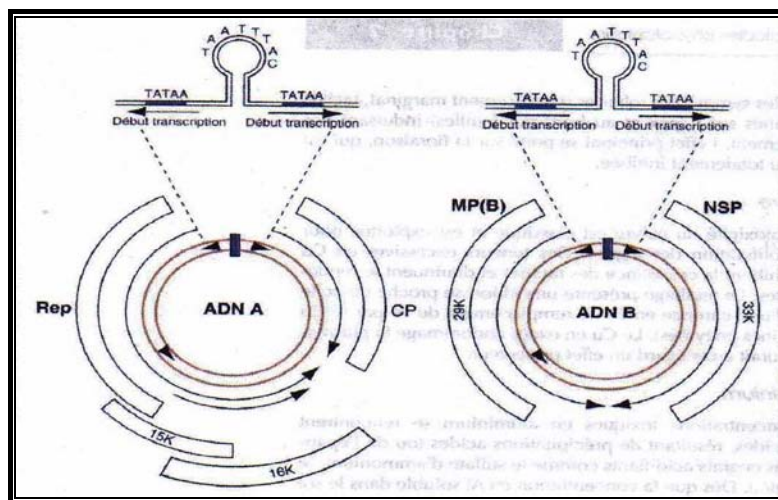


Figure 1. 8 : Organisation génomique et expression des bipartites [117]

### 1. 6. 2 Diversité et variabilité moléculaire du TYLCV

Bien que les *TYLCV* sont des virus à ADN; lesquels sont prétendus pour avoir une haute fidélité après polymérisation; leur fréquence de mutation est semblable à ceux obtenus pour les phytovirus à ARN [55] [189] [190] [191]; dont plusieurs isolats ou variants de cette espèce ont été déjà signalés au niveau leur population naturelle [50] [55] [102] [116] [121] [123] [190] [191] [192]. Cependant, ils peuvent, aussi, survenir à travers d'autres causes de variation, qui contribuèrent fortement à leur diver-

sification génétique, tels que; les recombinaisons et les pseudos - recombinaisons, pas seulement parmi les variants mais également entre les espèces et même le genre. [16] [55] [74] [75] [77] [85] [110] [191] [193] [194] [195] [196] [197] [198] [199] [200] [201] [202] [203] [204] [205] [206].

L'arbre phylogénétique exprime mieux la forte ressemblance et le rapprochement des *Geminivirus*; notamment des *TYLCV* [20] [55] [123] [189] [193] [197] [200] [202] [204] [206] [207] [208] [209] (figure 1. 9).

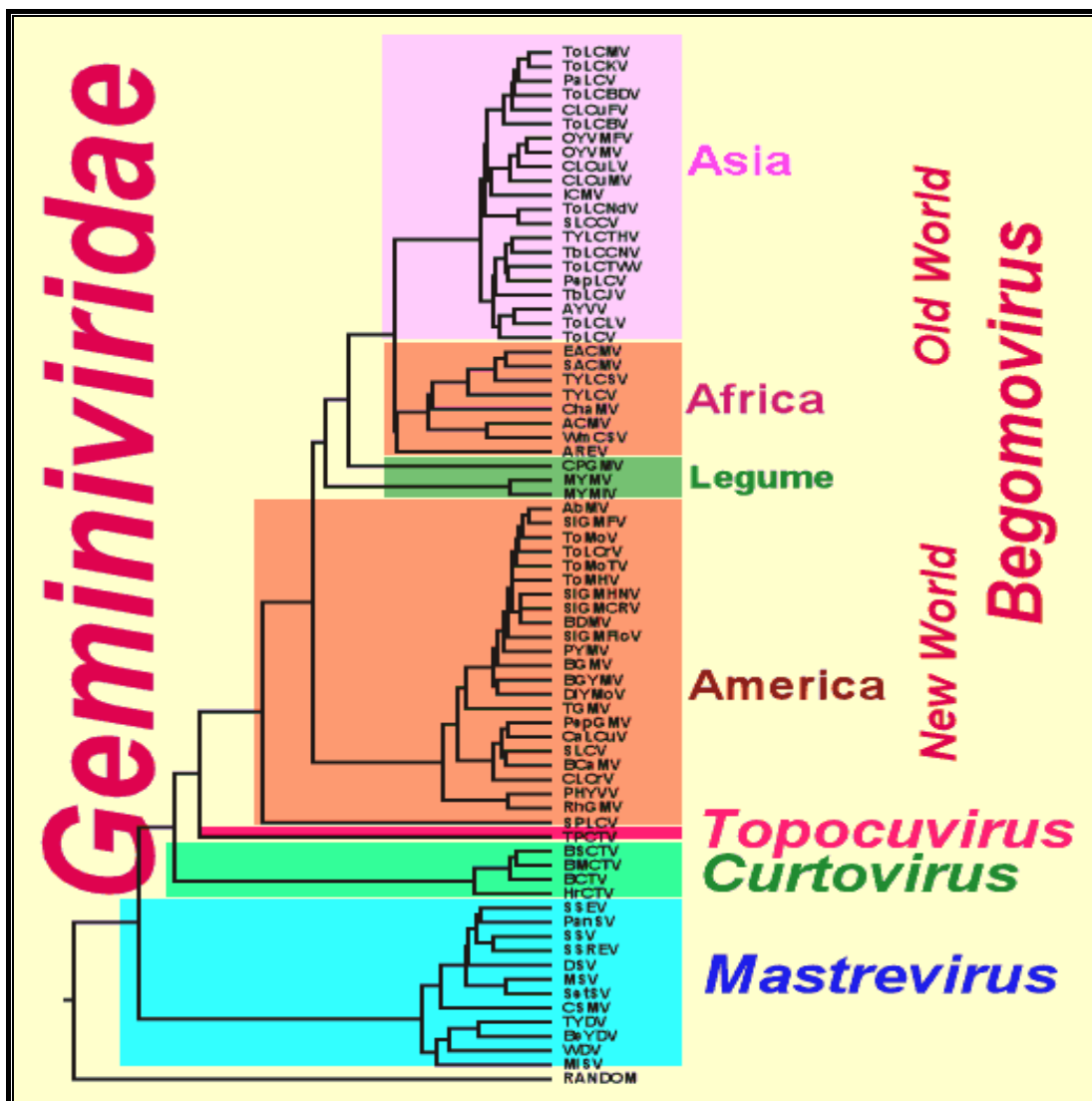


Figure 1. 9: L'arbre phylogénétique des *Geminivirus* [55].

### 1. 6. 3 Localisation et mouvement du TYLCV dans la plante infectée

#### 1. 6. 3. 1 Localisation tissulaire

Bien que, le TYLCV est considéré comme un virus, strictement, restreints au phloème [26] [55] [59] [146] [210] [211]; en se localisant dans les cellules parenchymateuse de ce dernier et des cellules avoisinantes [11] [26] [74] [123] [132] [140] [210] [211] [212] [213]. D'autres études aient, aussi, signalés sa présence dans tous les types de tissus [26] [55] [123] [123] [210] [211] [212] [214]), et même, dans les vaisseaux conducteurs [26] [118] [211] [215] (figure 1. 10).

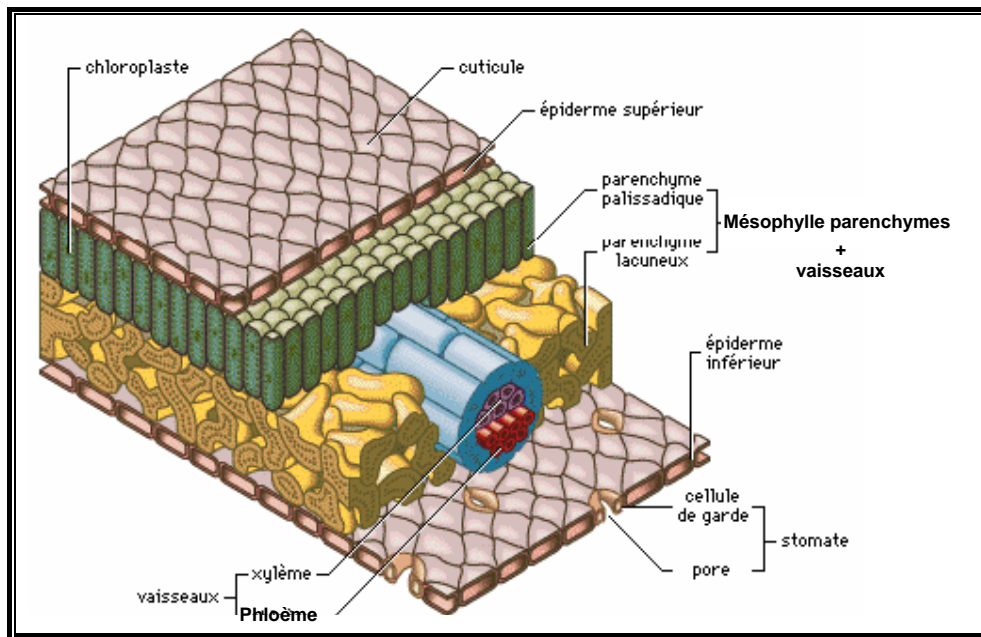


Figure 1. 10 : Schéma de la structure d'une feuille et principales localisations tissulaires du *TYLCV* (légende en gras) (modifié d'après Encarta, 2009).

### 1. 6. 3. 2 Translocation

Une fois présent, dans les cellules du phloème de l'hôte [113]; lesquelles représente le premier lieu d'introduction naturelle où ce virus débute (ou commence) son cycle d'infection [26]; en se déplaçant localement dans la cellule vers le noyau [26] [74] [132] [140] [213], d'une cellule à une cellule, ainsi, qu'en longues distances à travers le tissu vasculaire [26] [112] [211] [216]. Toutefois, il n'est pas clair, si le virus est transporté sous sa forme d'*ADN* simple ou double brin, seulement, ou s'il se déplace encapsidé ou sous sa forme nucléoprotéine [26]. Néanmoins, certains auteurs signalent, que le *TYLCV* monopartite se déplace dans la plante sous sa forme encapsidé [26] [47] [217] [218].

### 1. 6. 3. 2. 1 Mouvement intra et extra – cellulaire

Le premier pas du trajet du génome viral aux cellules adjacentes des cellules infectées de l'hôte, exige sa migration et son transfert dans la zone nucléaire pour atteindre l'*ADN* de ces dernières, et dans lequel se déroulent sa transcription et sa réplication [55] [146] [150]. Cette étape dépend des protéines virales, et de la machinerie enzymatique du végétal, dont les protéines de mouvement nucléaire, les protéines navettes nucléaires (NSPs), et les éléments cyto-membrano-squelettiques ; qui co-réagissent simultanément et coopérativement pour effectuer et faciliter les mécanismes de mouvement viral [109] [134] [150] [216] [219] [220] [221] [222] [223]. Certains auteurs suggèrent ; qu'il s'agit, des associations du complexe protéique du mouvement de l'*ADN* viral avec les dérivés tubulaires du réticulum endoplasmique [26] [216].

À la fin de cette étape, les formes infectieuses du virus s'étendent aux cellules adjacentes à travers les plasmodesmes (Pd) [26] [55] [150]; lesquels, convient à la dimension du complexe nucléoprotéiques viral (inférieur à 500 kDa) [55] [150] (figure 1. 11).

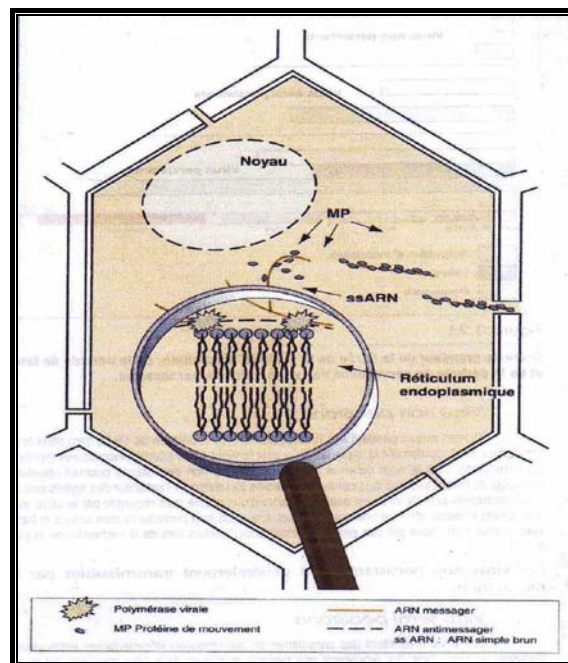


Figure 1. 11 : Mouvement intracellulaire du *TYLCV* de cellule à cellule [224].

Chez les monopartites, c'est la protéine de la capsid « PCF. » qui, en plus de sa capacité à migrer dans le noyau pour l'assemblage des particules virales, possède la propriété d'y entraîner l'*ADN* génomique : « l'encapsidation » [150] (figure 1.

12). En outre, le transfert et la propagation de l'infection de cellule à cellule est aussi assurée par cette même protéine en coopération et interaction avec d'autres petites protéines virales [55] [148].

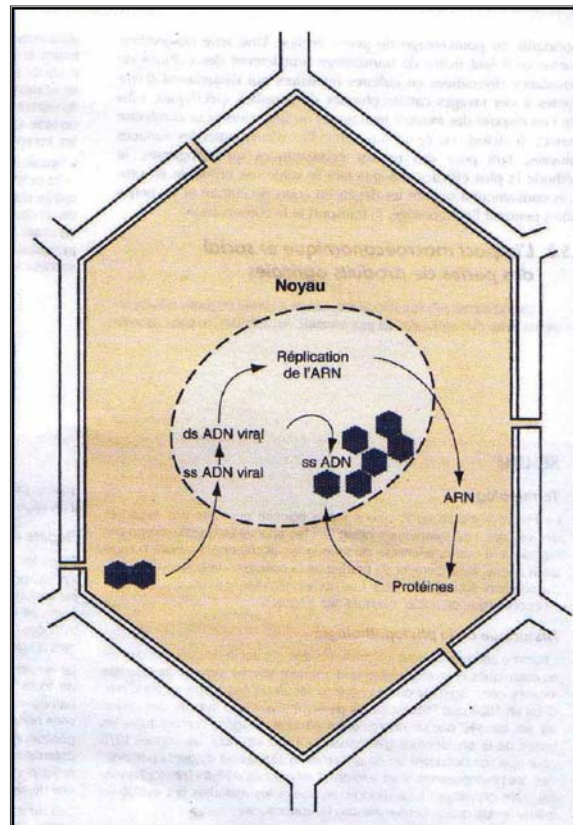


Figure 1. 12 : Mouvement intracellulaire du *TYLCV* dans les cellules infectées [224].

Chez les bipartites, une première protéine (Nuclear Shuttle Protein - NSP) codée par l'ADN – B est responsable du passage de la forme répliquative du virus (ADN bicaténaire) du noyau au cytoplasme (BV1) [26] [133] [134] [169] [188] [216] [225] [226], et une deuxième protéine de mouvement qui assure le passage du complexe ADN + NSP de cellule à cellule (BC1) [26] [123] [133] [134] [135] [136] [187] [188] [219] [226] [225] [227].

### 1. 6. 3. 2. 2 Mouvement systémique dans la plante

Le mouvement “à longue distance” s’effectue par un passage passive de l’entité infectieuse dans le phloème via le parenchyme phloémique et les cellules compagnes, pour atteindre les vaisseaux conducteurs et se généraliser, ainsi, dans le végétal (l’infection systémique) [187] [210] (figure 1. 13).

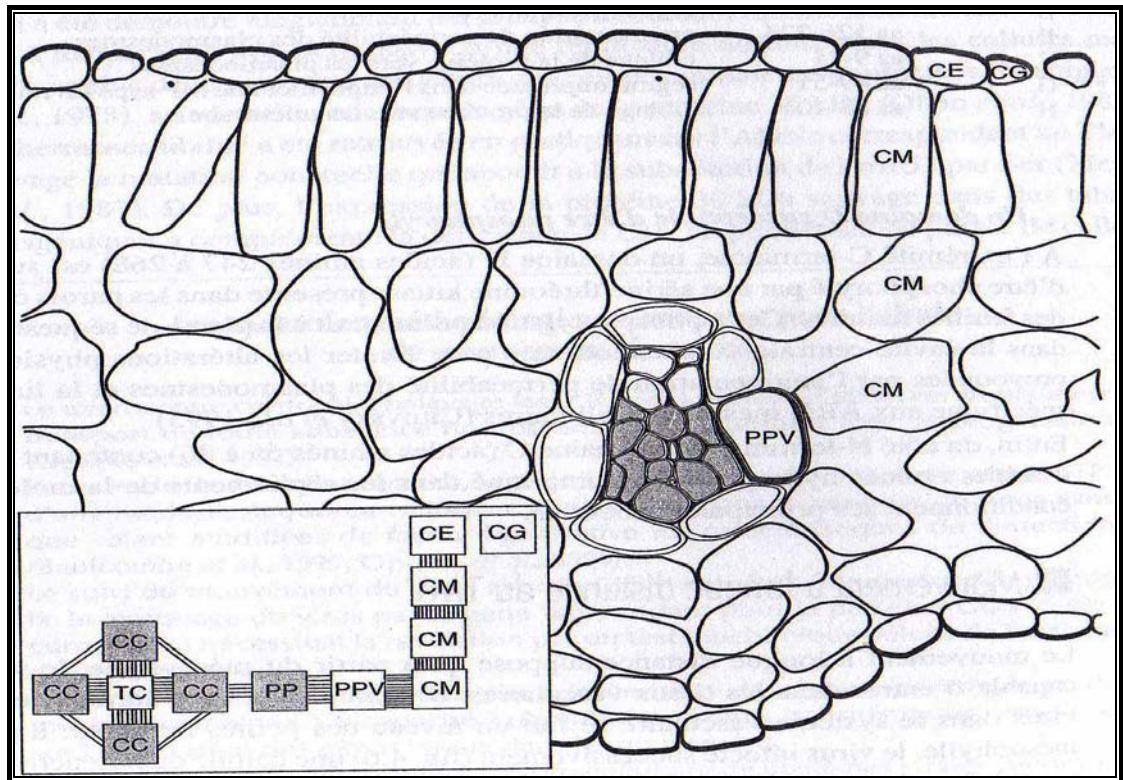


Figure 1. 13 : Différents types cellulaires infecté par le virus au niveau de la feuille (**CG** : Cellules de garde des stomates ; **CE** : Cellules épidermiques ; **CM** : Cellules du mésophylles ; **PPV** : Cellules du parenchyme périvasculaire ; **PP** : Cellules du parenchyme phoémien ; **CC** : Cellules compagnes ; **TC** : tube criblé. En bas à gauche, les nombres relatifs à des plasmodesmes reliant les différents types cellulaires sont figurés par les traits, les flèches rouges désignent les sens de diffusion et dispersion du virus) [211].

Toutefois, ce mouvement est potentialisé par des protéines virales de mouvement [109] [134] [150] [216] [219] [220] [221] [222] [223], codées par le BV1 et le BC1 pour les bipartites [26] [136] [187] [188] [225], et le V2 et le C4 pour les *TYLCV* monopartites [26] [146] [187] [188].



## 1. 6. 4 Réplication

### 1. 6. 4. 1 Localisation et cycle d'infection cellulaire

Au sein de la cellule, le virus a 2 objectifs; l'amplification de son génome et la synthèse de ses protéines virales, les lesquels s'effectuent en un cycle [143] [144] [145] (figure 1. 14).

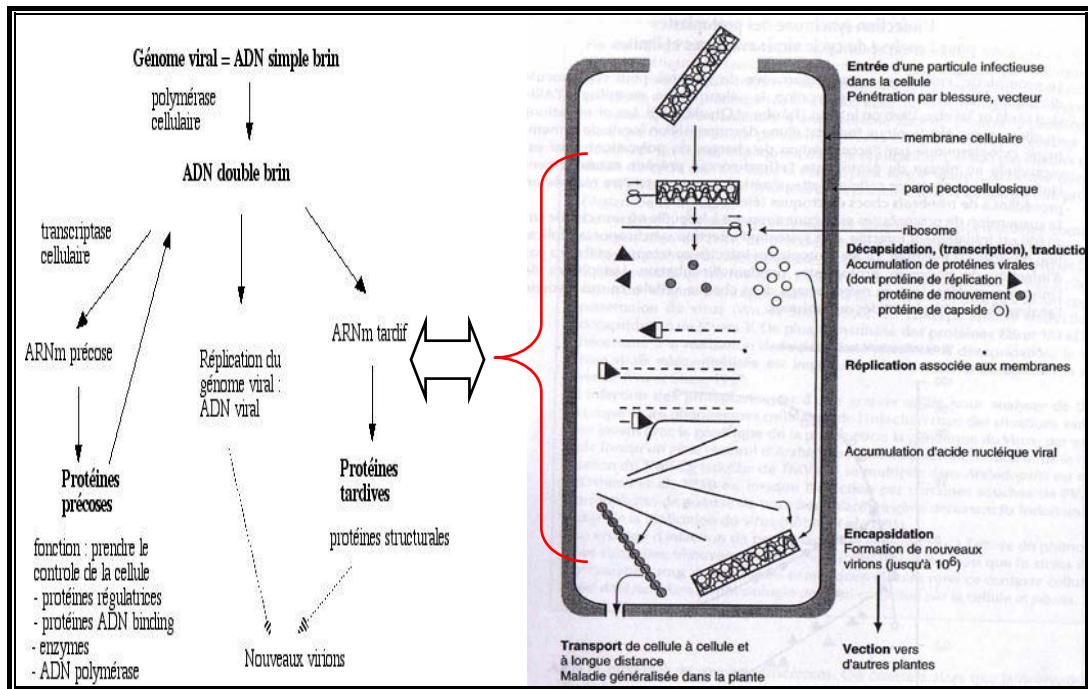


Figure 1. 14 : Schéma du cycle du *TYLCV* dans la cellule (adapté d'après [145] et [117])

L'infection par le *TYLCV* exigerait le transfert de son génome dans la zone nucléaire des cellules infectées pour se répliquer [26] [55] [120] [146] [150] [182] [228] [229] [230] et exploite ses ressources [143] [145]; et cela en s'interférant avec des protéines cellulaires contrôlant le cycle de multiplication cellulaire de l'hôte [55] [166].

Toutefois, l'importance de l'*ADN* viral au sein et hors noyaux des cellules infectées conditionne le bon déroulement du cycle d'infection virale [26] [55]. Cependant, ce dernier, se heurte à plusieurs points critiques [26] [55] [146], tels que:

- ✓ Son processus de déplacement dans le noyau, notamment, à travers les complexes pores nucléaires (NPC), qui reste encore peu connu [26] [55];

- ✓ La compréhension des informations nécessaires à la synthèse, des composants structuraux et non structuraux [143] [144] [145];
- ✓ Cette synthèse doit être entièrement réalisée par la machinerie traductionnelle de la cellule (les ribosomes cellulaire) [143] [144] [145];
- ✓ L'information génétique fournie par le virus à cette machinerie (*ARNm*) doit être conforme aux contraintes liée à la traduction [26] (*ARNm* monocistroniques (c.à.d: 1 *ARNm* à 1 polypeptide et à polarité positive) [143] [144] [145].

#### 1. 6. 4. 2 Mécanisme et stratégie de réplication

La stratégie de réplication de ce type des virus, est le résultat d'une suite d'événements coordonnés et régulés [143] [144] [145], qui se calquent sur celles de l'*ADN* cellulaire et mise en œuvre par le biais de l'*ADN* polymérase *ADN* dépendante cellulaire et la reverse transcriptase (RT) ou l'*ADN* polymérase *ARN* dépendante spécifiquement viral [144] [145] [224]. Laquelle se résume comme suit (figure 1. 15):

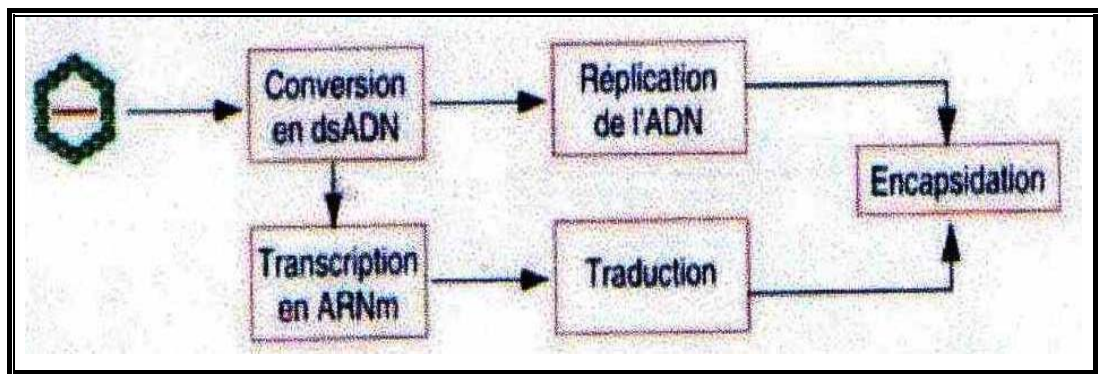


Figure 1. 15 : Schéma de la stratégie de réplication du *TYLCV* [224].

En effet cette réplication s'effectue suivant un processus de synthèse – déplacement appelé cercle roulant [26] [95] [122] [127] [137] [138] [139] [140] [141] [142] [169] [182] [211] [228] et par un mécanisme recombinaison - dépendant [55] [199] [211] [228] [230] [231].

En outre, elle ne nécessite pas de polymérase virale, mais une protéine associée à la réplication induisant la synthèse d'enzymes cellulaires et ayant une activité *ADN* polymérase, que le virus utilise [112] [224] [232] [233] (figure 1. 16).

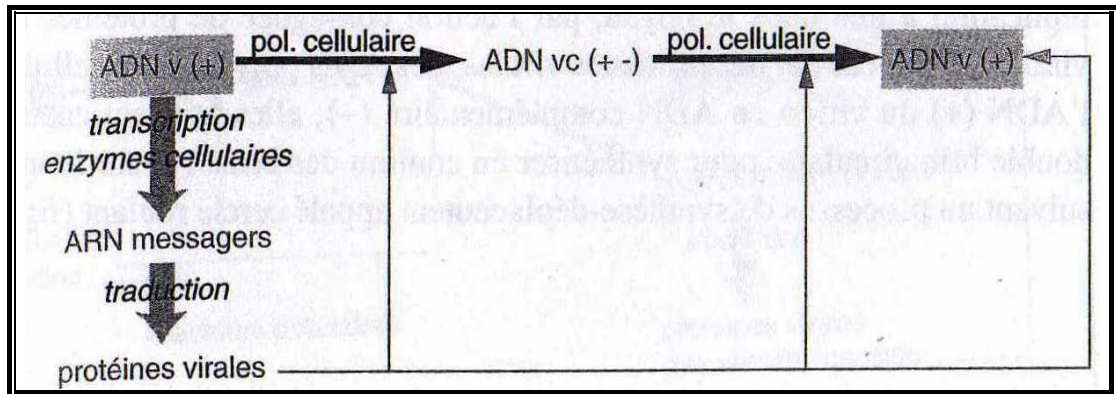


Figure 1. 16 : Les fonctions virales et cellulaires au cours du cycle de réplication [117].

Stimulées par des protéines virales, des *ADN* polymérases cellulaires, copient l'*ADN* (+) du virion en *ADN* complémentaire (-), dans le but de transcrire et copier l'*ADN* par l'action conjuguée de protéines cellulaires et virales [55] [117]. Ensuite, elles utilisent cet *ADN* double brin circulaire pour synthétiser en continu des brins (+) sur le modèle du (-) suivant le processus de synthèse – déplacement.

#### 1. 6. 4. 3. Phases de réplication

Ainsi, la réplication par cercle roulant se déroule en plusieurs étapes (figure 1. 17):

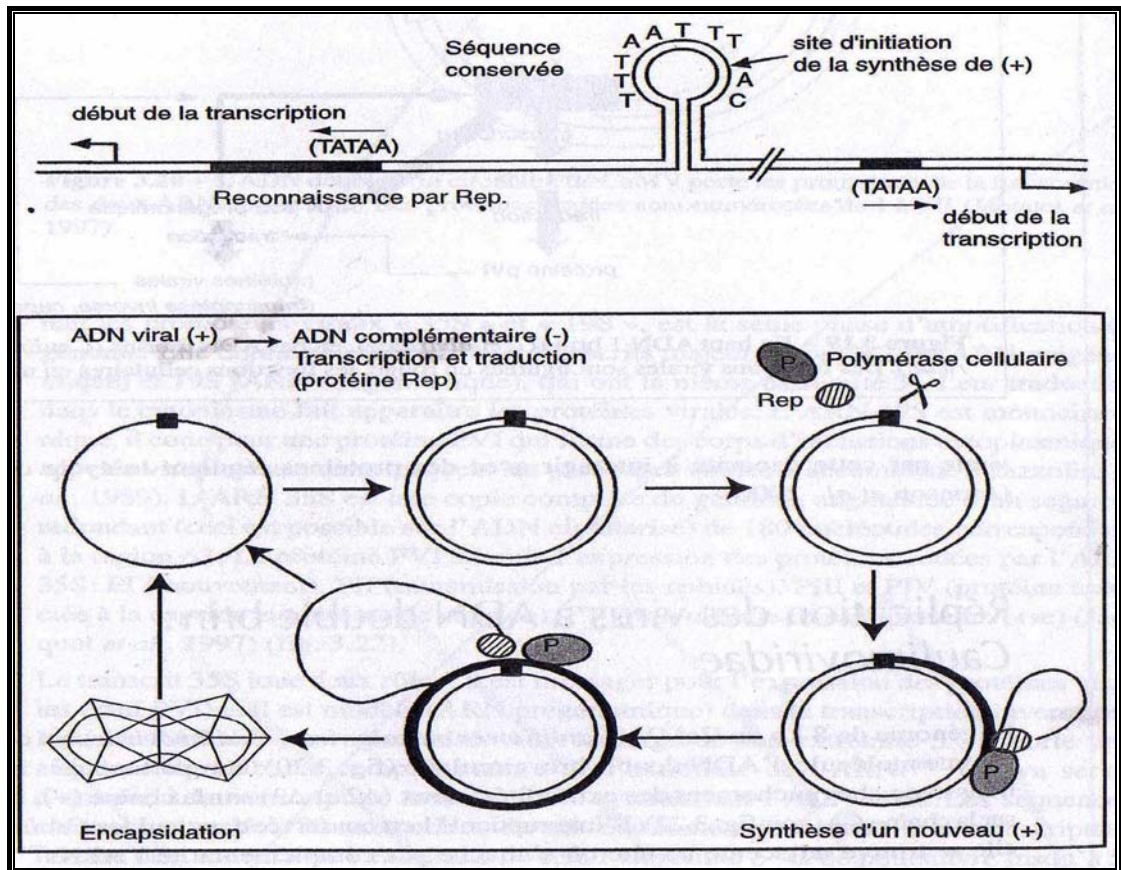


Figure 1. 17 : Cycle de réplication du TYLCV. (La chaîne parentale est un cercle noir, la copie complémentaire un cercle rouge, et la chaîne néo-synthétisée est un trait noir épais. La région intergénique (en haut) contient plusieurs signaux: la tige – boucle potentielle et son site de coupure, les TATA- box de reconnaissance pour la transcription et les sites de départ des transcrits dans les sens opposés, le motif de reconnaissance de Rep) [117].

- ✓ L'ADN viral est transporté dans le noyau grâce à un signal de localisation nucléaire porté par la capsid [26];
- ✓ L'ADN simple brin (ADNss) est converti en ADN double brin (ADNds) par le biais des enzymes cellulaires intermédiaires [55] [120] [228] [230], lesquels vont être convertis, ensuite, à des fragments génomiques circulaires d'ADN [4] [26] [55] [182] [228];
- ✓ Les nouveaux ADNss formés vont être convertis par des enzymes de l'hôte en ADNds [55] [182] [228];
- ✓ Ces ADNds vont servir de matrice (modèle) pour transcrire et répliquer d'autres gènes viraux [55] [182] [228].

Chez les monopartites, la Rep reconnaît spécifiquement, avec une forte affinité, une séquence de la région intergénique [139], et crée en aval une coupure de l'ADN circulaire parental (ADN (+)), au site spécifique (un motif adjacent en tige - boucle potentielle (TAATATTAC)), et s'associe à l'extrémité 5' par liaison covalente [127]. L'extrémité 3' OH libre sert d'amorce pour la synthèse des chaînes (+), par des enzymes cellulaires, d'un nouveau brin (+) sur le modèle du (-), qui déplace le brin parental [139]. La Rep exerce, ainsi, sa fonction de ligation pour rendre circulaire le brin déplacé [132] [228] [230] (figure 1. 17).

Tandis que, chez les bipartites, cette fonction est assurée par: la BV1 et la BC1, dont, le rôle est le mouvement nucléaire [127] [138] [139] [172] [213] [234] [235]; afin de permettre au génome viral, récemment formé, d'être transporté au cytoplasme [26] [187] [188], et le mouvement d'une cellule à une cellule, respectivement [26]. Leurs régions intergéniques présentent des sites de reconnaissance spécifique identiques au monopartite [26].

## CHAPITRE 2 "TOMATE" ; PLANTE HÔTE PRINCIPALE DU TYLCV

### 2. 1 Principales maladies virales de tomate

De nombreux virus peuvent infectés la culture de tomate; sous serre ou de plein champ [19] [32] [50] [97] [236] [237] (appendice J), parmi lesquels, on peut citer: virus de la mosaïque de la luzerne [*Alfalfa mosaic virus (AIMV)*] [64] [238], virus de la mosaïque jaune de la pomme de terre [*Potato yellow mosaic virus (PYMV)*] [19], virus de la mosaïque de la tomate [*Tomato mosaic virus (ToMV)*] [38] [64] [107] [238], virus Y de la pomme de terre [*Potato virus Y (PYV ou PVY)*] [64] [238] [239], virus de la chlorose de la tomate [*Tomato chlorosis virus (ToCV)*] [240], virus de la chlorose infectieuse de la tomate [*Tomato infectious chlorosis virus (TICV)*] [240], virus des taches chlorotiques de la tomate [*Tomato spotted-wilt virus (TSWV)*] [107], virus zoné du Pelargonium [*Pelargonium zonate virus (PZSV)*] [107], virus de la mosaïque du concombre [*Cucumber mosaic virus (CMV)*] [64] [238], et le virus des feuilles jaunes en cuillère de la tomate [*Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)*] [11] [33] [32] [48] [49] [57] [64] [85] [97] [107] [238] [241] [242] [243].

### 2. 2 Présentation de la gamme d'hôtes

Le *TYLCV* infecte une très large gamme d'hôte (cultivées ou sauvages), appartenant à plusieurs familles, telles que : *Acanthacea*, *Apiaceae*, *Asclepiadaceae*, *Asteraceae*, *Caparidaceae*, *Caricaceae*, *Cleomaceae*, *Cucurbitaceae*, *Euphorbiaceae*, *Fabaceae*, *Gentianaceae*, *Malvaceae*, *Pedaliaceae*, *Plantaginaceae*, et *Solanaceae* [27] [55]. Cette dernière, renferme son hôte principale « La TOMATE », laquelle présente les plus graves dégâts causés par ce pathogène [244] [245]. Tandis que les autres spéculations (cultivées ou sauvages) [246] [247]; et notamment les adventices, constituent essentiellement des hôtes réservoirs potentielles et sources de virus ; hors – saison de la culture de tomate [26] [55] [64] [80] [81] [96] [248] [249] (appendice K).

### 2. 3 Incidence économique de la maladie

L'importance des dégâts occasionnés [3] [26] [29] [32] [34] [49] [51] [55] [60] [61] [69] [80] [85] [95] [98] [100] [101] [102] [105] [115] [120] [132] [207] [211] [229] [245] [246] [247] [250] [251] [252] par ce virus est, généralement, variable et dépend de la plante hôte, du stade d'infection, des souches virales, des conditions environnementales [51] [98] [253] [254], et surtout de son vecteur [32] [69] [250] [255].

Par ailleurs le *TYLCV* peut, aussi, jouer le rôle d'un facteur contribuant à augmenter la sensibilité des tomates à d'autres infections qui coïncident avec sa présence; tel qu'*Erwinia spp.*; agent des pourritures bactériennes des fruits [81].

### 2. 4 Symptomatologie

Le *TYLCV* peut se manifester par de nombreux symptômes très variables, selon le moment de l'infection. En infection très précoce, le développement de la plante infectée est très fortement perturbé [55] [107] [256] [257]. La croissance est, ainsi, retardée [55] [64] [80] [81] [82] [100] [106] [257] [258] , les folioles sont de taille réduite [17] [49] [55] [73] [81] [100] [106], et les entre-nœuds raccourcis, ce qui entraîne "le nanisme ou le rabougrissement" [4] [49] [73] [256]. Les cimes des plantes infectées peuvent prendre la forme d'une tête de brocoli [87] [258] (figure 2. 1).

Cependant, en infection tardive, la plupart des symptômes peuvent ne pas exister en même temps, ou se présenter de façon importante [87] [104].



Figure 2. 1 : Symptômes généraux d'un plant malade [257].

Également, ce virus, peut se manifester par de nombreuses altérations cytologiques et changements histologiques caractéristiques très variables [81] [82] [102] [113] [259] [260] [261].

L'observation des symptômes, est généralement insuffisante, pour établir un diagnostic fiable et précis du *TYLCV*, mais elle se révèle, parfois, très utile pour l'orienter [87] [103] [261]. Parmi ces symptômes, on cite :

#### 2. 4. 1 Symptômes des feuilles

Ils consistent à des perturbations du développement et de la coloration foliaire, notamment, des jaunissements plus ou moins prononcé des feuilles [55] [257]; partant du bord extérieur du limbe de la feuille vers la nervure principale, avec un enroulement des feuilles vers le haut, en forme de « cuillère » [26] [80] [100] [246] [247] [262] [263], lesquelles représentent les principales symptômes caractéristiques typiques du *TYLCV* [55] (figure 2. 2).





Figure 2. 2 : Symptômes typiques du TYLCV [246] [247] [262].

Quoique, d'autres symptômes sur feuilles peuvent y être ajouté (figure 2. 3) tels que:

- ✓ Marbrures ou mosaïques plus ou moins sévères des feuilles [80] [82] [106].
- ✓ Jaunissement ou chloroses systémique plus ou moins intenses des feuilles [4] [55] [64] [80] [257].
- ✓ Chloroses ou jaunissement internervaire et/ou des bords des feuilles [26] [73] [80] [100] [103] [105] [258] [264] [265].
- ✓ Déformations [65] [82] [100], enrroulements [4] [49] [65], élargissements [65] [82] [258], ondulations [4] [26] [55] [80] [103] [105] [106] [257] [265], ou même épaisissement des feuilles [26].
- ✓ Réduction de la surface foliaire [4] [26] [55] [80] [103] [105] [265]; engendrant des feuilles petites [26] [258], déformées ayant des bordures chlorotiques plissées [82] [106], de sorte que les rebords des feuilles s'incurvent vers le haut [4] [26] [73] [80] [82] [100] [264]; notamment des feuilles apicales [65], ou même, des petites feuilles enrroulée avec des nervures bleuâtres [55].
- ✓ Enroulement excessif des pétioles [4] et pointes des pousses jaunâtres [14].



Figure 2. 3 : Symptômes caractéristiques du *TYLCV* sur feuille [103].

#### 2. 4. 2 Symptômes des fleurs

En infections très sévères des fruits, le *TYLCV* entraîne une baisse importante de la production (estimée jusqu'à 90 %) [16] [82] [264], qui peut être due au retard du développement floral [55], chute [26] [103] [265], abscission [104] [258], avortement [55] [257], ou à la coulure de la majorité des fleurs qui sont fréquemment associées à cette maladie [100] [105] [106] [258], bien qu'il n'y ait pas d'autres symptômes sur fleurs [101] (figure 2. 4).



Figure 2. 4 : Symptômes du *TYLCV* sur fleurs [80] [104].

### 2. 4. 3 Symptômes des fruits

Généralement, les tomates de table sont les plus sévèrement affectées par cette maladie, surtout en infection avant floraison [105]. Le rendement en fruits des plants malades, est fortement abaissé [26] [81] [103] [105] [265], en quantité [26] [258] et en qualité [81] [100] (figure 2. 5).

Dans d'autres cas, la chute de la production, en fruits de tomates vendables, peut être due, principalement, au retard de la maturation et le nombre réduit des fruits formés par plants qui serait fortement affectés, plutôt, qu'en poids et calibre moyen des fruits, qui ne serait pas affecté et apparaît grossi et se développé presque normalement [17] [81] (figure 2. 5).



Figure 2. 5 : Symptômes du *TYLCV* sur fruits [81] [103].

### 2. 4. 4 Autres symptômes secondaires supplémentaires du *TYLCV*

D'autres symptômes secondaires pouvant accompagner les infections par le *TYLCV*, dont :

- ✓ Les courbures vers le bas des pétioles pouvant accompagner en même temps la forme en cuillère causées par ce virus qui débute généralement par les jeunes feuilles [14] (figure 2. 6).
- ✓ De même que, la teinte violette qui débute généralement à la face inférieure des vieilles feuilles enroulées, et infecte par la suite l'ensemble de la plante [1] [14] (figure 2. 6).
- ✓ L'aspect aberrant, flétri, et peu vigoureux des plants [14] [225] (figure 2. 6).



Figure 2. 6 : Autres symptômes accompagnant le *TYLCV* [14] [225].

## 2. 5 Sources de variation des symptômes du *TYLCV*

Il est assez difficile d'établir une typologie universelle des symptômes. Ce virus, peut se manifester par de nombreux symptômes chez sa plante hôte, lesquels sont très variés et conditionnés par de nombreux paramètres et facteurs [75] [92] [110] [117] [193] [243] [266] [267] [268], parmi lesquelles :

- **Des variations liées au *TYLCV*** ; tels que les propriétés spécifiques au *TYLCV* [75] [77] [118], l'espèce *TYLCV* [27] [73] [211] [253], l'importance des sources de virus [26] [55] [118], la nature de l'isolat ou du variant [26] [29] [31] [51] [92] [98] [116] [118] [121] [245] [253] [254] [269], ainsi qu'aux différentes interactions , recombinaisons, pseudo-recombinaison, et infections mixtes (les co-infections, les alliances, etc...) du *TYLCV* avec d'autres pathogènes [55] [75] [76] [77] [84] [87] [91] [110] [191] [194] [195] [197] [198] [200] [201] [204] [206] [207] [211] [232] [254] [270] [271] [272] [273] [202] [275] [276].
- **Des variations liées à la plante hôte** ; parmi lesquelles, la variété, la sensibilité et tolérance, et particulièrement au stade phénologique (végétatif) [27] [55] [132] [211] [253] [272] [277] [278] [279] [280] [281] [282] [283].

- **Des variations relatives aux facteurs environnementaux** (sol, température, éclairage, nutrition, etc...) ; qui jouent un rôle prédominant et déterminant dans le degré d'extériorisations et le développement des symptômes [27] [51] [55] [98] [118] [211] [253] [254].
  
- **Et des variations liées à la répartition géographique du *TYLCV*** ; certains auteurs soulignent de grandes variations symptomatologiques dues à la situation géographique ; une même espèce virale soumise à des conditions identiques sur un même hôte, peut donner une réaction différente dans des localités qui sont géographiquement distinctes [26] [29] [31] [32] [33] [55] [92] [123] [269] [284] [285] [286] [287].

### CHAPITRE 3

#### " *BEMISIA TABACI GENNADIUS*" ; VECTEUR POTENTIEL DU TYLCV

##### 3.1 Généralités

*Bemisia tabaci Gennadius* [6] [32] a été décrite sous de nombreux noms [37] [288] (appendices L) et présente plusieurs biotypes [49] [55] [285] [290] [289] [291] [292] [293] [294] [295]; dont le biotype "B" (ou *Bemisia argentifolii*) [55] [194] [254] [296] [297] [298], lequel est communément la forme impliquée dans la transmission du TYLCV, ainsi qu'une soixantaine d'autres virus, avec haute fréquence [36] [102] [237] [299] [300], et contribue efficacement au suivi et à l'extension de la maladie [98] [244] [300] (figure 3. 1).



Figure 3. 1: *Bemisia tabaci Gennadius* (G X 1/30) [55].

##### 3.2 Position systématique

Le statut taxonomique du *B. tabaci* est compliqué par une plasticité écologique impressionnante, résultant des modifications anatomiques et comportementales [244] [301]. En effet, cette espèce fait partie de :

- ✓ Classe : *Hexapoda*
- ✓ Sous-classe : *Insecta*
- ✓ Super-ordre : *Hemipteroidea*
- ✓ Ordre : *Homoptera*
- ✓ Sous-ordre : *Aleyrodinea*
- ✓ Super-famille : *Aleyrodoidea*
- ✓ Famille : *Aleyrodidae*
- ✓ Genre : *Bemisia*
- ✓ Espèce : *Bemisia tabaci Gennadius*

[303] [304].

### 3. 3 Répartition géographique

*Bemisia tabaci Gennadius* est répandu, partout, avec l'extension de la culture de tomate et de sa gamme d'hôtes [49] [55] [102] [290], elle est signalée dans les 5 continents ; Europe, Asie, Amérique, Australie, et Afrique [37] [55] [102] [295] [305] [306], et peu de pays restent indemnes [37] (figure 3. 2).

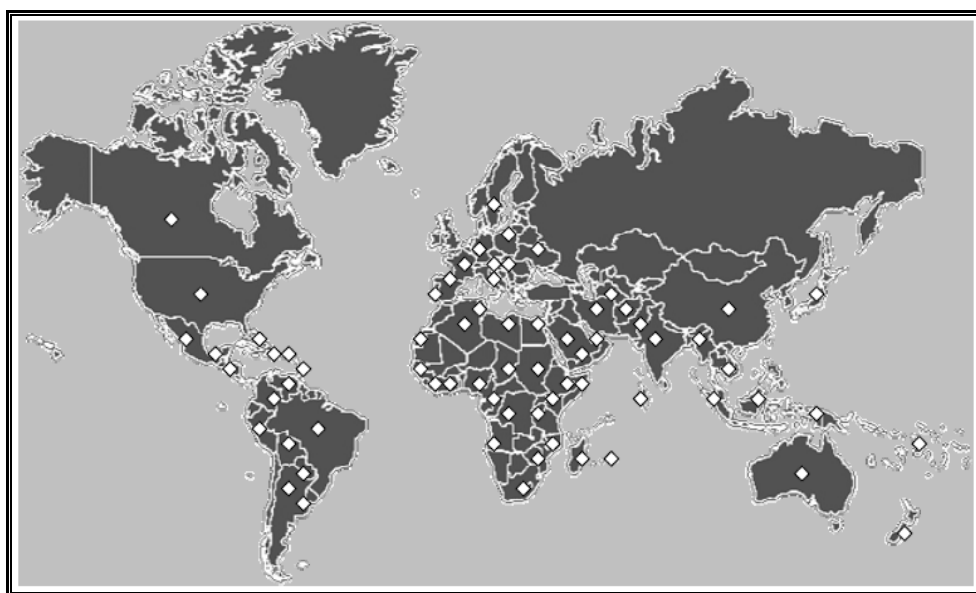


Figure 3. 2: Distribution géographique du *Bemisia tabaci Gennadius* Gennadius [55].

### 3. 4 Plantes hôtes

Ce vecteur est capable de coloniser une très large gamme d'espèces végétales appartenant à plus de 74 familles [55] [85] [107] [288] [307] [308] [309] [310] [311]. Le choix de la gamme d'hôtes est en relation directe avec les caractéristiques externes et physiques de la surface foliaire (pilosité, forme, viscosité, etc...) ainsi que les caractéristiques internes et chimiques des feuilles (pH, composition de la sève, etc...) [114]. Sa grande polyphagie [49] [55] [104] [195] [289] [312] [313] [314] peut expliquer sa rapide extension géographique [108] [307].

Dans notre pays, ce déprédateur a une prédilection pour les plantes ornementales (Poinsettia, Géranium, Acanthe, Jasmin, Fuchsia etc...), les adventices (Liseron, Orties, etc...), et les cultures maraichères (Haricot, Courgette, Concombre, Aubergine, Piment, Poivron, etc...), dont la " Tomate" [307].

### 3. 5 Description

*Bemisia tabaci Gennadiusest* un insecte piqueur-succeur, cosmopolite, d'une grande mobilité, et très discret par sa petite taille (environ 1 à 3 mm) et par son comportement ; généralement, il se regroupe à la face inférieure des feuilles [307] [315] et s'envole brusquement en ébranlant la plante [316].

Les individus de cette espèce se caractérisent par 2 paires d'ailes uniformément membraneuses et transparentes, appliquées en toit, au repos [307] [244]. L'adulte est recouvert d'une sécrétion pulvérulente blanche (Aleyon = farine) excrétée par des glandes abdominales qui lui donne son appellation de " mouche blanche" [301] [316], aussi ils possèdent des tarsi à articles égaux [305] (figure 3. 3).



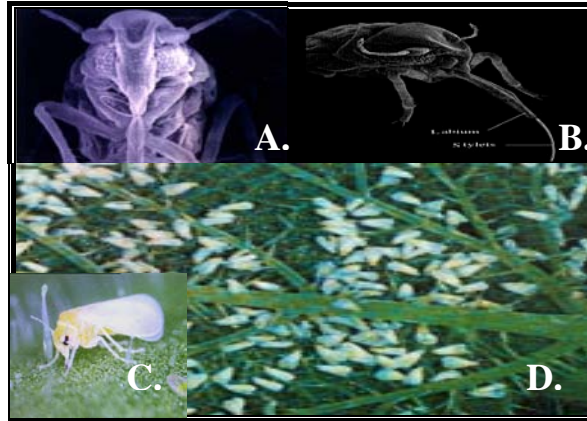


Figure 3. 3 : *Bemisia tabaci Gennadius* (A. et B. : Observation microscopique de l'appareil buccal, C. et D.: Observation générale) [292] [307].

### 3. 6 Incidences économiques

*Bemisia tabaci Gennadius* peut occasionner des dommages très importants sur diverses plantes [8] [55] [237] [251] [292] [307] [317]; de plein champ des régions chaudes ou sous abris des régions plus septentrionales, dont la tomate. Elle s'est révélée particulièrement difficile à contrôler [89] [249] [305]; en raison non seulement à sa capacité d'être transportés par le vent ou passé discrètement sur des matériels de plantation et fleurs coupées des plantes hôtes, sur de longues distances [55] [318] [319], sa pullulation importante [55] [313] [320], ainsi que sa plasticité bio-écologique impressionnante et les changements dans ses biotypes dominants; notamment le biotype "B", qui présente une fécondité accrue et peuvent survivre aux différentes barrières mécaniques, physiques, ou chimique que lui impose l'environnement, les pratiques agricoles et biologiques [55] [295] [313] [318] [319] [321] [322], et particulièrement, par son rôle de vection de virus [32] [55] [61] [98] [323] [237] [251] [295] [324]. En effet, selon plusieurs auteurs, non seulement 5 à 15 spécimens de cette l'insecte, dans une serre expérimentale, suffit pour une transmission à 100 % du virus (30 à 40 % pour chaque individu) [83] [249] [258] [299], il peut le retenir dans le corps du vecteur pour plusieurs semaines [46] [214] [258] [265] et le transmettre et l'introduire aux autres plants pendant les périodes de nourriture [103] [265] [325].

En Algérie, cette espèce est devenue un ennemi redoutable des cultures maraîchères, son développement risque même de faire disparaître la culture de tomate sous serre et de plein champ [12] [18] [326].

### 3.7 Nuisibilités

*Bemisia tabaci Gennadius* est doublement nuisible et engendre 2 types de dégâts qui peuvent être distingués : directs et indirects [55] [60] [305] [316].

#### 3.7.1 Dégâts directs

La succion et le prélèvement excessif de la sève [105], par les larves et les adultes, entraînent des dégâts directs qui se traduisent typiquement pour *Bemisia tabaci Gennadius* par l'introduction du stylet et l'injection de salive qui, à des concentrations, pour le moment inconnues, provoquent un défaut de coloration de fruits assez similaire aux symptômes connus sous le nom de "blotchy" (marbrure) [307]. En outre, le biotype "B" a la capacité d'occasionner des réactions de phytotoxicité et une maturité inégale des fruits [55] [312]. Les autres préjudices directs sont semblables à ceux causés par les autres aleurodes, selon le degré d'infestation [307], tels que :

- ✓ Affaiblissement et diminution de la vigueur [37] [55] [105] [327].
- ✓ Lésions et piqûres nutritionnelles rougeâtres à la face supérieure des feuilles [37] [307] [327].
- ✓ Injection avec la salive des enzymes et des toxines qui perturbent le processus physiologique du végétal et peuvent provoquer la maturité précoce et coloration irrégulière des fruits de tomate [37] [293] [294] [327].
- ✓ Diverses décolorations des feuilles qui sont parfois marquées de points jaunes, nombreuses petites taches chlorotiques à leur face inférieure, des taches chlorotiques, et jaunissement internervaire à dessèchement foliaire [37] [55] [105] [307] [327].
- ✓ Chutes prématurées des feuilles [55].
- ✓ Et réduction du rendement ; en quantité et en qualité ; taille et nombre entrenœuds réduits, ainsi que des symptômes des fruits qui varient depuis une simple chlorose jusqu'à la déformation [37] [105] [307] [327].

Certains, auteurs estiment que les rendements ne sont affectés qu'au-dessus d'un seuil de présence de 15 larves/ cm<sup>2</sup> de surface foliaire de tomate. Par contre, une population d'aleurodes estimée à 10 adultes / feuille, entraîne une dépréciation de 3% de la récolte [307].

### 3. 7. 2 Dégâts indirects

Les dégâts indirects sont beaucoup plus importants, et sont de 2 types : développement de la fumagine et transmission des maladies virales [1] [32] [307].

En effet, la sécrétion du "**miellat**" ; substance riche en sucre excrétée par les aleurodes (notamment des larves), favorise l'apparition et le développement de fumagine [105]; dépôts de mycélium noirâtres constitués d'un complexe de plusieurs champignons saprophytes épiphyllés ; dont les *Cladosporium sphaerosporum* et *Cladosporium herbarum* [307]. Laquelle recouvre la surface foliaire est peut altérer les fonctions physiologiques de la plante [55] [85] [105] [307] [328]. Entre autre, la réduction du potentiel photosynthétique, chutes des feuilles, altération de la floraison et par conséquent, une baisse du rendement [307].

Aussi, la transmission de viroses représente une faculté ou aptitude de 1<sup>ère</sup> importance qui explique, à elle seule, le fait que *B. tabaci* soit la plus redoutable [85] [102] [102] [120] [Réf] [299] [300] [329] [300]; quelques mouches sont suffisantes pour causer des dégâts considérables [307]. Aussi, sur 70 virus transmis par aleurodes, une 60<sup>aine</sup> d'entre eux est transmis par cette dernière espèce [55] [85] [251] [307]; notamment, des *Geminivirus* dont elle est la seule aleurode vectrice connue [37] [307] [243]. Parmi les viroses transmises, il y a : des *Closterovirus*, *Nepovirus*, *Carlavirus*, *Potyvirus*, *Crinivirus*, *Ipomovirus*, et des *Begomovirus*, dont le plus préoccupant actuellement est le TYLCV, en particulier [37] [85] [299].

### 3. 8 Bio-écologie

*Bemisia tabaci* Gennadius passe par 7 stades de développement : stade œuf, 4 stades larvaires, 1 stade nymphal, et 1 stade adulte [305] [307] (figure 3. 4).

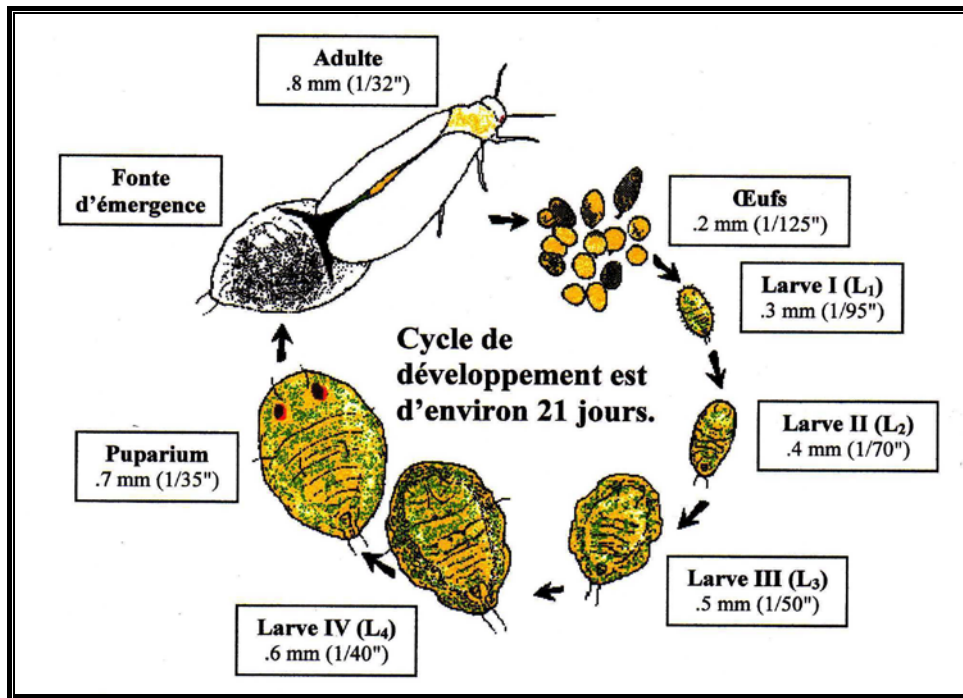


Figure 3. 4 : Cycle de développement de *Bemisia tabaci* Gennadius [301] [254] [305].

Le 1<sup>er</sup> stade larvaire est mobile pendant quelques heures à 48<sup>h</sup>, à la recherche d'un site préférentiel, puis se fixe définitivement sur la face inférieure de la feuille et commence à s'alimenter [37] [305] [307]. Dès sa fixation, ses pattes se rétractent et deviennent non fonctionnelle [305]. Tandis que les 3 autres stades larvaires sont immobiles et fixés [305] [307]. Généralement, les larves sont de couleur jaunâtre et se différencient par leur taille et leur couleur qui devient de plus en plus jaune citron [37] [305]. Le 4<sup>ème</sup> stade larvaire évolue en puparium « nymphe » d'où émerge l'adulte [37] [307]. Ce dernier constitue le stade le plus facile à observer sur les plantes [301] [305] [307].

L'accouplement commence 12<sup>h</sup> à 20<sup>h</sup> après l'apparition des adultes, et se produit plusieurs fois au cours de la vie de l'adulte [37]. Chaque femelle pond jusqu'à 160 œufs, au cours de sa vie (espèce synovogémique), mais le biotype « B » pond 2 fois plus d'œufs [305]. La longévité d'un adulte est de 6 à 55 jours et pouvant y avoir 11 à 15 génération par année [37] [301]. Cependant, la durée du cycle de vie de ce ravageur varie de 15 à 70 et dépend étroitement de la plante hôte et des différents facteurs climatiques [305] [307]; dans les conditions favorable, elle s'installe d'une manière stable dans les divers types d'agro-éco-système que se soit en serre ou en plein champ [244] [301].

Cette espèce n'a pas de stade particulier d'hibernation et peut survivre à des températures supérieures à 0°C [244] [301] et sans nourriture dans une serre vide, mais ne peuvent survivre à des températures sous le point de congélation [244] [301].

### 3. 9 Transmission

Le TYLCV est transmis par la mouche blanche *Bemisia tabaci Gennadius*[26] [37] [102] [103] [111] [131] [211] [258] [264] [265], et dépend complètement de ce vecteur, qui représente le composant majeur du pathosystème "*TYLCV / Bemisia tabaci Gennadius/ Tomate*" [47] [55] [87] [89] [238] [299] [332] [332].

Une fois la mouche est virulifère, elle le restera, non seulement, pendant toute sa vie [47] [108] [242] [302] [303] [333], mais pourra le transmettre à sa descendance pendant au moins deux générations [3] [9] [48] [55] [87] [254] [273] [303], et ne peut acquérir de nouveau virus tant qu'il est capable de transmettre celui de sa précédente acquisition [83] [108] [249] [325]. Aussi, certains auteurs rapportent que l'existence du TYLCV dans le corps de son vecteur à long terme, entraîne une diminution dans la longévité et la fécondité des individus de *Bemisia tabaci Gennadius*-vecteurs [23] [46] [47] [95] [123] [218] [254] [299]. De même leur capacité à la transmission du TYLCV diminue [46] [47] [123] [152] [215] [254] [325] [334] [335].

#### 3. 9. 1 Mode de transmission

Le TYLCV est transmis par son vecteur, selon le mode « persistant circulant» [47] [48] [55] [99] [123], qui peut être propagatif [299] ou non [81] selon l'isolat désigné [4] [29] [47] [87] [92] [116] [121] [252] [254] [269] [273] [284] [336].

Toute fois, ce virus effectue un cycle complexe dans le vecteur avant de s'accumuler dans les glandes salivaires accessoires, à partir desquelles il est relargué avec la salive au moment des prises de nourriture [3] [55] [99] [100] [254] [337] [338] [339] [340] [341] (figure 3. 5).

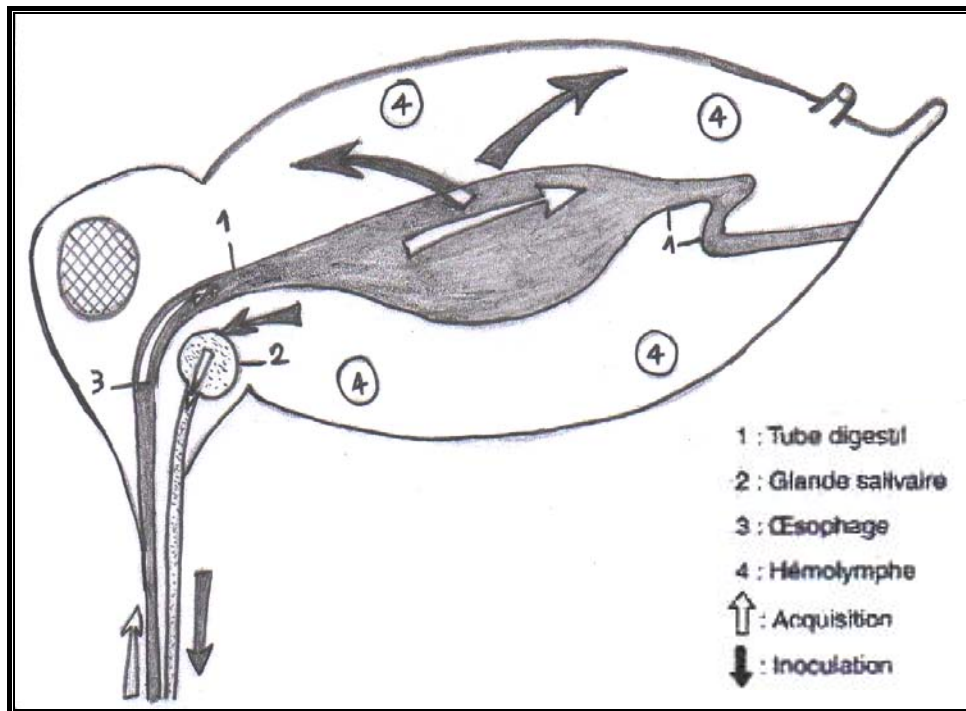


Figure 3. 5 : Schéma de la circulation du virus dans un homoptère [225]

### 3. 9. 2 Acquisition du TYLCV

Le virus étant essentiellement concentré au niveau du phloème. Le temps minimum d'acquisition du TYLCV par *B. tabaci* à partir d'une plante infectée est environ 15 minutes à une heure [83] [102] [244] [249] [299] [332] [337] [342] [343] [249]. Les virus sont acquis lorsque l'insecte s'alimente au niveau du phloème d'où il prélève la sève élaborée par le stylet [3] [55] [21] [214] [303] [333].

A partir du moment où l'acquisition du TYLCV a lieu, il faut approximativement 20 heures pour que la mouche blanche puisse transmettre le virus [47] [242] [244] [302] [303] [333] [344] [345]. Il est intéressant aussi de noter que le TYLCV peut être acquis par la forme adulte ou immature de *Bemisia tabaci Gennadius* [55] [307] (figure 3. 6) et que la période de latence du TYLCV dans *Bemisia tabaci Gennadius* est, généralement, de 4 à 21 heures, selon le variant du TYLCV considéré [55] [83] [87] [249] [102] [215] [218] [249] [254] [273] [299] [332] [337] [342] [346].

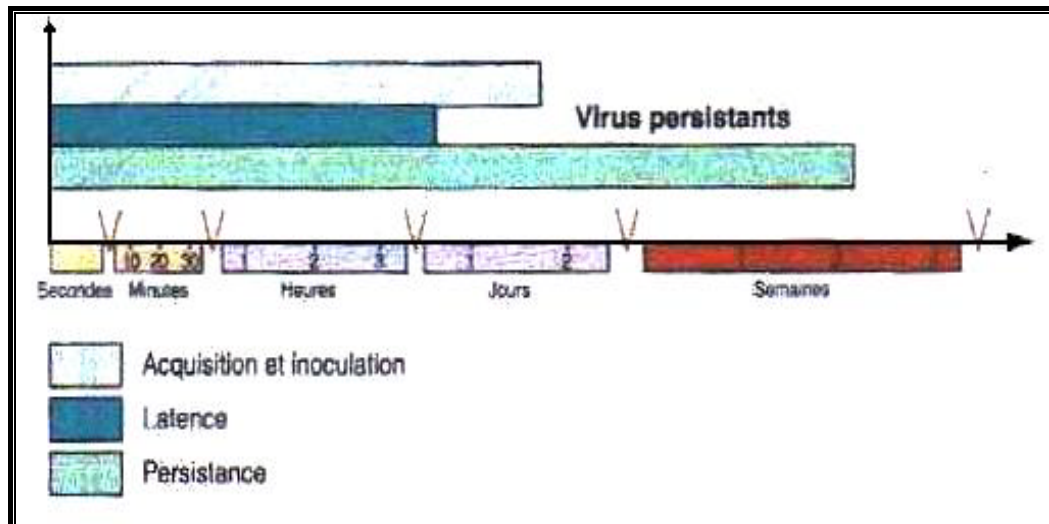


Figure 3. 6 : Principales étapes de la transmission persistante [225].

### 3. 9. 3 Parcours du TYLCV dans *Bemisia tabaci*

Le virus suit d'abord le tractus digestif jusqu'à l'intestin dont il franchit l'épithélium pour atteindre l'hémocèle [84] [87] [218] [273] [340] [341] [347]. Cette étape exige un phénomène de reconnaissance impliquant des récepteurs se trouvant au niveau des cellules de l'épithélium intestinal [340]. Ce passage nécessite un transport actif et la formation de vésicules cytoplasmiques au sein desquelles le virus traverse les cellules épithéliales [340]. Le virus se diffuse, ensuite, dans l'hémolymphe jusqu'aux glandes salivaires [84] [87] [273] [338] [340]. Ce passage dans l'hémolymphe exige l'existence de mécanismes de protection des virions contre le système anti-parasitaire de l'aleurode [55] [84] [87] [100] [123] [150] [218] [254] [273] [340] [348] [349] [350] (figure 3. 7).

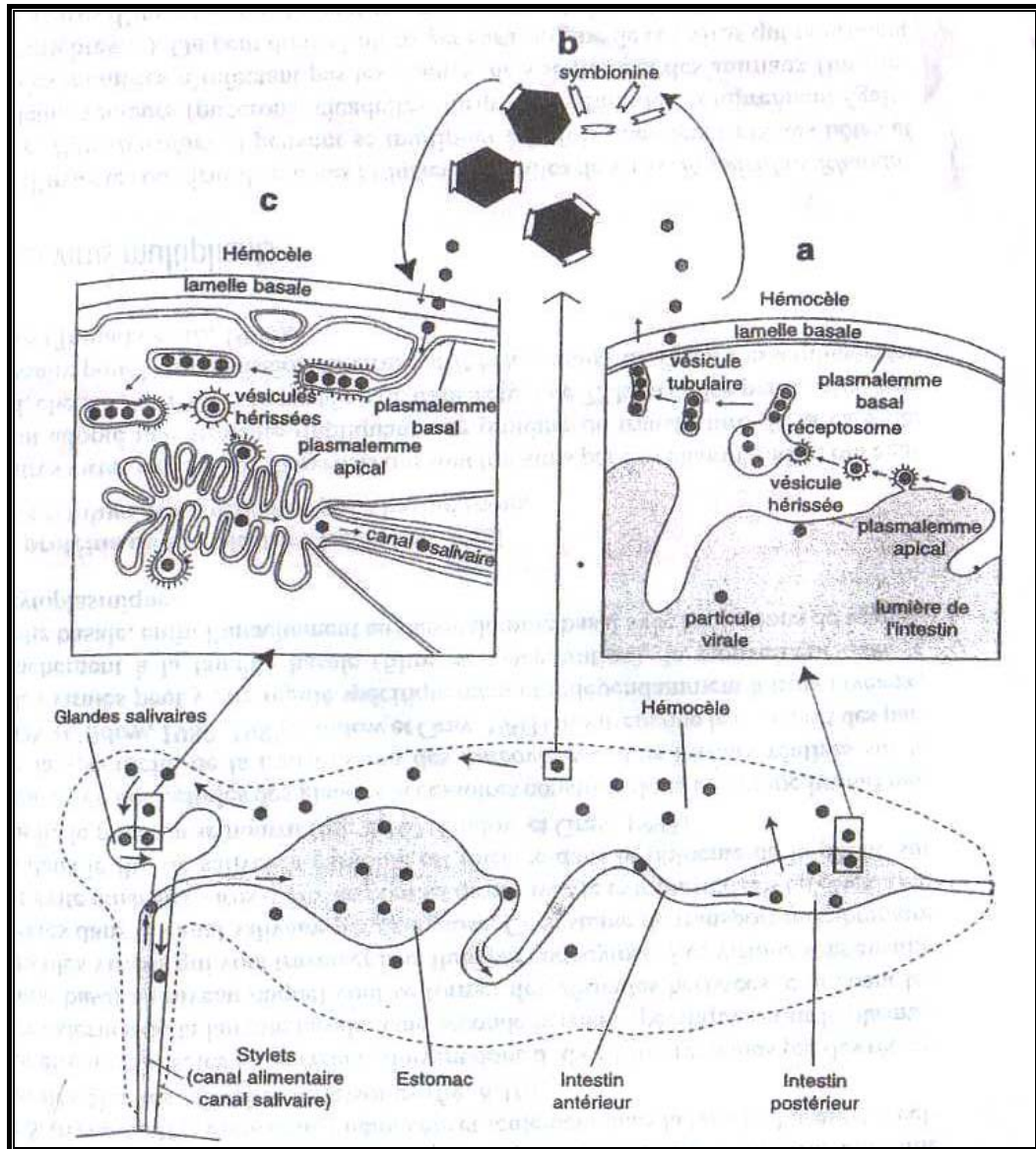


Figure 3. 7 : Représentation schématique du transit d'un virus circulant dans un homoptère [118]

Selon les travaux de Ghanim *et al.* (2001) [218], le parcours de ce virus dans les différents organes du vecteur, suite à une durée d'acquisition de 2 heures. Le virus arrive à l'hémolymphe après 90 minutes, alors qu'il n'atteint les glandes salivaires qu'après 5.5 heures après sa détection dans l'hémolymphe, et atteint les glandes salaires pendant une durée de 12<sup>h</sup> d'acquisition [218] [347] (figure 3. 7).



## CHAPITRE 4 MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 4. 1 Matériel

#### 4. 1. 1. Source d'inoculum

Le matériel végétal utilisé dans notre étude provient des prospections effectuées sur tomate; dans les différentes zones de maraîchages de notre pays (APPENDICE N); durant 4 campagnes (2004/2005, 2005/2006, 2006/2007, et 2007/2008).

Les prospections de la première campagne avaient pour objectif la localisation des sites présentant, le plus, les symptômes caractéristiques typiques de la maladie et/ou de son vecteur (*B. tabaci*) afin d'orienter notre expérimentation.

Tandis que les autres campagnes (2005/2006 et 2006/2007) ont comporté la mise en œuvre des différents essais et manipulations de notre expérimentation (sur terrain et au laboratoire), dont : le prélèvement et l'échantillonnage du végétal suspectés malades et/ou du vecteur et les tests de transmission et de sérologie.

Les prospections de la dernière campagne (2007/2008) visent, surtout, la confortation et confrontation des données et des résultats obtenus, ainsi que les prélèvements de plant frais destinés au test sérologique.

#### 4. 1. 2. Sites prospectés

Trois zones; bio-climatiques différentes, ont été prospectées, lesquelles ont été nommées et définies génériquement en :

- ✓ Zone Nord : Désigne des régions du Littoral (Alger et Tipaza) (tableau 4. 30) (figure 4. 1) ;
- ✓ Zone Intérieure : Renferme des régions du Sub-littoral à Intérieur (Blida et Bouira) (tableau 4. 1) (figure 4. 1);

- ✓ Zone Sud : Inclue des régions Sub-sahariennes à Sahariennes (Biskra, et Ouargla) (tableau 4. 1) (figure 4. 1).

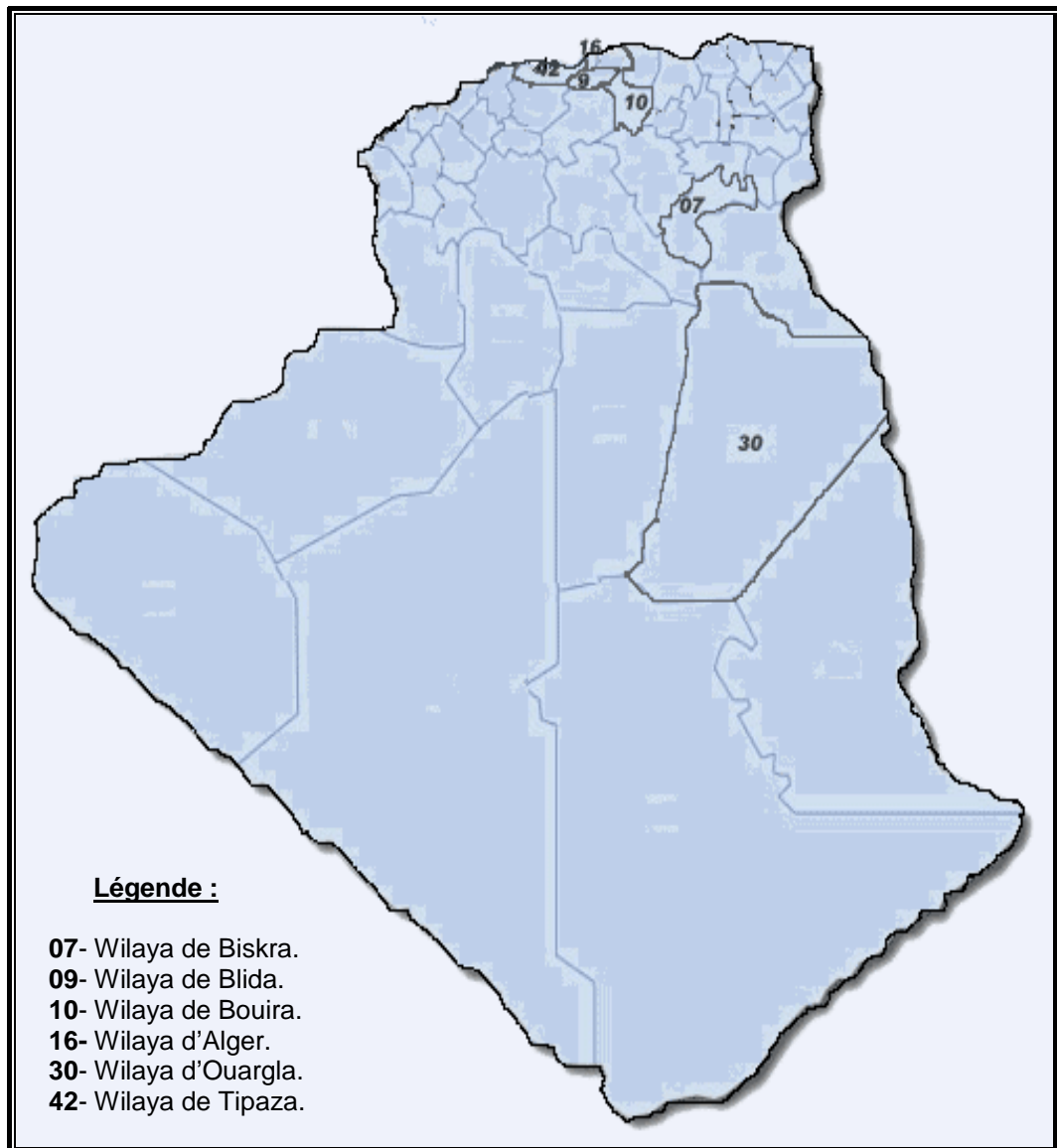


Figure 4.1 : Zones des prospections.

Pour les 4 campagnes, l'étude a été menée durant les mois ; Décembre – Janvier et/ou Mars – Mai, Mars – Mai à Juin, et Janvier – Juin pour les régions du Sud, d'intérieur, et les régions du Nord, respectivement.

Le nombre total de sites prospectées était de **83**, avec en moyenne 10 à 20 plants de tomate par prélèvement; soit un nombre total de plants compris entre 830 et 1660 (**1245 plants**), qui sont réparties comme suit :

Tableau 4. 1 : Campagne et origine des plants prélevés

Campagne d'étude	Zone	Wilaya	Région / ville	Nombre de site
2004/2005	Nord	Alger	Ain Taya	1
			Staouéli	2
	Intérieur	Blida	Soumaà	1
			Bouinane	1
		Bouira	Ain Bessem	1
2005/2006	Nord	Alger	Staouéli	4
	Intérieur	Blida	Soumaà	2
		Bouira	Ain Bessem	1
	Sud	Biskra	M'ziraà	2
			ITDAS	1
			Tolga	1
			M'chouneche	1
		Ouargla	INRA (Tougourt)	2
2006/2007	Sud	Biskra	M'ziraà	3
			ITDAS	1
			El Maleh	3
		Ouargla	INRA (Tougourt)	1
	Intérieur	Bouira	Ain Bessem	2
			Souk El Khemis	1
		Blida	Soumaà	3
			Boufarik	2
			El Afroun	1
			Mouzaia	3
			Bouinane	2
			Oued El Oulleug	2
	Ouled Chebbell	2		
	Nord	Alger	Staouéli	3
			Bérard	1
		Tipaza	Bousmail	1
			Ouhlma	1
			Hamer El Ain	1
			Ain Tagourait	1
			Hattatba	1
Bourkika (Bourguiga)			2	
Cherchell			1	
Tésirine			2	
Hadjout			1	
Sidi Rached			1	
El Hamdania			1	
Beni Haoua	1			
2007/2008	Nord	Alger	Staouéli	5
		Tipaza	Bousmail	2
	Sud	Biskra	M'ziraà	1
		Ouargla	INRA (Tougourt)	1
	Intérieur	Blida	Ouled Chebbell	2
			Bouinane	1
Soumaà			2	

		Bouira	Ain Bessem	3
			Souk El Khemis	2

#### 4. 2. Méthodes d'études

##### 4. 2. 1 Plantes sources d'inoculum

###### 4. 2. 1. 1 Diagnostic visuel direct et méthode d'échantillonnage

Les prospections réalisées ont visé la collecte des échantillons présentant les symptômes types du *TYLCV* et/ou infesté par le vecteur de la maladie. En effet, il s'agit d'observer et de déceler les plants présentant les symptômes caractéristiques de la maladie recherchée; par comparaison avec des photos bibliographiques et de prélever des échantillons correspondants. Chaque prélèvement effectué correspond à un seul site; duquel, on a prélevé soit le plant de tomate en entier, ou seulement une partie, selon l'importance et la sévérité des symptômes observés et sur utilisation dans l'expérimentation.

###### 4. 2. 1. 2 Conservation des échantillons

Les échantillons provenant du terrain ont été placés dans des sacs en papier, sur lesquels est noté le nom de l'espèce, variétés, dates, lieux, précédant cultural, et les symptômes correspondants de la maladie (selon la disponibilité des données).

Au laboratoire; et après chaque prélèvement, les échantillons récoltés ont été triés et classés dans des sacs en plastique numérotés; dont chacun représentent un site prospecté ou un type d'essai, puis conservés à 4 °c.

###### 4. 2. 2 Obtention de plants sains de tomate

Afin de mettre en évidence le virus étudié; une gamme d'hôte composée de plusieurs variétés de tomate, a été utilisée dans notre expérimentation ; laquelle a été utilisée dans les différents tests de transmission effectués.

Ces variétés proviennent; de notre institut d'agronomie, l'ITCMI, tandis que les variétés indéterminées sont vendues sur les marchés du Nord et des régions intérieures; entre autre la région de Bouira.

#### 4. 2. 2. 1 Préparation du sol

Le sol utilisé dans notre expérimentation était prélevé des parcelles de notre station expérimentale de Blida et désinfecté par autoclavage pendant 20 min. à 120°C, et 1 bar de pression. Lors du semis, ce sol était mélangé avec la tourbe stérilisée à raison de deux mesures de tourbe et une mesure de sol.

#### 4. 3. 2. 2 Pré-germination

Des semences de plusieurs variétés de tomate ont été utilisées dans nos essais sont :

- Agora (hybride F1 de France) (V1);
- Marmande (variété fixe provenant de Hollande) (V2);
- St pierre (variété fixe provenant de Danemark) (V3);
- Universal mech (variété de tomate industrielle) (V4);
- Elgon améliorée (variété de tomate industrielle) (V5);
- Et autres variétés non déterminées vendues sur les marchés de la région d'Ain Bessem.

La pré-germination de ces semences s'est faite dans des boites de Pétri contenant du papier filtre et du coton humecté. Ces dernières ont été mises dans le phytotron à 25°C pendant une semaine.

#### 4. 2. 2. 3 Semis

Les semences sont semées en fonction du type d'essais à effectuer et la date de plantation relative à chaque zone de prospection (tableau 4.2).

Tableau 4. 2: Dates et dose de semis de la culture de tomate sous serre, selon l'ITCMI (2005).

<b>Zones</b>	<b>Dates</b>	<b>Dose de semis à l'hectare</b>
<b>Littoral</b>	Fin d'Octobre	150 g
<b>Sublittoral</b>	Mi -Novembre	150 g

<b>Pleines intérieures</b>	Mi - Décembre	150 g
<b>Zones sahariennes</b>	Début de Septembre	150 g

Cependant, le semis a été réalisé dans des pots en plastique remplis de substrat (2/3 de terre stérilisée + 1/3 de la tourbe) et muni d'un orifice de drainage, à raison de 10 à 15 pots par variété. Ensuite, ces derniers, sont maintenus, soit en serre de virologie de notre institut (à 25°C de température et d'humidité adéquates), soit semés dans la région d'Ain Bessem concernant les tomates saisons. L'irrigation est assurée quotidiennement à l'eau de robinet (figure 4. 2 et 4.3).



Figure 4. 2 : Plants tests de tomates dans la serre du laboratoire



Figure 4. 3 : Semis en plein champs des tomates à Aïn Bessem

Les dates et les doses de semis diffèrent selon les zones étudiées (ITCMI, 2005) (tableau 4. 3).

Tableau 4. 3: Dates de plantation des tomates selon les zones d'étude

<b>Saisons</b>	<b>Extra primeur</b>	<b>Primeur</b>	<b>Saison</b>	<b>Arrière saison</b>
<b>Zones</b>	<b>Variétés indéterminées</b>	<b>Variétés indéterminées</b>	<b>Variétés déterminées</b>	<b>Variétés indéterminées</b>
<b>Littoral centre</b> (Alger, Tipaza, Staouéli, etc...)	Du 15/08 au 31/10 (sous serres)	Du 15/01 au 15/02 (sous serres)	Du 01/03 au 15/04	Du 05/06 au 25/08
<b>Sub Littoral Centre</b> (Blida, Bouira, etc...)		Du 15/01 au 15/02 (sous serres)	Du 01/03 au 15/04	
<b>Portes du Sud</b> (Biskra, Ouargla, etc...)	Du 15/08 au 31/10 (sous serres)	Du 15/01 au 15/02 (sous serres)		

#### 4. 2. 2. 4 Stades de plantation

Les stades des plantations sont ceux préconisés par l'ITCMI (2005) (communication personnel) suite leurs essais entrepris.

Tableau 4. 4: Stades de plantation de la tomate

<b>Variétés de tomate</b>	<b>Stade de plantation</b>	<b>Nombre de jours pour l'obtention de plants</b>
<b>Tomates à port déterminées</b>	4 <sup>ème</sup> feuille vraie (ou apparition du 1 <sup>er</sup> bouquet floral)	30 à 40 jours
<b>Tomates à port indéterminées</b>	6 <sup>ème</sup> feuille vraie ou apparition du 1 <sup>er</sup> bouquet floral	30 à 40 jours

#### 4. 2. 2. 5 Cycle végétatif de la tomate (ITCMI, 2005) (communication personnel).

- Du semis à la transplantation : 27 à 30 jours.
- De la transplantation à la première inflorescence : 17-20 jours.
- De l'inflorescence à la première fructification : 4 à 7 jours.
- De la fructification à la récolte : 30 à 45 jours.

#### 4. 2. 3 Détection biologique par greffage

La quasi-totalité des virus est transmissible expérimentalement par greffage ; spécialement pour l'indexage des maladies difficilement ou non transmissibles mécaniquement [118]. La compatibilité, le taux, et la vitesse de transmission entre le donneur et le receveur, sont de plus en plus supérieure lorsque le contact est plus grand entre parties malades et parties saines [351]; ce qui implique le passage du virus du greffon au porte greffe et réciproquement.

Ainsi, ce test consiste à jumeler soit portes greffes virosés avec greffons sains, soit le contraire ; greffons virosés avec portes greffes sains. Par la suite, les plantes obtenues sont mises dans le phytotron ou dans des endroits isolés ou éloignés des zones de pullulation du *Bemisia tabaci Gennadius*; ceci est pour but d'éviter toutes autres sources de contamination et faciliter l'interprétation des résultats.

La technique adoptée pour sa réalisation peut être : en approche, en tête, en anglaise, ou même en fente [352]; lequel est à utiliser seulement pour les cucurbitacées, mais on l'a appliqué, aussi, dans notre expérimentation, vu que le but a été la transmission et l'observation de la réaction du plant de tomate (figure 4. 4).



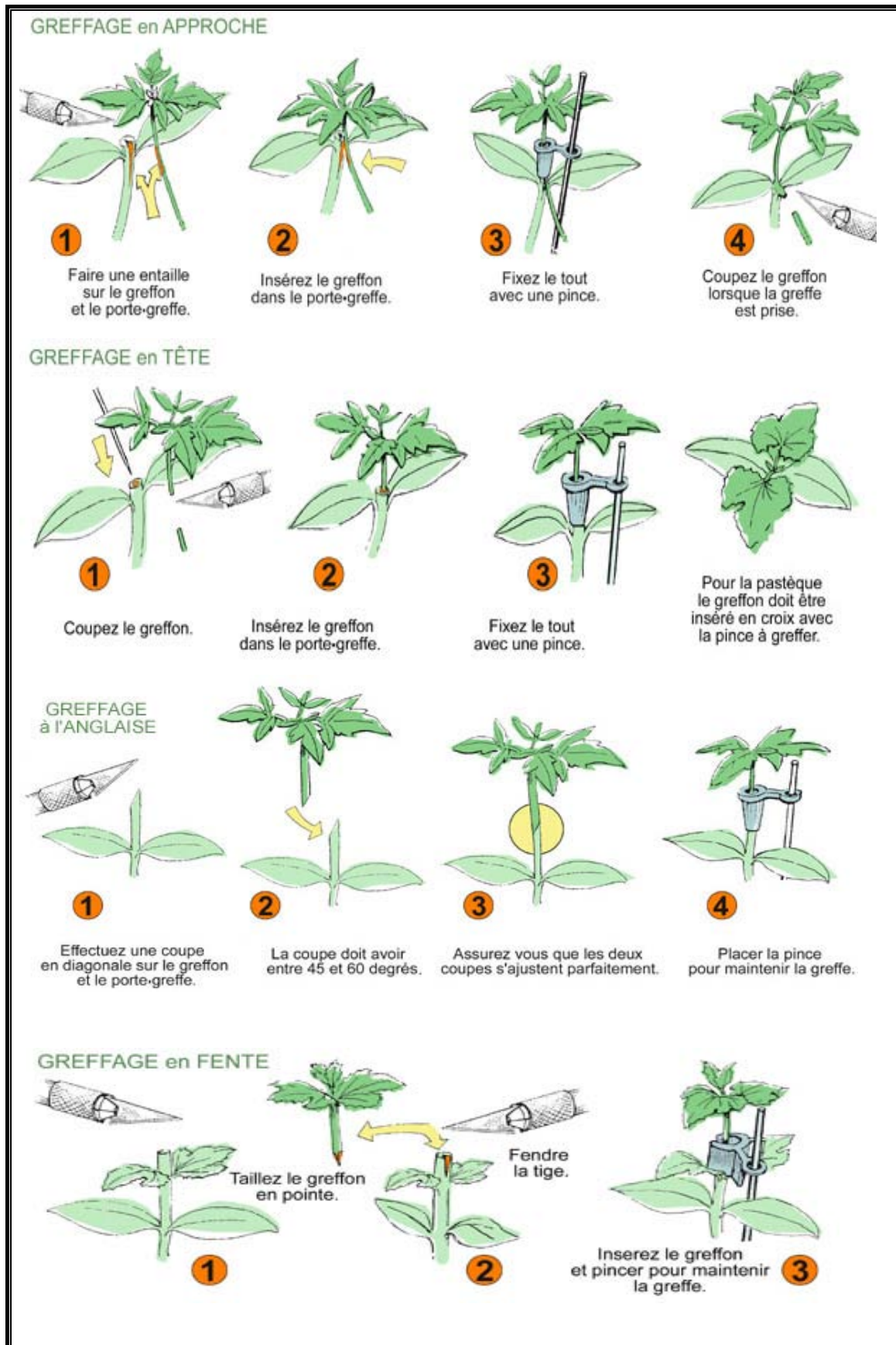


Figure 4. 4 : Techniques de greffage adoptées dans l'expérimentation [352].

Le greffage a été réalisé principalement avec les variétés citées précédemment et effectué une fois que les plantules ont atteint la bonne reprise, soit des plants de 20 cm de long, en moyenne (15 à 20 jours après repiquage), ensuite ces dernières sont maintenues à des conditions convenables de développement de température et d'hygrométrie (dans le phytotron réglé entre 18 à 22 °c) au niveau du laboratoire de virologie, la serre des cultures maraîchères ou dans des mini serres confectionnées pour ce test, ou bien, ils sont mis directement en plein champ concernant les tomates saisons de la région d'Ain Bessem, et cela, afin d'éviter toutes autres sortes risques de contamination (aleurodes) (tableau 4. 5).

Les plants témoins ont été greffés avec des plants sains par les différents modes de greffage adoptés et mis à l'abri, dans de bonnes conditions de développement ; généralement dans le phytotron ; à 25°C.

Ensuite, les plantes obtenues après greffage, ont subi, le test sérologique DAS-ÉLISA.

Tableau 4. 5 : Variétés de tomate utilisées pour le greffage

Origines d'échantillon		Variétés de tomate greffées	Variétés de tomate utilisées dans le greffage
Zones	Sites		
<b>Nord</b>	Cherchell	Zahra	- Tomate ; var : Agora (V1). - Tomate ; var: Marmande (V2). - Tomate; var : St pierre (V3). - Tomate; var. industrielle : Universal mech (V4). - Tomate; var. industrielle : Elgon améliorée (V5). - Tomate; var. indéterminées vendues sur marchés de la région de Bouira (V6).
	Bousmaïl	Zahra	
	Birard	Agora	
	Bourkika	Agora	
	Hadjout	Nedjma	
	Sidi Rached	Nedjma	
<b>Intérieur</b>	Mouzaïa	Marmande	
	Oued El Oulleug	Marmande	
<b>Sud</b>	Biskra	Sahra	
	Ouargla	- Sahra - Marmande	

#### 4. 2. 4 Efficacité de transmission par *Bemisia tabaci* Gennadius

L'analyse faunistique est nécessaire pour déceler la présence de l'aleurode *B. tabaci* et sa part de responsabilité dans les symptômes observés. Entre autre, elle ne peut être significative de population réelle, que si l'échantillon est lui-même représentatif ; pour cela, il nous a fallu adopter le mode de prélèvement adapté aux types d'analyses demandés.

La détermination d'aleurode *B. tabaci* a comporté une série d'opérations : l'échantillonnage, la collecte, l'élevage, et l'identification.

##### 4. 2. 4. 1 Matériels utilisés

Pour collecter, piéger, isoler, observer, et identifier le vecteur *B. tabaci* on s'est servi de divers outils et matériels, tels que:

Sachets en plastiques ou en papiers étiquetés.

- Boites de Pétri étiquetées.
- Loupes.
- Loupes binoculaires.
- Microscope optique.
- Et autres instruments confectionnés pour ce but, à titre indicatif, on peut citer :
  - ✓ Boites de Pétri perforés et surmonté d'un filet ou film de tissu afin de permettre l'aération pour les individus capturés (figure 4.5).

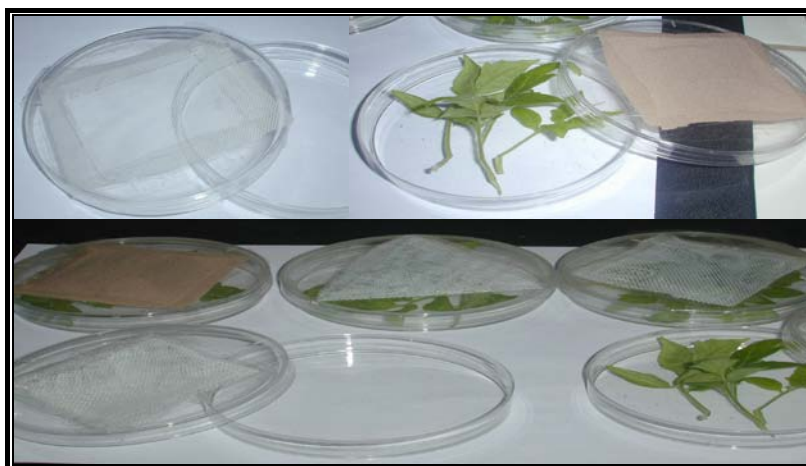


Figure 4. 5 : Boîtes de Pétri confectionnées

- ✓ Bonnettes conçus à partir des bouteilles à eau ou des gros tubes ou tuyau transparent de longueurs proportionnelles à la taille des plants utilisés dans l'expérimentation, et qui sont lutés en une des 2 limites par un filet ou tissu afin de permettre l'aération pour les individus emprisonnés et l'isolement des plants testés (figure 4.6).



Figure 4. 6 : Bonnettes

- ✓ Gobelets transparents arrangés et façonnés pour l'isolement, l'emprisonnement, et l'élevage d'aleurodes, baptisés Gobelets-pièges. Chaque Gobelet-piège est surmonté d'une pincette qui permettra sa fixation au végétal (figure 4. 7).



Figure 4. 7 : Gobelets-pièges

Le mode opératoire mis en œuvre pour constitution et obtention des Gobelets-pièges, est expliqué par la figure suivante (figure 4. 8) :

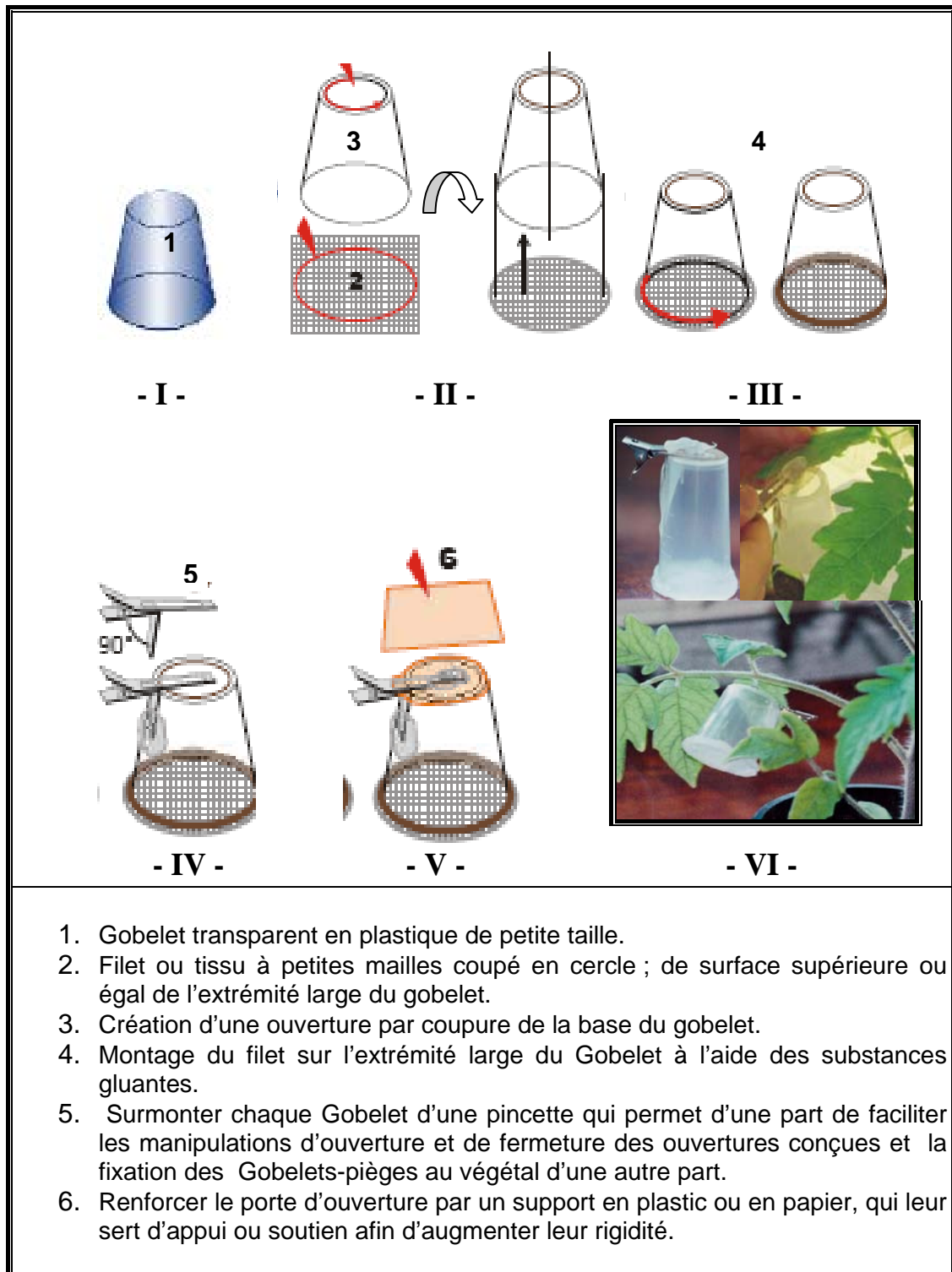


Figure 4. 8 : Étape de la conception et l'obtention d'un Gobelet-piège

- ✓ Tubes en plastique ou toutes autres formes pouvant être aménagées et confectionnées pour la capture d'aleurode (figure 4. 9).



Figure 4. 9 : Tubes ou autres formes en plastic confectionnées

- ✓ Comme on peut y ajouter des tubes à essais remplis d'eau distillée + Formol à raison de 10%, qui serve de fixateur pour les individus capturés en vue de les préserver pour leur identification ultérieure.

#### 4. 2. 4. 2 Échantillonnage du vecteur

Afin d'inventorier les mouches blanches, des prélèvements ont été réalisés, simultanément, dans les différents sites prospectés relatifs à l'échantillon végétal source de d'inoculum. Et cela en fonction de l'état des parcelles (la culture, stade végétation, entretien et traitements appliqués, etc...), des conditions pédoclimatiques, et surtout au stade biologique du vecteur (chapitre 3).

Cependant, l'échantillonnage du vecteur était particulièrement délicat, notamment, du fait, des moyens disponibles restreints d'identification et de distinction du vecteur : *B. tabaci* des autres espèces d'aleurodes ; spécialement l'espèce *Trialeurodes vaporariorum*. Ces deux espèces sont très souvent confondues, et présentent en même temps [307], en peut aussi y ajouter, leur répartition

très inégale et l'évolution très rapide de l'effectif de leur population. Cette dernière est souvent influencée par les conditions climatiques et la gamme d'hôtes [244] [305] [307].

#### 4. 2. 4. 2. 1 Sur terrain

Généralement, l'échantillonnage d'aleurodes (larves et adultes), ont été prélevés à partir des plantes de tomate présentant les symptômes typiques de la maladie et/ou à partir des autres espèces cultivées à proximité des cultures de tomate prospectées, tels que: piment, poivron, fève, aubergine, courgette, et menthe.

Des feuilles prélevées chargées des mouches blanches (larves et adultes) sur leurs face inférieure, sont misent dans des sacs de polyéthylène ou en papier; non utilisés et étiquetés, des boites de Pétri, des tubes en plastiques confectionnés pour la captures. Ces derniers présentent tous les références permettant leur identification ultérieure (selon la disponibilité des données accueillies, tels que:

- ✓ Numéro de l'échantillon.
- ✓ Date et lieu de prélèvement.
- ✓ Espèces ou variétés échantillonnées.
- ✓ Stades Biologiques d'aleurodes (larves et adultes).
- ✓ Nature et type des symptômes observés.
- ✓ États (notamment le traitement) et précédant cultural.

Dans certains cas, ces prélèvements étaient accompagnés du prélèvement et de l'arrachage des plants en entiers de tomate, qui ont été replanté en pots et couverts des bonnettes ou des cages d'élevage afin d'isoler l'insecte. Ces dernières sont toutes confectionnées dans notre serre de laboratoire de virologie (figure 4. 10).

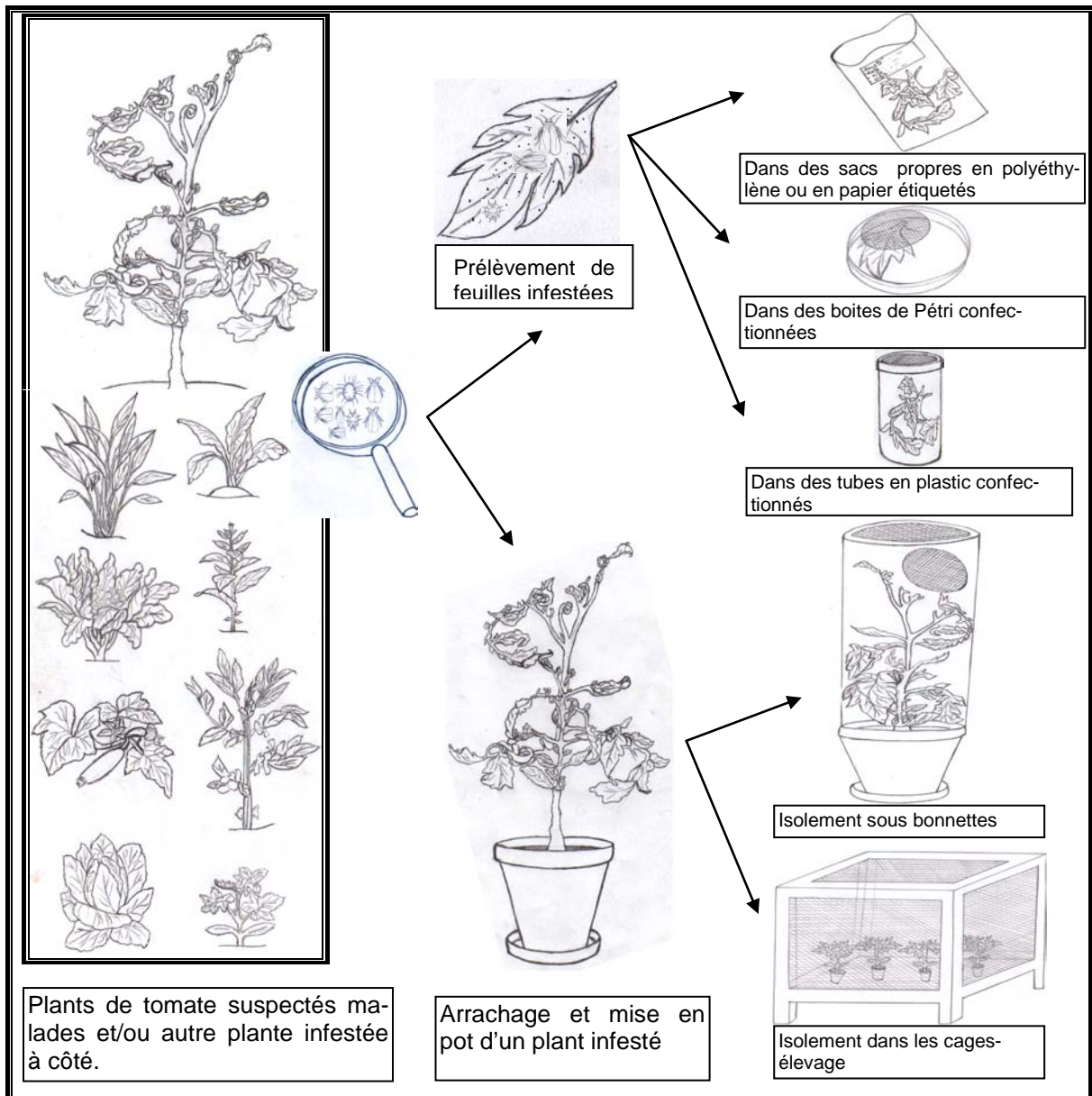


Figure 4. 10 : Échantillonnage de mouches blanches

#### 4. 2. 4. 2. 2 Au laboratoire

Au laboratoire, les prélèvements sont placés, conservés, et maintenus, selon l'espèce d'aleurode, le type d'échantillonnage, et l'objectif dans l'expérimentation, dont:

##### ➤ **Larves et pupariums:**

Les larves et les pupariums devraient être placées et déposées au contact des plantes indicatrices, soit dans les Gobelets-pièges confectionnés, soit sous les cages



d'isolement ou bonnettes. Les adultes obtenues à partir de ces larves et ces pupariums ont été utilisées dans le test de la transmission par vecteur et confirmées la transmissibilité du virus à leurs descendance, qui vont eux aussi à leurs tours utilisées pour la transmission par le vecteur (figure 4. 11).

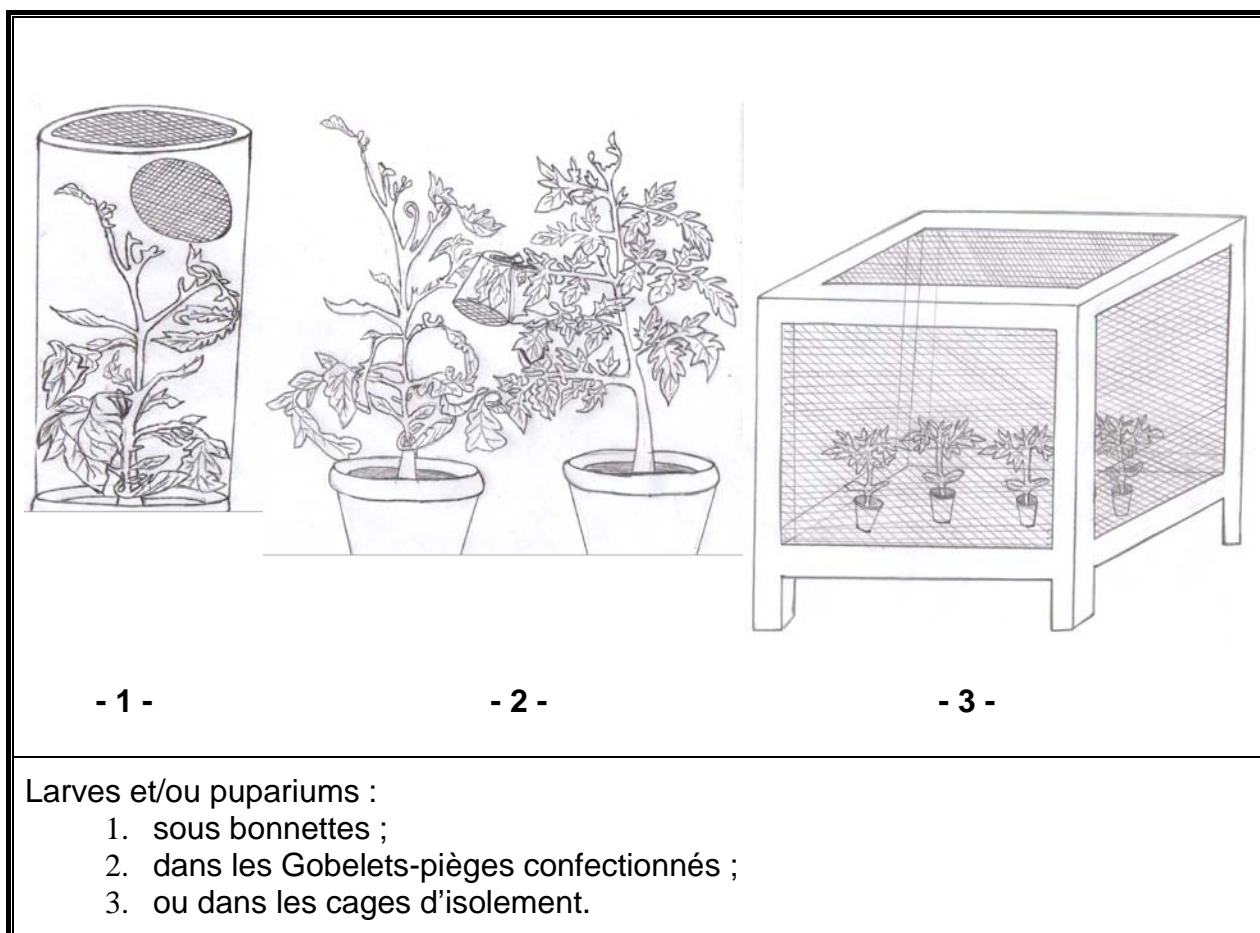


Figure 4. 11 : Isolement, maintien, et infestation par larves et/ou pupariums de mouches blanches au laboratoire

➤ **Adultes:**

Les adultes ont été directement misent sous bonnette ou dans les Gobelets-pièges confectionnés en contact des plantes sains de tomate à raison de 3 à 5 individus par plants (Figure 4. 12).

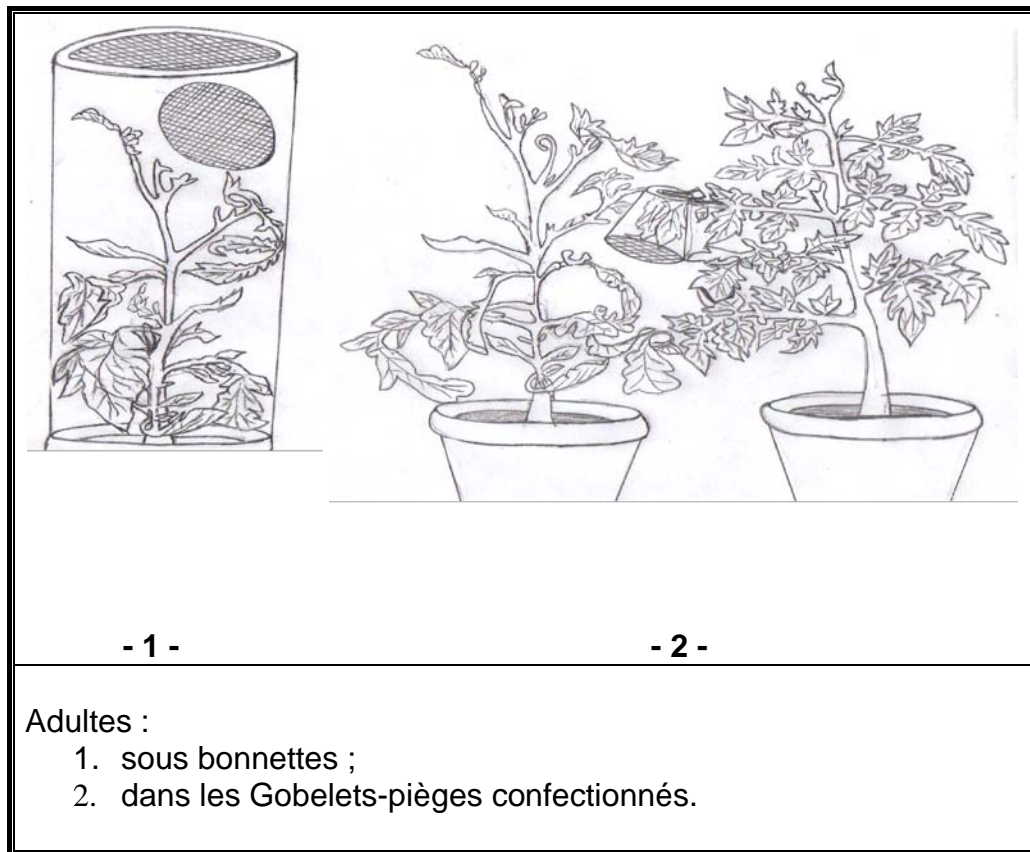


Figure 4. 12 : Isolement, maintien, et infestation artificielle par adultes de mouches blanches capturés.

#### 4. 2. 4. 3 Élevage et maintien d'individus virulifères du *Bemisia tabaci* Gennadius

Pour faire l'inoculation des plantes indicatrices par vecteur, il nous a fallu maintenir des élevages du vecteur au laboratoire, en effet les individus capturés sont mises directement sous Bonnettes ou dans les Gobelets-pièges confectionnés en contact des plants de tomate ramenés des mêmes sites de prélèvement et qui présentent les symptômes de la maladie, afin de renforcer leur infectivité dans les différents tests de transmission relatif à chaque zones prospectées (Nord ou Sud).

La descendance des individus collectés est mise, séparément pour chaque espèce d'aleurode, régions, ou essais, et déposé successivement et périodiquement sur nouveaux plants sains de tomate qui seront suivis sur plusieurs générations ; ce qui nous offrira la disponibilité des spécimens virulifères, en cas de besoins, durant toute notre expérimentation (figure 4. 13).



Figure 4. 13 : Maintien, élevage, et isolement des aleurodes au laboratoire

#### 4. 2. 4. 4 Conservation et fixation du *Bemisia tabaci* Gennadius

Afin de maintenir et de conserver les spécimens de mouches blanches collectées des différentes stations prospectées, pour de longues durées, nous les avons utilisé le Formol à 10%, afin qu'ils ne s'abîment pas.

Simultanément, les individus à identifier sont maintenus et placés immédiatement après prélèvement dans des boîtes de Pétri hermétiques au froid pendant 30 min à 1<sup>h</sup> à une température de 4 à 8°C (généralement à 5°C) ou 10 à 15 min à 0°C (congélation), afin de limiter leur mobilité et les immobiliser ; à condition de ne pas arriver au seuil létal de l'insecte. Ceci est appliqué plusieurs fois, dans le but de faciliter l'observation et l'identification de ces individus sous loupe binoculaire ou microscope optique, et donc, d'extrapoler et de trier les mouches blanches (*Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporarium*). Ensuite, ces individus doivent être éliminé afin d'éviter les risques de contamination et la propagation du vecteur.

#### 4. 2. 4. 5 Identification du *Bemisia tabaci* Gennadius

A chaque prélèvement, on procède à l'identification du *B. tabaci* au laboratoire grâce à l'observation macro et microscopiques des adultes et notamment des larves qui sont suivies dans les différentes étapes du cycle évolutif de l'insecte, et par le biais d'utilisation des clés d'identification d'insectes et d'aleurodes, ainsi que les comparaisons des mouches blanches observées avec des spécimens photographiés

obtenus sur Inter-Net et aussi, à l'aides précieuse du personnels spécialisés à l'INPV, l'INA, DSA, l'ITCMI, et au laboratoire de Zoologie de notre institut d'Agronomie.

#### 4. 2. 4. 6 Transmission persistante proprement dite

Pour faire l'inoculation des plantes indicatrices par *Bemisia tabaci*, il nous a fallu adapter et adopter plusieurs modalités de manipulation au laboratoire, dont :

- ✓ Application immédiate des individus capturés au moment des prospections, sur les variétés de tomate, disponibles à notre niveau (figure 4.14).

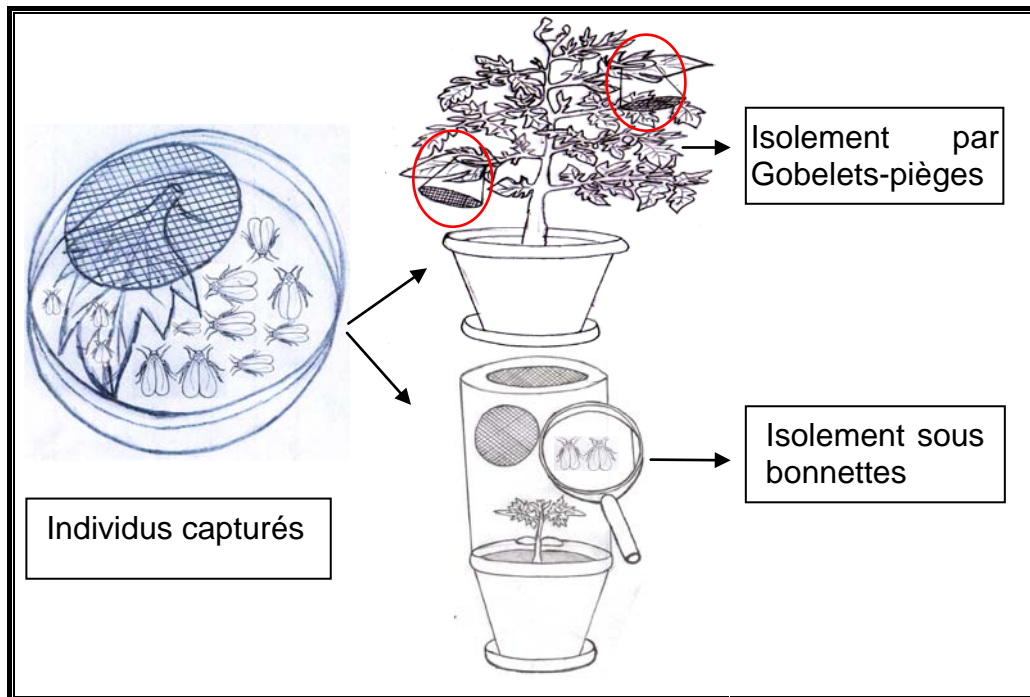


Figure 4. 14 : Mis immédiat des individus capturés d'aleurodes au contact de plantes saines indicatrices

- ✓ Maintien et renforcement de l'infectivité du vecteur en le plaçant en contact des plants en pot présentant les symptômes type de la maladie ou des fruits suspectés contaminés ayant une même provenance, de façon à choisir, seulement, les sites présentant, en même temps, les 3 facteurs : le vecteur, le fruit, et le plant de tomate (figure 4.15).

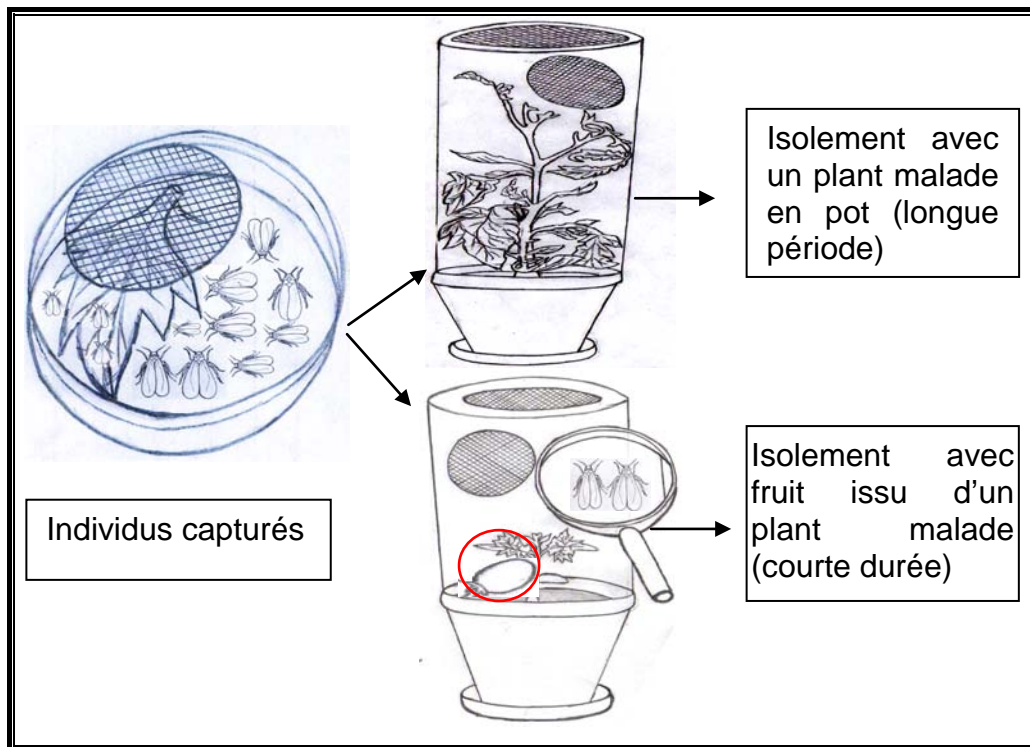


Figure 4. 15 : Maintien et isolement d'individus capturés d'aleurodes.

- ✓ Transfert périodique des aleurodes sur d'autres plants de tomate.
- ✓ En outre, simultanément et parallèlement, ces mêmes essais, ont été effectués pour la 2<sup>ème</sup> espèce d'aleurode "*Trialeurodes vaporarium*"; qui a été fréquemment présente avec l'espèce "*Bemisia tabaci*", dans nos sites d'études, afin de l'utiliser comme référence ou témoin pour confirmer et comparer les résultats.

On a procédé comme l'indique la figure 4.16 pour la réalisation du test de la transmission par vecteur :

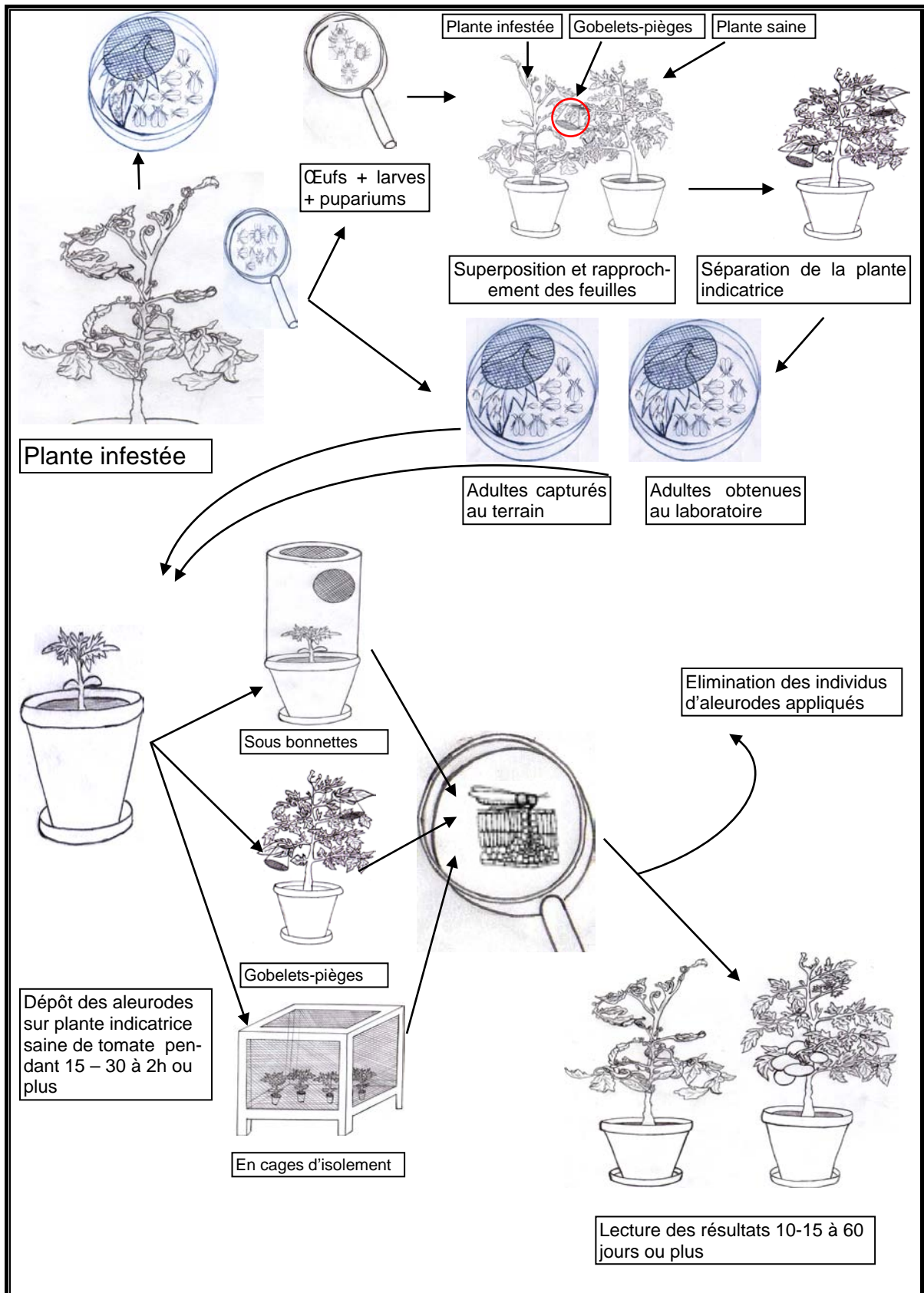


Figure 4. 16 : Mode opératoire du test d'inoculation par *Bemisia tabaci*

Généralement les œufs et les jeunes larves se trouvent sur les jeunes feuilles, alors que les larves âgées et les pupariums sont sur les anciennes feuilles. Les adultes sont très mobiles et se localisent habituellement à la face intérieure des feuilles.

Ainsi, les aleurodes suspectés virulifères sont déposées délicatement et séparément pour chaque sites, au contact des plants testés de tomate, pendant 15 min à 2 h, ce qui correspond à une période d'inoculation (IAP) de 15-30 min à 2 h [218] [332] [341], et dans certains cas durant des périodes plus longues, ces plants doivent être soit recouverts par des bonnettes, mis immédiatement à l'intérieur des cages d'élevage, ou en emprisonnant ces adultes capturés dans des Gobelets-pièges qui seront fixer sur le végétal, ceci nous permet de mettre à l'abris le végétal (isolement) d'une part, et d'emprisonner les adultes résultants, faciliter leur suivi et manipulation ultérieure, minimiser au maximum tous risques d'infestation et de propagation du vecteur, et donc l'interprétation des résultats.

En ce qui concerne les plants qui les contenant les œufs, les larves, et les pupariums suspectés virulifères; sont mis, soit directement au contact des plantes indicatrices, en rapprochant et superposant une feuille infestée avec celle des plantes saines; sans les détacher, pour les placer ensuite à l'intérieur des Gobelets-pièges qui ont été fixé au point de contact des 2 végétaux, soit en les couvrant des bonnette jusqu'à l'obtention des adultes qui vont être, aussi, utilisés ultérieurement dans l'expérimentation. Le même mode opératoire est appliqué aux adultes capturés immédiatement du terrain.

L'oviposition est de 2 à 3 jours en moyenne, après éclosion les larves du premier stade ( $L_1$ ) sont mobiles au début de leur développement pendant 48 h pour se fixer définitivement sur les faces inférieures des feuilles. La longévité des adultes est en moyenne de 20 jours [305]. Celle des femelles peut atteindre les 60 jours, alors que celle des mâles est, généralement, beaucoup plus courte : 9 à 17 jours [37] [307].

La lecture des résultats a commencé 10 à 15 jours après inoculation par vecteur, et peut être poursuivie, même au-delà de 60 jours en fonction d'apparition des symptômes.

Toutefois, Il est à noter que, durant toute l'expérimentation les plantes tests étaient misent dans des conditions optimales de développement (de l'insecte et du végétal), et que les aleurodes ont été éliminés à la fin des manipulations et lectures des résultats.

Les plants obtenus après inoculation par vecteur, ont, eux aussi, subi le test DAS- ÉLISA.

#### 4. 2. 5. Séro - détection du TYLCV

##### 4. 2. 5. 1 Méthodes immuno-enzymatiques

La spécificité des réactions anticorps-antigène, a fait des méthodes immunologiques, des outils très performants pour le diagnostic des maladies induites par les virus [118] [225]; elles sont basées sur les propriétés antigéniques de la capsid virale et permettent la détection quantitative de la particule virale [225].

Les techniques immunoenzymatiques comportent différentes variantes [118] [225]. Certaines font appel à des procédés directs de révélation (antigène du pathogène immobilisé et détecté à l'aide d'un anticorps spécifique marqué); qui sont les plus couramment utilisées, ou indirects (antigène immobilisé réagissant avec un anticorps spécifique non conjugué); lequel sera détecté à son tour à l'aide d'anti-anticorps conjugué, obtenu dans une autre espèce animale [118] [225]. De même, elle peut ne pas utiliser l'avantage du résultat sous formes numérique (mesure d'une densité optique), mais, proposent une visualisation de la réaction colorée. Cette dernière adopte comme support une membrane de nylon ou de nitrocellulose [118]. Parmi ces variantes on peut citer :

- ✓ Dot Blot (Dot Immuno Binding Assay) (DIBA);
- ✓ L'immuno- empreinte (ou tissue – Blot Immuno Assay) (TBIA) ;
- ✓ TAS-ELISA (*Triple Antibody Sandwich Assay*);
- ✓ Et DAS-ELISA (*Double Antibody Sandwich Assay*).

Dans notre expérimentation, nous avons utilisé la méthode DAS-ÉLISA, pour la détection de notre virus.



#### 4. 2. 5. 2 DAS-ELISA (Double Antibody Sandwich Assay)

La technique ELISA (Enzyme Linked Immuno-Sorbent-Assay) a véritablement révolutionné le domaine de diagnostic en virologie végétale [102] [225] [336]. Elle présente l'avantage d'être le mieux connu pour les différents virus, dont la détection en routine est possible, et permet, aussi, de s'affranchir des incertitudes liées à l'étude des symptômes et d'affirmer qu'une plante est effectivement infectée par le virus [80].

Le principe de ce test est la reconnaissance hautement spécifique entre « antigène-anticorps » et fait intervenir le couplage des anticorps avec une enzyme [87] [102] [336] (figure 4. 17).

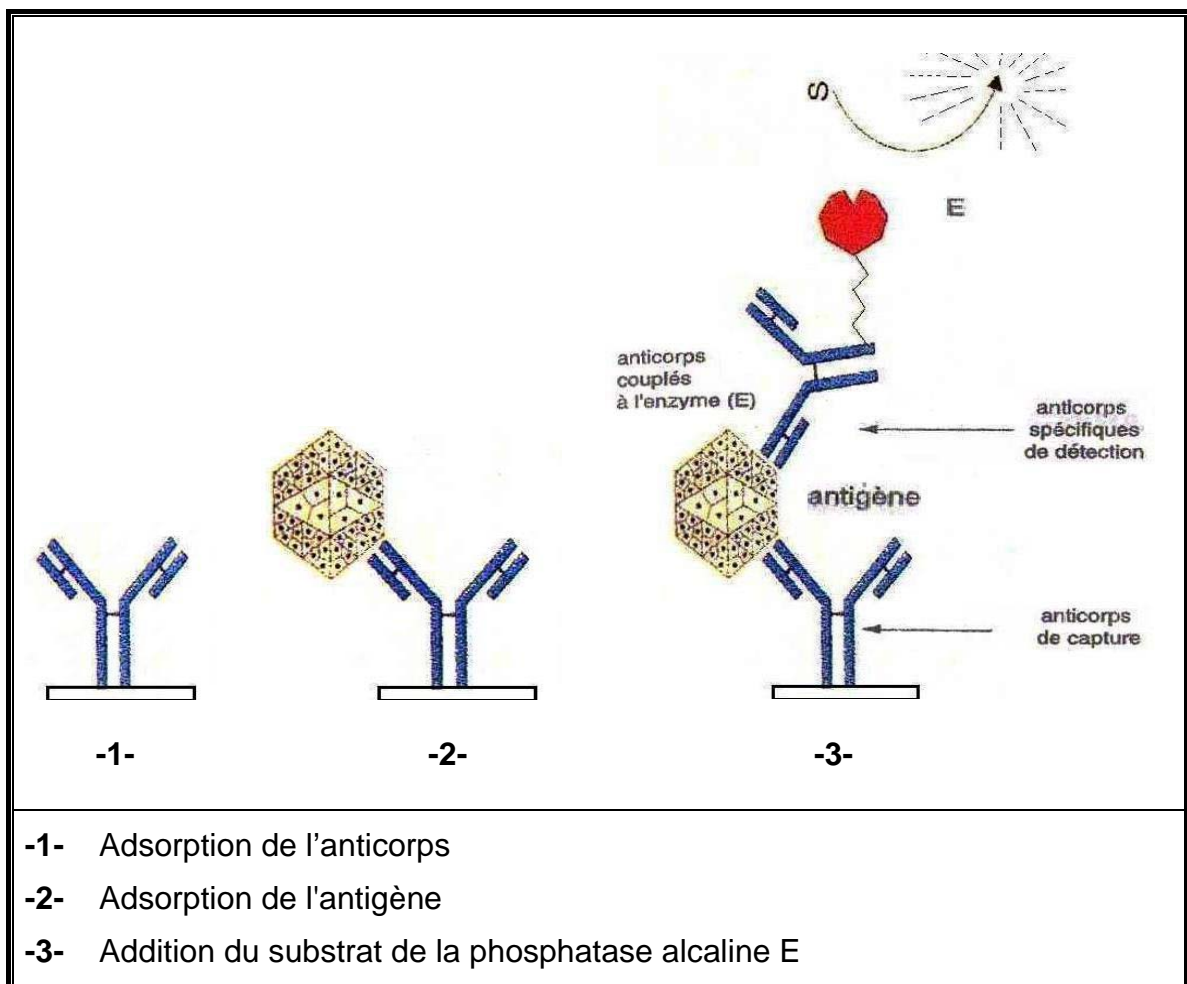


Figure 4. 17 : Principe du test ÉLISA [118] [225].

La **Gamma Immunoglobine** se trouve placée entre 2 couches d'anticorps spécifiques. L'affinité entre les IgG adsorbés aux parois de la cupule et le virus est grande, ce qui permet une concentration du virus, le tapis d'anticorps. Pour révéler la présence du virus retenu les mêmes IgG conjuguées à une enzyme: la Phosphatase alcaline sont utilisées [118], ce qui conduit à une réaction colorée dont l'intensité est proportionnelle à la quantité d'antigènes fixées [118]. La lecture des densités optiques est effectuée à une longueur d'onde de 405 nm, à l'aide d'un spectrophotomètre [118]. Sa sensibilité se situe entre 01 et 10 ng/ml, selon le virus considéré [118].

Ce marquage permet la visualisation du complexe antigène-anticorps grâce à une réaction enzymatique destinée à faire apparaître une réaction colorimétrique [118] [225].

#### 4. 2. 5. 3 Mode opératoire du test DAS-ÉLISA

##### 4. 2. 5. 3. 1 Extraction du virus

Les échantillons frais et conservés ont été broyés à froid à l'aide d'un mortier dans une solution tampon (1g de poids frais/ 2 ml de tampon phosphate Buffered Saline (PBS-T), pH = 7,4) en présence de Polyvinylpyrrolidone, 1% (PVP) du Sérum Albumine Bovine (SAB), 0,1%. Les jus virosés récupérés des échantillons ont été ensuite mis dans des tubes en plastique ou des Eppendorff, et conservés au froid (4°C).

Les échantillons testés ont été en nombre de 465 échantillons.

##### 4. 2. 5. 3. 2 Anticorps utilisés

Dans notre expérimentation on a utilisé la technique DAS-ELISA avec des anticorps polyclonaux fournis par le laboratoire BioReba (France).

##### 4. 2. 5. 3. 3 Préparation des plaques

La réalisation du test DAS-ELISA a été effectuée en déposant chaque échantillon dans un puits (figure 4. 18).

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	T	06	14	22	30	38	46	54	62	70	78	86
B	T <sup>F</sup>	07	15	23	31	39	47	55	63	71	79	87
C	T <sup>+</sup>	08	16	24	32	40	48	56	64	72	80	88
D	01	09	17	25	33	41	49	57	65	73	81	89
E	02	10	18	26	34	42	50	58	66	74	82	90
F	03	11	19	27	35	43	51	59	67	75	83	91
G	04	12	20	28	36	44	52	60	68	76	84	92
H	05	13	21	29	37	45	53	61	69	77	85	93

Figure 4. 18 : Plan d'une plaque ÉLISA; T<sup>F</sup>: Échantillon frais; T<sup>+</sup>: contrôle positif; T: Contrôle négatif; 1,2, ..... Échantillons.

#### 4. 2. 5. 3. 4 Protocole DAS-ÉLISA

Ce test comporte plusieurs étapes successives (figure 4.19) [118].

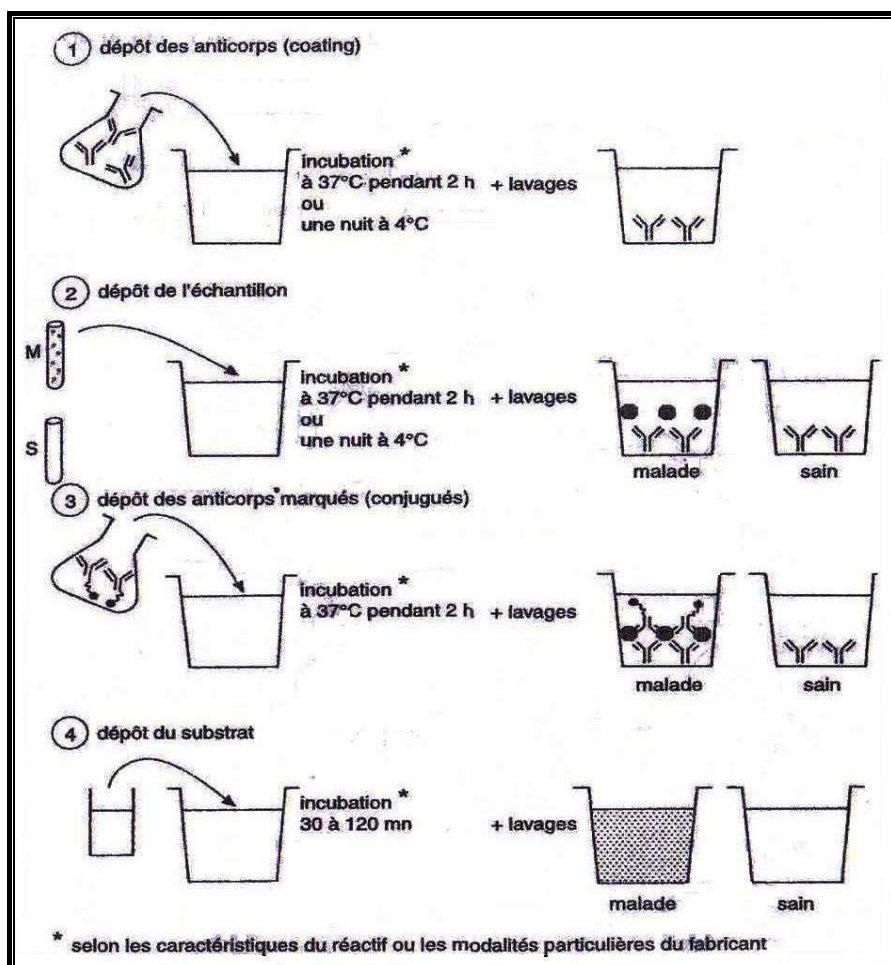


Figure 4. 19: Étapes successives d'un test DAS-ÉLISA [118].

**Étape 1:** Fixation des anticorps (figure 4. 20).



Figure 4. 20: Dépôt des anticorps dans les puits des plaques ELISA

- Diluer les anticorps au 1/100 dans le tampon de fixation.  
Pour une plaque diluer juste avant utilisation.

Tampon de fixation	10 ml
Anticorps	100 $\mu$ l

- **Incubation:** 2 h à 37 °c (les plaques sont couvertes avec un film plastique adhésif) (figure 4. 21).



Figure 4. 21 : Plaque mise à incubation à 37 °c

- Lavage : 3 lavages avec du PBS-TWEEN (figure 4. 22).



Figure 4. 22: Lavage de la plaque avec PBS-TWEEN

**Étape 2:** Dépôt des échantillons (figure 4. 23).

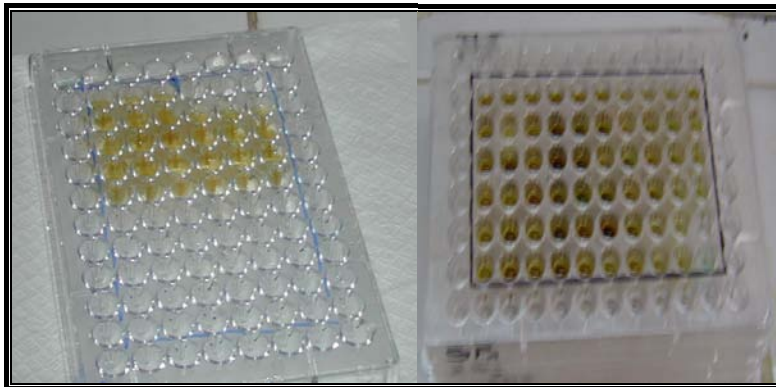


Figure 4. 23 : Dépôt des échantillons dans les puits des plaques ELISA

- Les échantillons broyés sont dilués au 1/3, 1/5 ou 1/10 dans un tampon de broyage adapté. Les jus peuvent se conserver 12 h à + 2 - 8 °c.
- Préparation des témoins: Les témoins sont lyophilisés et réhydratés dans 0.5, 1, ou 2 ml d'eau distillée. Après hydratation, les témoins doivent être conservés à + 2 - 8 °c et utilisés dans la journée.
- Incubation: 1 nuit à + 2 - 8 °c (les plaques sont couvertes avec un film plastique adhésif).
- Lavage: 2 lavages PBS-TWEEN puis 2 lavages PBS-TWEEN avec 3 min d'incubation entre chaque lavage.

**Étape 3:** Dépôt des anticorps conjugués (figure 4. 24).



Figure 4. 24 : Dépôt des anticorps conjugués dans les puits des plaques ELISA

- Diluer les anticorps conjugués au 1/100 dans le tampon de conjugué.  
Pour une plaque diluer juste avant utilisation.

Tampon conjugué	10 ml
Anticorps conjugué	100 $\mu$ l

- Incubation: 2 h à 37 °c (les plaques sont couvertes avec un film plastique adhésif).
- Lavage: 3 lavages avec du PBS-TWEEN.

**Étape 4:** Dépôt de substrat (figures 4. 25 et 4. 26).



Figure 4. 25: Dépôt du substrat de l'enzyme

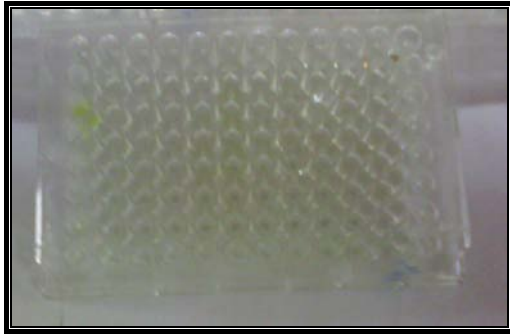


Figure 4. 26: Début de la réaction sérologique

- Dissoudre le PNPP juste avant utilisation dans le tampon de substrat.

Tampon substrat	10 ml
PNPP	2 pastilles de 5 mg

Pour une plaque diluer juste avant utilisation

- Incubation: 30 min à 37 °c puis à température ambiante.
- Lecture: 30 min, 1 h et 2 h après dépôt de substrat.

#### 4. 2. 5. 3. 5 Lecture et interprétation

Généralement les densités optiques (DO) sont lues avec un lecteur de plaque à la longueur d'onde de 405 nm.

Pour calculer les absorbances, les valeurs de DO des tampons, témoins et des échantillons sont les valeurs brutes diminuées de DO du substrat.

$$\text{DO échantillons} = \text{DO brute} - \text{moyenne des DO des puits de substrat}$$

L'interprétation du résultat est faite par le calcul d'un seuil de détection. Un échantillon est considéré positif lorsque sa densité optique est 2 fois la densité du témoin sain (figure 4. 27).

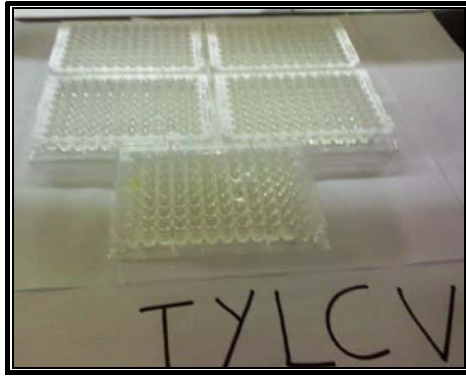


Figure 4. 27: Réaction sérologique

#### 4. 2. 6 Formules d'évaluations des symptômes

Pour évaluer et estimer les symptômes observés sur terrain et au laboratoire du *TYLCV* on s'est basé sur 2 critères, dont : le taux d'infection et l'incidence.

##### 4. 2. 6. 1 Formule du taux d'infection

Le taux de la maladie (**T**) [117] est donné par la formule:

$$T = \frac{\text{Nombre de plants prestants des symptômes}}{\text{Nombre total des plants testés}} \times 100$$

##### 4. 2. 6. 2 Formule d'incidence

L'incidence de la maladie (**I**) [117] est donnée par la formule suivante :

$$I = \frac{\text{Nombre de plants positifs}}{\text{Nombre total des plants testés}} \times 100$$



## CHAPITRE 5 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 5. 1 Résultats du diagnostic visuel direct

Au cours des prospections effectuées durant les campagnes 2004/2005, 2005/2006, 2006/2007, et 2007/2008, au niveau des serres abritants des cultures de tomate dans différents sites des régions du Sud, Intérieur, et du Nord, des symptômes sur tomate, donnant une allure rappelant celle du *TYLCV* ont été observés.

#### 5. 1. 1 Symptômes observés sur terrain

Tous les échantillons prélevés ont présenté des symptômes caractéristiques du *TYLCV*; dont les plus importants ont été ; la forme en cuillère, l'enroulement, nanisme, et chlorose ou jaunissement internervaire et marginal des feuilles suivi d'une réduction ou une déformation.

Cependant, de légères différences de ces symptômes, ont été enregistrées, selon le site de prospection et la variété cultivée ; mais qui restent comparable dans l'ensemble (tableau 5. 1) (figures 5. 1, 5. 2, et 5. 3):

Tableau 5. 1 : Principaux symptômes observés sur terrains

Zones	Principales variétés cultivées	Symptômes
Nord	<ul style="list-style-type: none"> <li>• St pierre</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- F. cuil.</li> <li>- Enrlt.</li> <li>- Chl./Jt. internervaires (des bordures des limbes foliaires et/ou systémiques).</li> <li>- Déf. + Réd. (notamment, les feuilles de l'apex).</li> <li>- Plants à aspect chétifs.</li> <li>- Production faible.</li> </ul>
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Nedjma</li> <li>• Zahra</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- F. cuil.</li> <li>- Enrlt.</li> <li>- Chl. /Jt. internervaires.</li> <li>- Déf. + Réd. (notamment, les feuilles de l'apex).</li> <li>- Plants à aspect chétifs.</li> <li>- N. + Rst.</li> <li>- Production faible.</li> </ul>
Intérieur	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Marmande</li> <li>• Agora</li> <li>• Var.indéterminées</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- F. cuil.</li> <li>- Enrlt.</li> <li>- N. + Rst.</li> <li>- Chl. / Jt. internervaires (des bordures des limbes foliaires et/ou systémiques).</li> <li>- Déf. + Réd.</li> <li>- Plants peu vigoureux.</li> <li>- Production faible.</li> </ul>
Sud	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sahra</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- F. cuil.</li> <li>- Enrlt. Excessif + coloration violacée des nervures.</li> <li>- N. + Rst.</li> <li>- Chl. et/ou Jt.</li> <li>- Déf. + Réd.</li> </ul>
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Marmande</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- F. cuil.</li> <li>- Enrlt.</li> <li>- N. + Rst.</li> <li>- Chl. et/ou Jt.</li> <li>- Déf. + Réd.</li> <li>- Production faible.</li> </ul>

**Légende :**

- F. cuil.** : Forme en cuillère des feuilles.  
**Enrlt.** : Enroulement foliaire.  
**N. + Rst.** : Nanismes et rabougrissement.  
**Chl. / Jt.** : Chloroses ou jaunissements foliaire.  
**Déf. + Réd.** : Déformations et réductions des surfaces des feuilles.  
**Var.** : Variétés.  
**/** : Ou.  
**+** : Et.

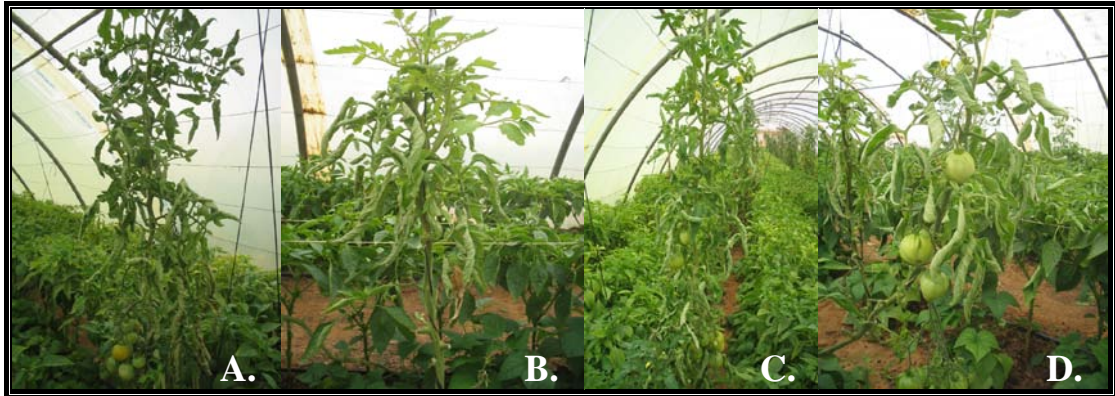


Figure 5.1 : Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Sud (Biskra) (A. : F. cuil., B. : Enrlt. Excessif, C. : Chl., D. : Nbre réduit de fruits)

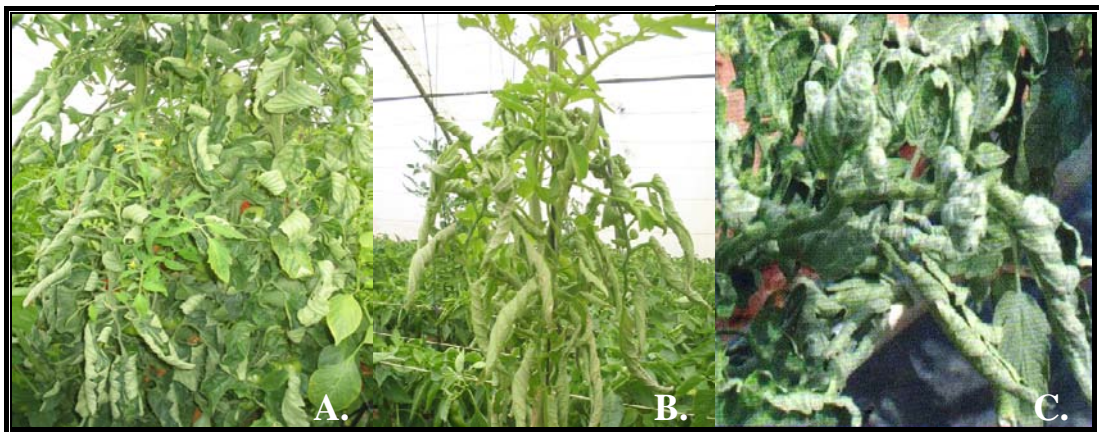


Figure 5.2 : Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Nord (A. : F. cuil. (Staouéli), B. : Chl. / Jt. (Bérard), C. : Enrlt. (Tipaza)).



Figure 5.3 : Principaux symptômes observés sur tomate, dans les zones Intérieur (Ain Bessem) (A. : Enrlt., B. : F. cuil., C. : Chl. / Jt.)

### 5. 1. 2 Importance des symptômes observés

Une variabilité de l'intensité des symptômes a été remarquée dans les différents sites prospectés. Les symptômes les plus sévères ont été observés dans les régions Sud, suivi des zones Nord. Tandis que les plantes des régions Intérieur, ont présenté des symptômes modérés (tableau 5. 2).

Tableau 5. 2 : Estimation visuelle de la sévérité des symptômes dans différents sites de prospection

Provenance			Sévérité des symptômes type (par Campagnes)			
Zones	Wilayas	Sites	2004/2005	2005/2006	2006/2007	2007/2008
Nord (***)	Alger	Ain Taya	( / )	( )	( )	( )
		Staouéli	( * )	( ** )	( *** )	( **** )
	Tipaza	Bérard	( )	( *** )	( *** )	( )
		Bousmail	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Ouhlma	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Hamer El Ain	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Ain Tagourait	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Bourkika	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Cherchell	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Tésirine	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Hadjout	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Sidi Rached	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		El Hamdania	( )	( *** )	( *** )	( **** )
		Beni Haoua	( )	( *** )	( *** )	( **** )
Hattatba	( )	( * )	( * )	( )		
Intérieur (*)	Blida	Soumaà	( )	( * )	( ** )	( *** )
		Bouinane	( * )	( ** )	( *** )	( *** )
		Boufarik	( )	( ** )	( ** )	( *** )
		El Afroun	( )	( * )	( ** )	( ** )
		Mouzaia	( )	( * )	( ** )	( ** )
		Oued El Oulleug	( )	( * )	( ** )	( ** )
		Ouled Chebbell	( )	( * )	( ** )	( ** )
	Bouira	Ain Bessem	( )	( )	( ** )	( *** )
		Souk El Khemis	( )	( )	( ** )	( *** )
	Sud (****)	Biskra	M'ziraà	( )	( **** )	( **** )
ITDAS			( )	( ** )	( **** )	( **** )
Tolga			( )	( **** )	( **** )	( )
M'chouneche			( )	( *** )	( *** )	( )
El Maleh			( )	( **** )	( **** )	( )
Ouargla		INRA (Tougourt)	( )	( ** )	( *** )	( **** )

#### Légende :

- ( / ) : Absence.  
 ( ) : Non prospectée.  
 ( \* ) : Sévérité et Importance des symptômes.  
 \* : Symptômes faibles.

- \*\* : Symptômes moyens.  
 \*\*\* : Symptômes importants.  
 \*\*\*\* : Symptômes très importants.  
 \*\*\*\*\* : Symptômes hautement forts.

## 5. 2 Discussion des symptômes observés

Les prospections menées sur terrain, nous ont permis de soupçonner la présence du *TYLCV*.

La grande variabilité et sévérité des symptômes remarqués, notamment au Nord et Sud, nous a poussé à émettre plusieurs hypothèses ; certaines sont relatives au virus lui-même, dont la possibilité de y avoir 2 variants différents du *TYLCV* dans notre pays provoquant les symptômes observés. Un variant du Sud est plus agressif, et qui provoque notamment la forme en cuillère, des enroulements sévères, des jaunissements, et des nanismes. Et un variant du Nord qui a tendance à provoquer des symptômes d'enroulement, la forme en cuillère, la réduction des feuilles, et jaunissement des bordures et/ou Internervaires des feuilles, lesquels coïncident, réciproquement avec les espèces *TYLCV-Ir* [120] [211] [287] et *TYLCV-Sar* [23] [73] [120] [123] [131] [211] [218] [287], ce qui rejoint les constatations de plusieurs auteurs tels que : Czosnek et al. (1990) [66], Hajimorad et al. (1996) [353], Padidam et al. (1997) [27], OEPP, 1997 [103], Fauquet et Mayo (1999) [287], Dalmon et al. (2000) [73], Hanafi (2000) [244], Hanafi (2001) [301], et Bernard et al. (2003) [80]. Alors que les symptômes les plus modérés ont été enregistrés dans les régions Intérieur, néanmoins, ces symptômes commencent à prendre de l'ampleur ces dernières années. Ceci, nous renvoi à suspecter la présence du même variant du Sud, particulièrement avec les échanges commerciaux et l'ouverture des nouvelles autoroutes dans notre pays.

D'autres facteurs sont relatives à la plante hôte elle-même, où certaines variétés de tomate ont montré moins de symptômes que d'autres ; c'est le cas des variétés de Sahra, au Sud et Nedjma au Nord, où le poids moyen des fruits n'est pas ou peu affecté ce qui peut expliquer la négligence et la sous-estimation des symptômes par nos agriculteurs. De même que la variété Marmande plantée à Ouargla a montré des symptômes qui diffèrent de la variété Sahra de Biskra qui s'est montrée plus productive en quantité et en qualité pour les régions du Sud. Les autres variétés se sont révélées plus sensibles.

En outre, ces symptômes peuvent être, aussi, influencer par les facteurs environnementaux et l'insuffisance des facteurs de production; dont, la période des prospections, la situation géographique de la zone de prospection, et les facteurs clima-

tiques. En effet nos résultats pourraient être expliqués par le fait que les plantes du Sud se trouvent dans une zone adéquate à l'expression des symptômes du *TYLCV* (températures adéquates et irrigations d'appoint), tandis que la zone Nord se caractérise par des précipitations et des températures irrégulières, qui peuvent masquer les symptômes.

L'absence des symptômes sur tomates issues de la région de Hattatba est peut être due au bon entretien et nettoyage des parcelles.

### 5.3 Greffage

Le greffage a été réussi à 90 % avec toutes les variétés et techniques de greffage utilisées (figure 5. 4).



Figure 5. 4 : Plants de tomate greffés

Des symptômes ont été observés dès la 2<sup>ème</sup> semaine du greffage, sur l'ensemble des plantes indicatrices de tomate utilisées. Ils sont généralement caractéristiques du *TYLCV*, et présentent une importance et intensité variables selon les variétés de tomate utilisées. Aussi, certaines variétés ont favorisé l'extériorisation de certains types de symptômes que d'autres, néanmoins, toutes ont montré la forme

en cuillère et le jaunissement, notamment des jeunes feuilles (tableau 5. 3) (figure 5. 5).

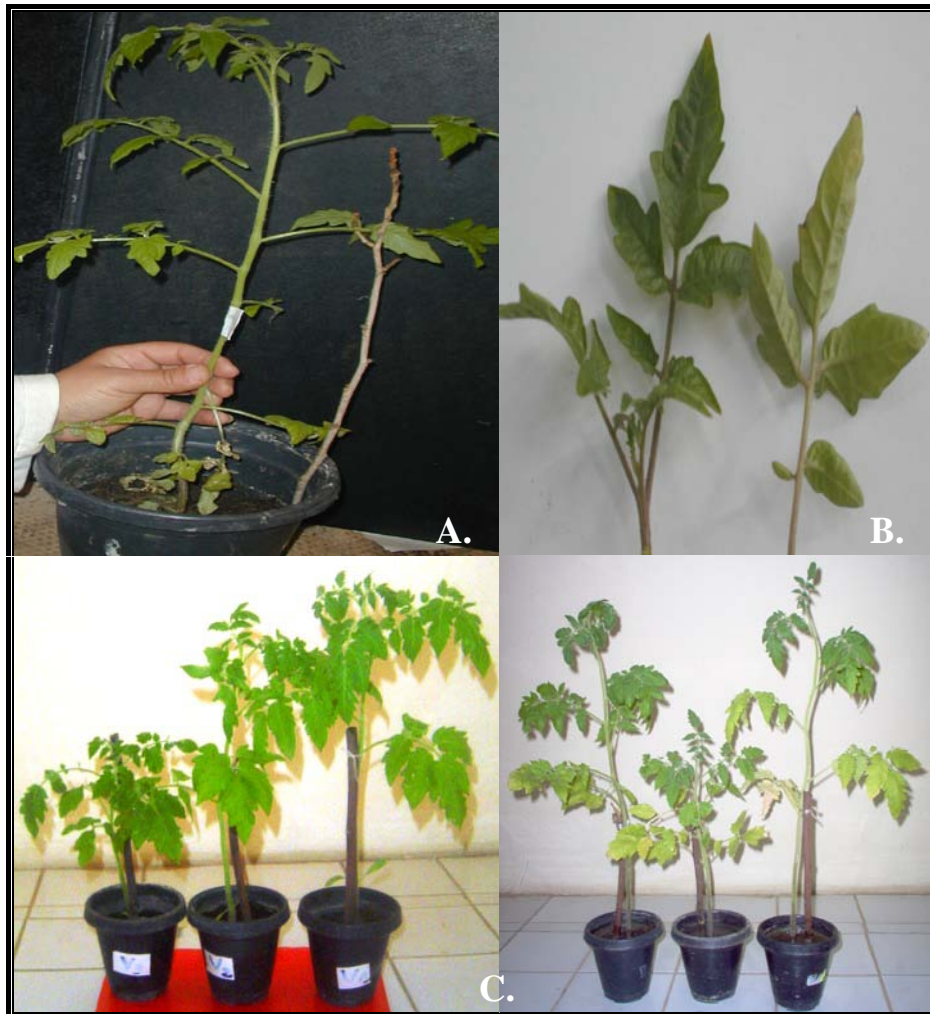


Figure 5. 5 : Plants de tomate après greffage (A.: Plant chétif, B.: F. cuil., C.: N. + Chl. / Jt.).

Tableau 5. 3 : Principaux symptômes extériorisés des plants après greffage

Variétés greffées de tomate	Sévérités des symptômes				Principaux symptômes extériorisés		
	Plants greffés confondus	Gref. Sud	Gref. Nord	Gref. Intérieur	Gref. Sud	Gref. Nord	Gref. Intérieur
<b>Agora (V1)</b>	**	**	*	*	Enrlt. , F. cuil., et Jt. Int.	Enrlt. et F. cuil.	Enrlt. et F. cuil.
<b>Marmande (V2)</b>	***	***	***	***	Feuilles chétives, enroulées + bordure jaune, et N.	Enrlt. et F. cuil. avec un léger Jt.	Enrlt. et F. cuil. + un Jt.
<b>St pierre (V3)</b>	****	****	****	****	Aspect aberrant des plants, F. cuil. , Chl., Déf. , Pt. folioles, et N.	Aspect aberrant des plants, F. cuil. , Chl., Pt folioles, et un léger N.	F. cuil. , Chl., Pt folioles, N., et Aspect aberrant des plants.
<b>Universal mech (V4)</b>	**	**	*	*	Peu d'Enrlt. et feuilles chétives en F. cuil. + un léger Jt. Marg.	Peu d'Enrlt. et Jt.	Peu d'Enrlt. et Jt.
<b>Elgon améliorée (V5)</b>	*	*	*	*	Peu d'Enrlt. et F. cuil.	Peu d'Enrlt.	Peu d'Enrlt.
<b>indéterminées (V6)</b>	***	***	**	**	Plants peu vigoureux, folioles Pt. de couleur vert pale à jaune, F. cuil. , et Rst.	Plants peu vigoureux, folioles Pt. de couleur vert pale, et F. cuil.	Plants peu vigoureux, folioles Pt. de couleur vert pale, et F. cuil.
<b>Zahra (V7)</b>	****	****	***	***	Enrlt. excessif, Déf. et F. cuil. , Jt. Int. à Jt. total du plant, et N.	Enrlt. excessif, Déf. et F. cuil. , léger Jt. Int, et N.	Enrlt., Déf. et F. cuil. , léger Jt. Int, et N.
<b>Nedjma (V8)</b>	**	**	*	*	Enrlt. , F. cuil. , et Jt. Int. à Jt. total du plant	Enrlt. , F. cuil. et Jt. Marg.	Enrlt. , F. cuil. et Jt. Marg.
<b>Témoins sains (Ts)</b>	(0)	(0)	(0)	(0)	(0)	(0)	(0)

**Légende :**

<b>(V)</b>	: Variété.
<b>(Ts)</b>	: Témoin sain.
<b>(*)</b>	: Degré d'intensité des symptômes
<b>*</b>	: Symptômes faibles.
<b>**</b>	: Symptômes moyens.
<b>***</b>	: Symptômes importants.
<b>****</b>	: Symptômes très importants.
<b>(0)</b>	: Absence des symptômes.
<b>+</b>	: Avec
<b>Gref.</b>	: Greffage.
<b>Greffage + site</b>	: Désigne les plants greffés avec des échantillons provenant du site choisi.

<b>F. cuil.</b>	: Forme en cuillère des feuilles.
<b>Enrlt</b>	: Enroulement foliaire.
<b>N.</b>	: Nanismes.
<b>Chl.</b>	: Chloroses foliaire.
<b>Jt.</b>	: Jaunissements foliaire.
<b>Jt. Int.</b>	: Jaunissements internervaires
<b>Jt. Marg.</b>	: Jaunissement marginal des feuilles.
<b>Déf.</b>	: Déformations foliaire.
<b>Réd.</b>	: Réductions.
<b>Pt.</b>	: Petits.



Certaines variétés se sont révélées plus sensibles que d'autres, et expriment mieux les symptômes que d'autres, c'est le cas, dans l'ordre décroissant, de la variété St pierre (V3), Zahra (V7), Marmande (V2), Agora (V1), Nedjma (V8), et des variétés industrielles (Universal mech (V4) et Elgon améliorée (V5)).

Les 2 premières variétés (V3 et V7) ont été les plus affectées et ont réagi différemment vis-à-vis les échantillons du Sud et du Nord, en effet, nous avons noté pour la variété St pierre greffée avec des échantillons du Sud, des symptômes plus sévères et plus rapide à apparaître (jaunissement, forme en cuillère, enroulement, petites folioles, et nanisme) que celles indexées avec les échantillons du Nord et d'Intérieur. Ces dernières ont montré des symptômes moins spectaculaires ou modérés (enroulement forme en cuillère, chlorose, aspect chétif des plants, et un léger nanisme).

Après la 3<sup>ème</sup> semaine du greffage, 70 % des plants ont extériorisé de symptômes type de la maladie, dont 90 % d'entre eux ont exprimés les symptômes type du TYLCV (55 % représente la région du Sud et 30 % pour la région du Nord et 15% au niveau des régions Intérieur), 20 % des plants ont été apparemment sains, et le reste (10 %), représente le pourcentage des plants perdus lors des manipulations. Les observations se sont poursuivies au-delà du 3<sup>ème</sup> mois, où tous les plants ont présenté les symptômes de la maladie (figures 5. 6, 5. 7, 5. 8 et 5.9).

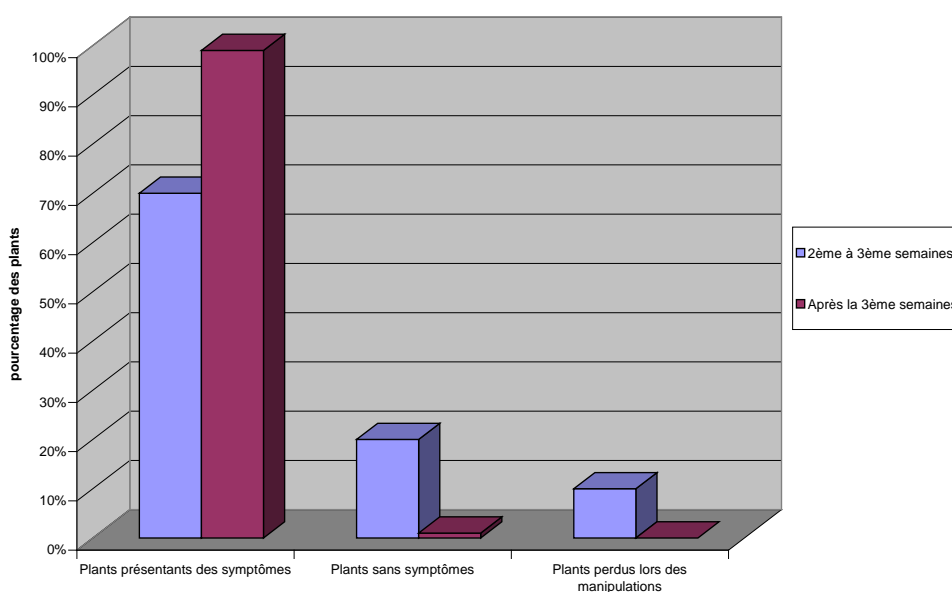


Figure 5. 6 : Estimation du taux d'infection des plants greffés

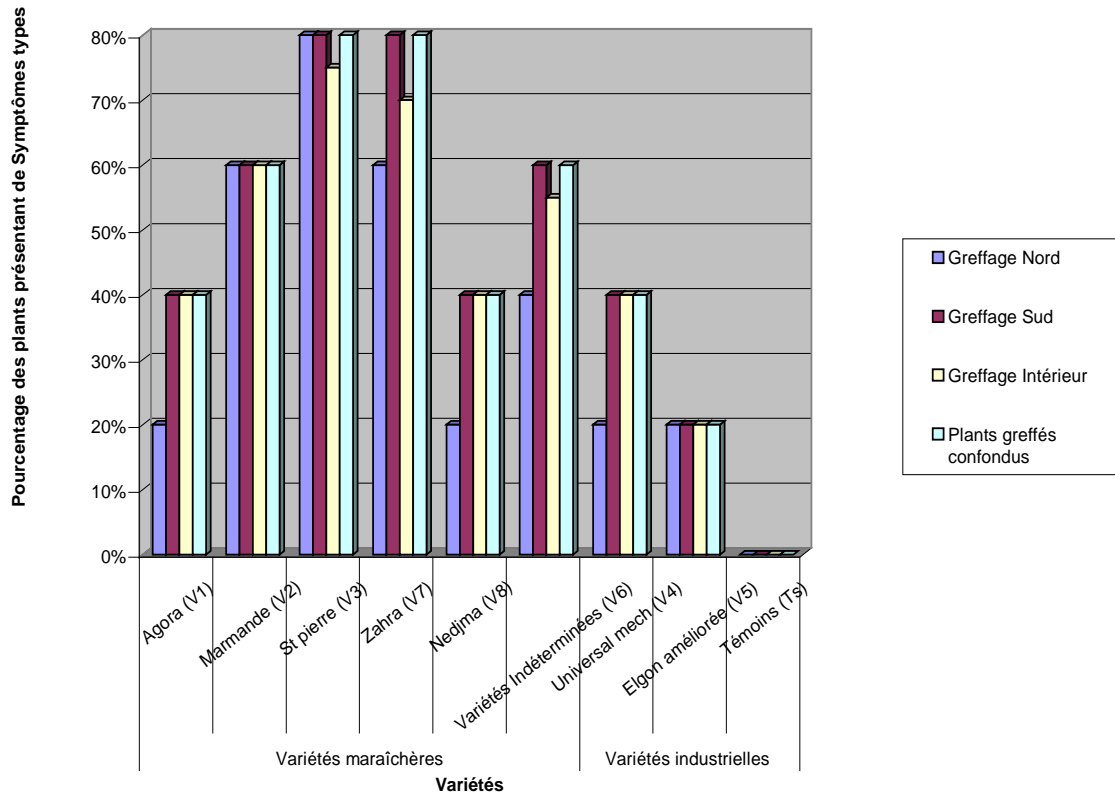


Figure 5. 7 : Estimation du taux d'infection des plants greffés par variétés

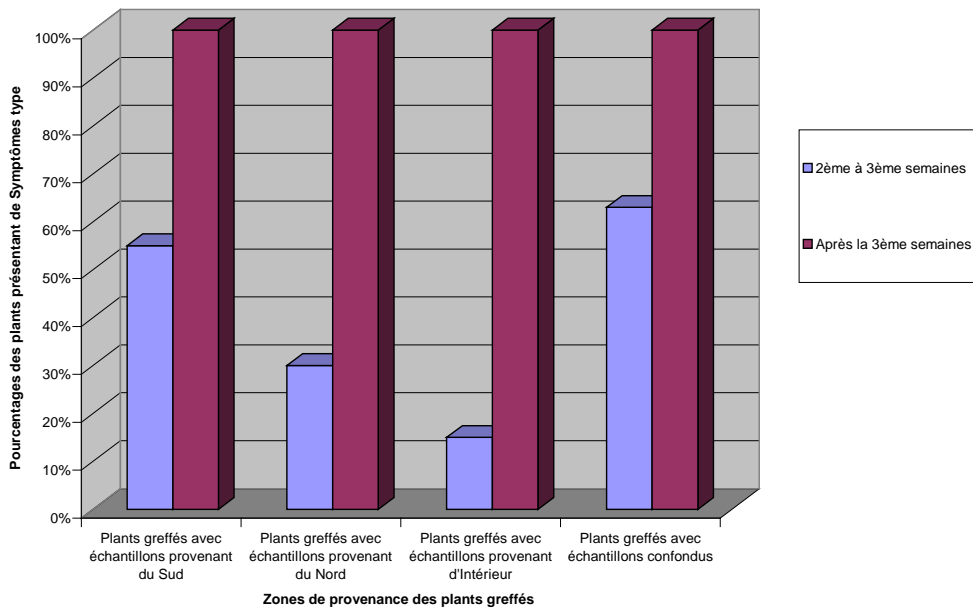


Figure 5. 8 : Estimation du taux d'infection des plants greffés par zones

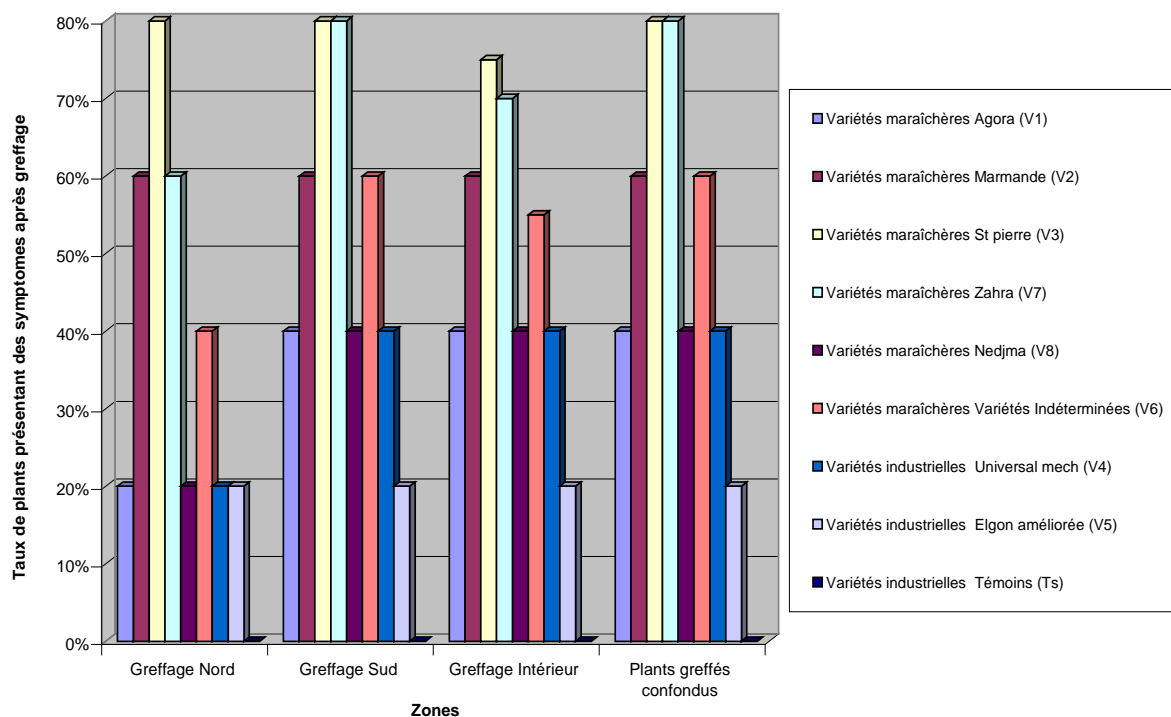


Figure 5. 9 : Estimation du taux d'infection des plants greffés par zones et par variétés confondus

#### 5. 4 Discussion du greffage

La réussite du greffage a été essentiellement due à l'utilisation de greffons et le portes greffes appartenant à une même variété.

Les résultats basés sur l'observation visuelle des symptômes au laboratoire, sur une gamme d'hôte constituée de plusieurs variétés greffées de tomate, sont semblables à ceux observés sur terrain ; il s'agit, principalement, de la forme en cuillère, déformations foliaires, chloroses et jaunissements, nanisme, et l'aspect chétif des plants, mais avec une sévérité qui diffère selon le site d'étude.

Cette nette variabilité d'extériorisation des symptômes a été remarquée, particulièrement, pour les variétés St pierre et de Zahra vis-à-vis des échantillons greffés avec des échantillons provenant du Nord et du Sud, ce qui renforce notre hypothèse d'existence de 2 variantes du *TYLCV* dans notre pays.

Ainsi, l'utilisation de la variété Zahra, dans notre expérimentation, nous a permis de confirmer les symptômes observés sur terrain sur la même variété.

Aussi, les températures, à un certain seuil peuvent inhiber ou accentuer l'extériorisation des symptômes ; dans notre cas, on a constaté une décroissance de ces derniers à des hautes températures.

La réaction des plantes indicatrices vis-à-vis les échantillons greffés provenant du Nord et du Sud; notamment, la variété St pierre nous donne allures qu'on est en face de 2 variantes du *TYLCV*, ce qui joint les observations du terrain et renforce notre hypothèse proposée.

## 5. 5 Efficacité de la transmission par *Bemisia tabaci* Gennadius

### 5. 5. 1 Résultats de l'analyse faunistique des mouches blanches

L'analyse faunistique des aleurodes effectuée durant notre travail expérimental souligne la présence de 2 espèces d'aleurode, sur tomate, très semblables; *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (figures 5. 10 et 5. 11).

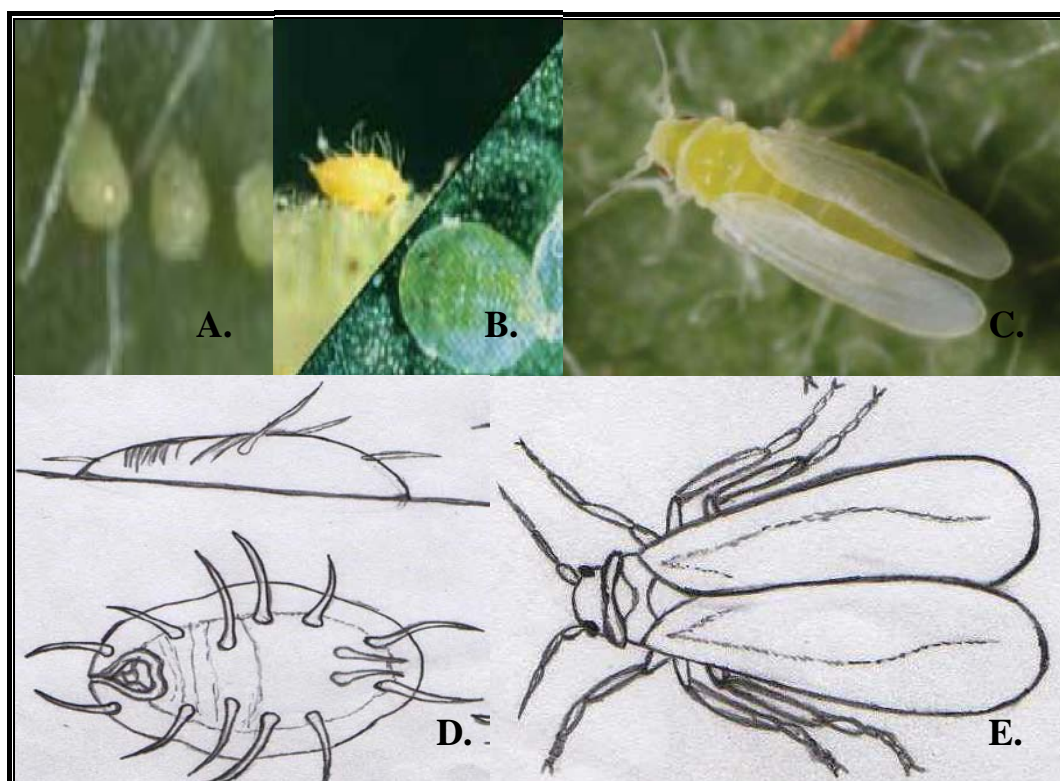


Figure 5. 10 : Différents stades distinctifs du *Bemisia tabaci* Gennadius (A. : Œufs (GX1/125), B. et D. : Larve (GX1/40), C. et E. : Adulte (GX1/32)) (modifié d'après [244] [305] (Schémas originaux).

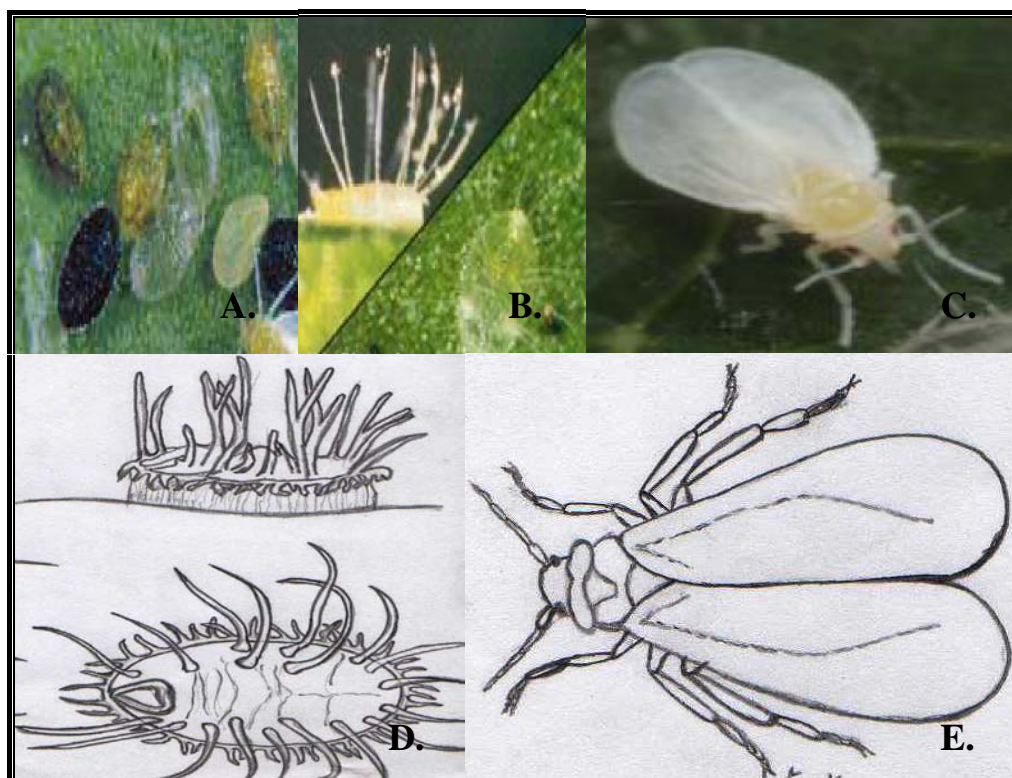


Figure 5. 11 : Différents stades distinctifs du *Trialeurodes vaporariorum* Westwood Westwood (A. : Œufs (GX1/120), B. et D. : Larve (GX1/30), C. et E. : Adulte (GX1/20)) (modifié d'après [305] (Schémas originaux).

La distinction entre ces 2 espèces ne peut se faire de façon sûre qu'au microscope ou par l'analyse bio-enzymatique [244] [293] [301] [307] et moléculaire (électrophorèse isoélectrique, AFLP, analyse des marqueurs mitochondriaux, RAPD-PCR, et l'étude des microsatellites) [55]. Toutefois, pour notre cas, on s'est basé principalement sur les critères morphologiques, écologiques, et comportementaux [305] [307].

Généralement, les mâles des mouches blanches sont plus petits que les femelles [305] [307]. La présence ou l'absence des pores ciriers composés sur la partie dorsale des différents stades larvaires représente le premier critère de distinction des sous familles des aleurodes [305] [307]. Ils sont présent sur la face dorsale du puparium, chez la sous famille des Aleurodicinées, et absent chez la sous famille des Aleurodinées, mais il y d'autres types de pores qui secrètent la cire chez les différents stades larvaires [301] [305] [307]. La région submarginale ou frange marginale

des larves prénymphales disparaît chez les 2 espèces d'aleurodes à la phase nymphale [305] [307].

Le 4<sup>ème</sup> stade larvaire se distingue par l'observation des bordures marginales et des stylets mandibulaire et maxillaire ; en effet, les bordures marginales sont absentes à la phase nymphale et les stylets sont collés les uns aux autres montrant la phase de jeûne [305] [307].

La forme et la taille des soies des différents stades larvaires, peuvent parfois disparaître partiellement ou totalement en fonction de la structure de la feuille du végétal sur laquelle est fixée la larve. Les feuilles poilues sont pourvues de nombreuses soies, et sur les feuilles glabres les soies sont moins nombreuses [307].

Les principaux autres caractères sont représentés dans le tableau 5. 4.

Tableau 5. 4. : Principaux caractères distinctifs entre *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum*

Critères distinctifs		Aleurodes		Références
		<i>Bemisia tabaci</i>	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	
<b>Comportement</b>	Distribution spatiale verticale (dans la plante)	Dispersé sur toute la plante	Notamment en apex des plantes	[264] [306]
<b>Biologie</b>	Cycle de développement	Plus lent, et peut cesser toute activité en hiver même en serre.	Moins lent	[252] [306] [354]
	Longévité d'un adulte	20 jours en moyenne	30 jours en moyenne	[307] [354]
	Accouplement	A lieu 2 jours après l'émergence des adulte.	A lieu 2 à 6 jours après l'émergence des adultes.	[264] [306]
<b>Écologie</b>	Exigence en températures	Plus exigeant.	Moins exigeante	[264] [306]
<b>Adulte</b>	Taille (envergure)	Plus petit	Petit	[264] [306]
	Position des ailes au repos	Repliées en toit, mais ne sont pas complètement jointives dorsalement	Dressées parallèlement sur l'abdomen et la surface du végétal, et elles sont jointives dorsalement	[264] [306]
	Partie distale de l'aile	apparaît plus ou moins pointue	Arrondies postérieurement.	[306] [354]
<b>Œufs</b>	Coloration	Reste vert-jaunâtre et brun-orangé à la fin de l'incubation	Vire en brun à noir	[264] [306]
	Mensuration (rapport : longueur / largeur)	Partie bulbairre : relativement le même	Partie bulbairre : relativement le même	[264]
		Partie proximale et distale: petite	Partie proximale et distale: légèrement plus grande	[264]

.../...

Suite tableau 5. 4. : Principaux caractères distinctifs entre *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum*

Critères distinctifs		Aleurodes		Références
		<i>Bemisia tabaci</i>	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	
Larves	Couleurs	Jaune citron	Transparentes à blanchâtres	[264] [356]
	Taille des différents stades larvaires	Petites	Toujours supérieures quelques soit le stade larvaire	[306] [354]
	Crête médiane	Inexistante	Apparente au 2 premiers stades larvaires	[354] [356]
	Région submarginale	Plus large quelques soit le stade larvaire	Petite	[354] [356]
	Nombre de soies fixées sur les dents marginales de la larve du 1 <sup>er</sup> stade	17 paires	14 à 16 paires	[307] [355]
	Forme et taille des soies des différents stades larvaires	Soies longues et réparties indifféremment à la surface du corps	Soies courtes et réparties à égale distance l'une de l'autre	[307] [355]
	Forme du 4 <sup>ème</sup> stade larvaire	Partie postérieure se termine en pointe	Partie postérieure arrondie	[354] [356]
	Présence de soies sur la face dorsale	7 paires de soies	8 paires de soies	[307] [355]
	Expansions cireuses (ou soies ciriers) de la frange de cire marginale	Absentes	Présentent autour de la partie périphérique du corps	[354] [356]
	Aspect des larves à la phase prénymphe sur la feuille	Surélevé	Bien aplatie.	[306] [354]
	Région submarginale ou frange marginale des larves prénymphe	Plus large	Moins large	[354] [356].

.../...



Suite tableau 5. 4. : Principaux caractères distinctifs entre *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum*

Critères distinctifs		Aleurodes		Références
		<i>Bemisia tabaci</i>	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	
Puparium	Forme (en vue latérale)	Aplatie	Ovale, arrondi postérieurement	[354] [356]
	Bords latéraux (ou parois latérales)	Obliques	Droites et placées perpendiculairement au support	[354] [356]
	Ornementation du corps	Pourvu de 7 paires de soies dorsales qui sont plus longues	Présence d'expansions cireuses dorsales (à ne pas confondre avec des soies).	[264] [307] [355]

Ces 2 espèces peuvent être confondues et se retrouvées en même temps sur un même plant; comme les ont signalés plusieurs auteurs [307]. Cependant, à notre niveau, leurs proportions diffèrent selon les zones prospectées (figure 5. 12).

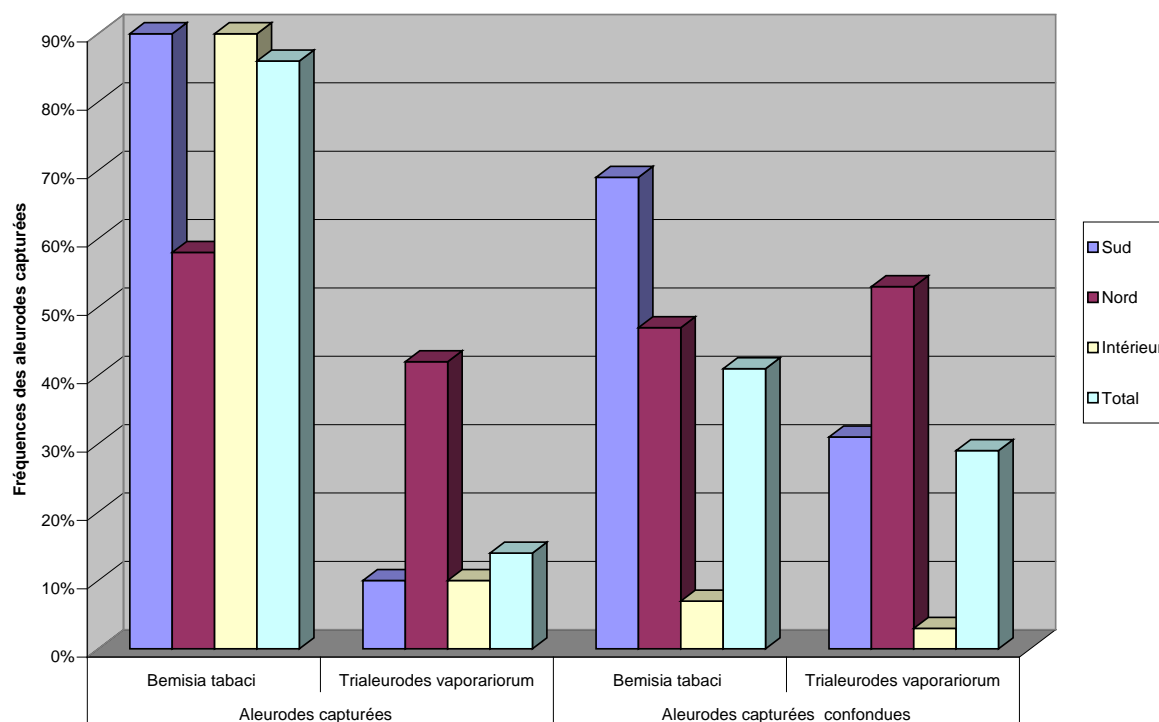


Figure 5. 12 : Fréquence de *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum* Westwood dans les différentes zones prospectées (par zones)

Aussi, on a constaté que les mouches blanches des sites Sud présentent le plus grand effectif, où l'espèce *Bemisia tabaci* Gennadius prédomine quantitativement (69 %), suivies des sites Nord où la 2<sup>ème</sup> espèce prédomine (53 %). Tandis que, les régions d'Intérieur présentent une plus faible fréquence, avec une dominance de *Bemisia tabaci* Gennadius (07 %) (figure 5. 13).

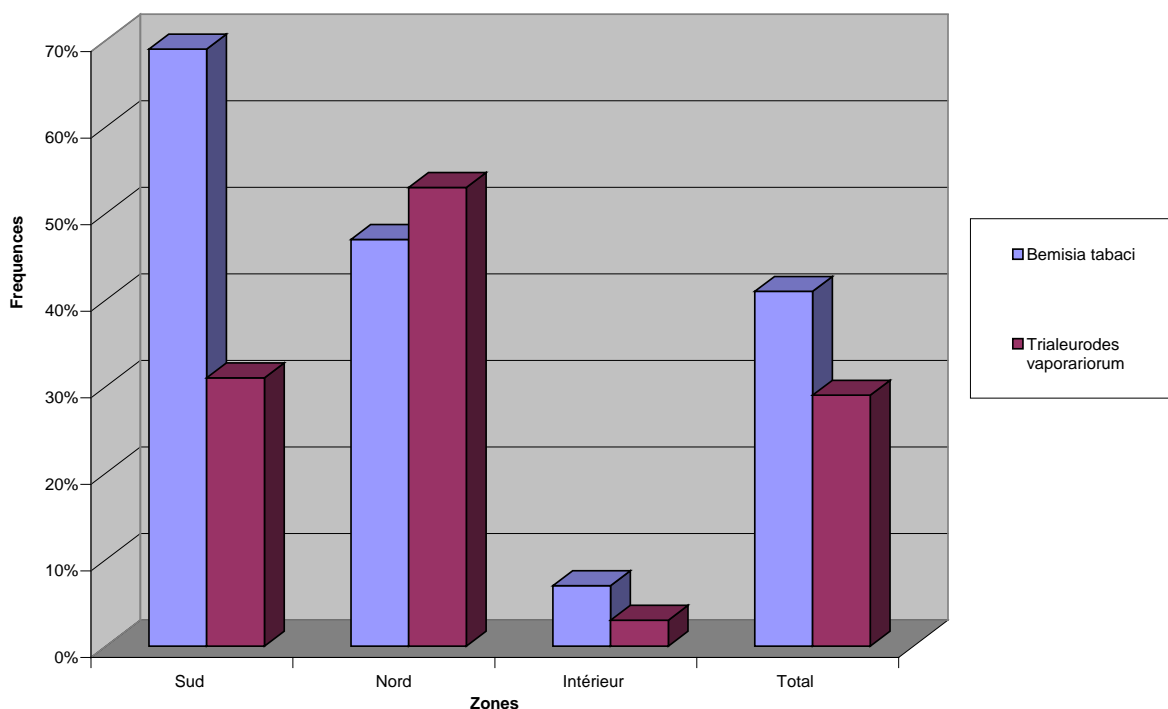


Figure 5. 13 : Fréquence de *Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum* Westwood dans les différentes zones prospectées (par aleurodes)

### 5. 5. 2 Discussion de l'analyse faunistique

L'identification du *Bemisia tabaci*, a été très délicate à mettre en évidence à cause de ses caractères morphologiques très rapprochés à semblables à ceux du *Trialeurodes vaporariorum* Westwood [244] [301]; toute fois, un examen attentif de la morphologie de ces 2 espèces, au microscope, révèle des différences. Le stade adulte de *B. tabaci* se reconnaît à sa relative mobilité, sa couleur toujours blanchâtre, sa petite taille, et ses ailes qui sont au repos plus fortement collées au corps que celles de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood qui est plus grand et d'un aspect plus triangulaire [244] [301] [354]. Les œufs de ces 2 espèces sont faciles à différencier car celles de *Bemisia tabaci* Gennadius sont d'un vert jaunâtre et ne changent pas en brun [244] [301]. Les stades immatures (principalement sur le 4<sup>ème</sup> stade larvaire) peuvent, aussi, être utilisés pour les différencier, dont on fait appel à un ensemble complexe de caractères structuraux d'une part et chétotoxiques de l'autre [288] [356]; celui de *T. vaporariorum* est de forme ovoïde régulière, à côtés droits en vue latérale et dans la majorité des cas à 12 grandes soies cirieuses; celui de *B. tabaci* a une forme ovale irrégulière comme une crêpe, à côtés obliques et à soies plus

courtes et plus fines. Ce qui rejoint les constatations de Gill (1982) [355], Martin (1987) [354], Martin et al. (2000) [306], Hanafi (2001) [301], et Ben Messaoud (2005) [307]. Dans notre cas, on s'est basé essentiellement sur les stades immatures qui sont les plus faciles à étudier que les Imagos.

On outre, il faut souligner, aussi, que ces 2 espèces identifiées ont déjà été signalées en Algérie [307] [357]. Selon, les cadres du personnels de l'ITCMI, *Bemisia tabaci Gennadius* marqué une absence ces dernières dizaine années dans les régions côtières ; probablement à cause des dégradations et des changements climatiques qui ont touchées notre pays ces dernières années (longues période froides). Tandis que, depuis l'année 2005, il y eu des longues périodes de chaleurs dont on suppose qu'elles sont à l'origine de sa réapparition dans notre pays.

Le nombre de ces 2 espèces varie d'une région prospectée à une autre; l'effectif élevé du *Bemisia tabaci Gennadius* dans les régions du Sud par rapport au *Trialeurodes vaporariorum* Westwooden le comparant avec les autres zones est peut être expliqué, principalement, à la localisation géographique et aux facteurs environnementaux ; notamment des températures élevées, ce qui rejoint les travaux de Ben Messaoud (2005) [307]. En effet, le développement et la durée de vie de l'adulte du *Bemisia tabaci Gennadius* est très dépendant de cette dernière [244] [258] [301] [307], mais ceci ne diminue pas l'importance des autres facteurs tels que les caractères déjà cités relatifs à l'espèce *Bemisia tabaci Gennadius* elle-même ou la gamme d'hôtes, qui agissent sur la longévité et la fécondité des adultes [307]. En outre, selon Hanafi (2001) [301], les potentialités de développement de *Bemisia tabaci Gennadius* varient selon les différentes zones climatiques et dans ses conditions favorables au développement, cette espèce s'installe d'une manière stable dans les différentes agro-écosystèmes que ça soit en plein champ ou en sous abri. Les températures inférieures à 0°C sont létales pour *Bemisia* [244] [258] [301] [307]. Comme on peut y ajouter, aussi, l'état des parcelles notamment l'application des pesticides dans cette région (chaque 4 jours).

Tandis qu'aux régions Nord, c'est la 2<sup>ème</sup> espèce (*Trialeurodes vaporariorum*) qui prend la relève ; ceci peut être suscité par les conditions climatiques (notamment, les basses températures) qui sont beaucoup plus adéquates à la 2<sup>ème</sup> espèce que *Bemisia tabaci Gennadius* (régions relativement froides). Dans les régions Intérieur

(Bouira), cette dernière espèce a commencé à prendre de l'ampleur qui peut être occasionné par les changements et les dégradations climatiques qui ont régnés dans cette zone (hautes températures), ainsi qu'aux caractères biologiques de l'espèce elle-même (sa grande pullulation et son adaptation dans tous les biotypes) par rapport à l'autre espèce. En outre, on peut y ajouter la possibilité d'être véhiculé par les moyens humains et les échanges commerciaux, entre autre les voyageurs, notamment avec l'expansion et l'amélioration des services des transports et des moyens de déplacement et l'ouverture des nouvelles routes nationales; notamment, celle qui passe par Biskra et Bouira vers la capital Alger.

Les différents biotypes n'ont pas pu être identifiés, vu que leurs mise en évidence nécessite l'identification de leurs profils enzymatiques spécifiques [244] [301] [307] et moléculaire. Néanmoins, Ben Messaoud (2005) [307] a signalé la présence du biotype Q dans nos principales régions à vocation maraichères, notamment au Sud.

### 5. 5. 3 Transmission par *Bemisia tabaci* Gennadius

Pareillement aux plants greffés, l'ensemble des variétés inoculées biologiquement par *Bemisia tabaci* Gennadius ont extériorisé les symptômes type du TYLCV; notamment des perturbations de la croissance, feuilles de taille réduites, jaunissement et la forme en cuillère (figures 5. 14 et 5. 15).

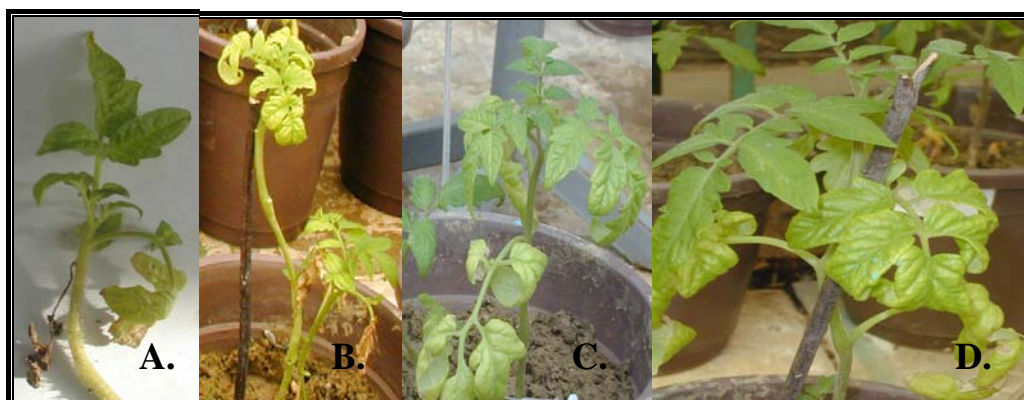


Figure 5. 14 : Symptômes des plants inoculés par vecteurs provenant du Sud (A. : N. et F. cuil., B. : Jt., C. : Chl. et aspect chétif, D. : Enrlt. excessif et Jt. Int.).

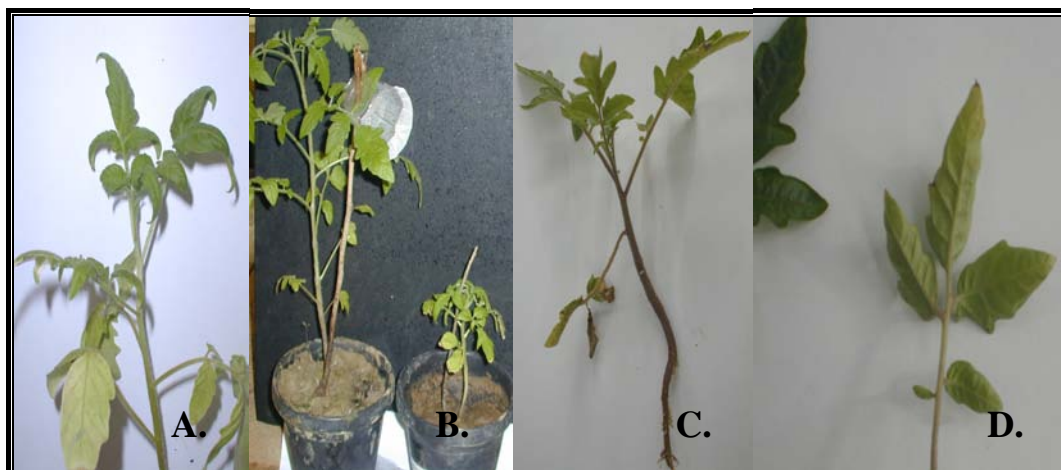


Figure 5. 15 : Symptômes des plants inoculés par vecteurs provenant du Nord (A. : chl. et Enrlt., B. : N., C. : N., aspect chétif et F. cuil., D. : F. cuil.).

Généralement, les symptômes ont commencé à apparaître dès les 15 à 30 jours, après inoculation, au 2<sup>ème</sup> mois, 80 % des plantes indicatrices ont extériorisés des symptômes type du TYLCV, dont, 59 % des aleurodes virulifères capturés dans le Sud et 40 % des aleurodes virulifères provenant du Nord, et 1 % représente des plants testés par d'autre l'aleurode *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (figures 5. 16 et 5. 17).

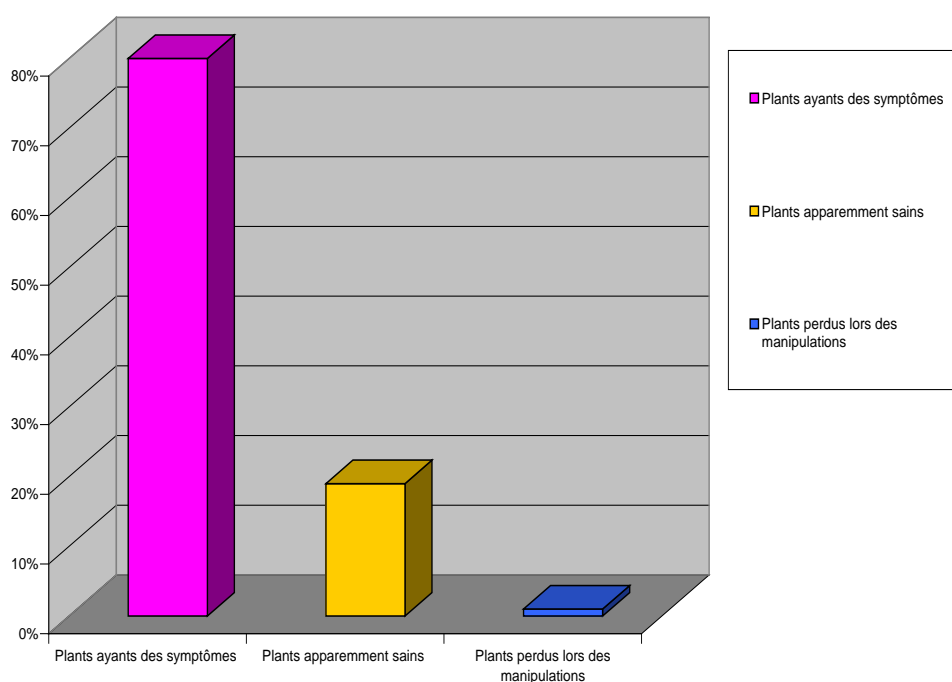
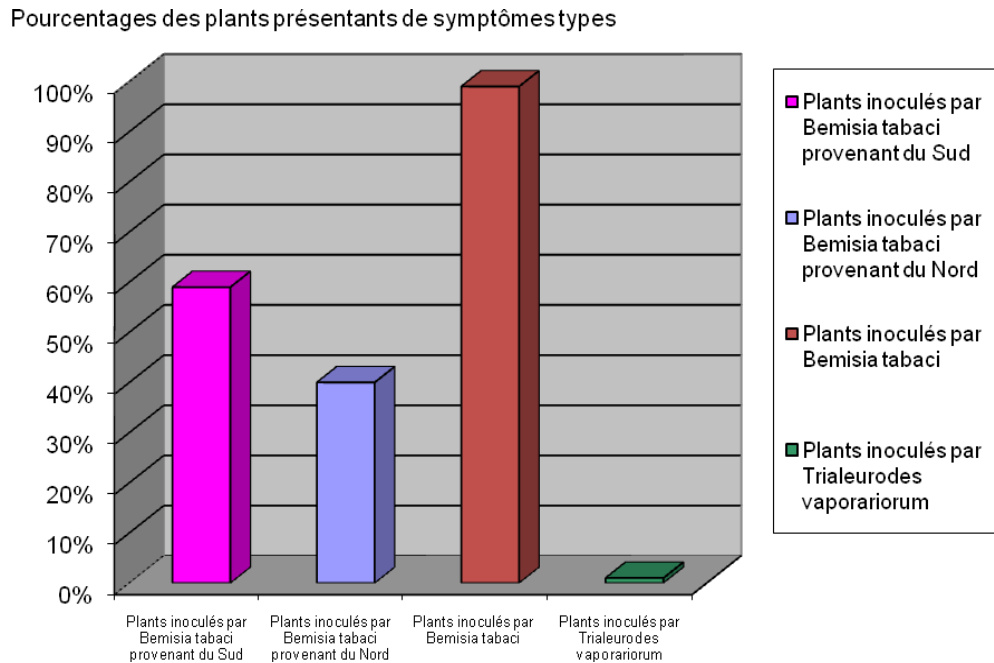


Figure 5. 16 : Taux des plants présentant des symptômes

Figure 5. 17 : Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par aleurodes (*Bemisia tabaci* Gennadius et *Trialeurodes vaporariorum*)

En ce qui concerne la descendance du *Bemisia tabaci*, on a eu les mêmes résultats, avec une légère différence (régression) notamment pour les individus provenant du Nord (une légère régression) (figure 5. 18).

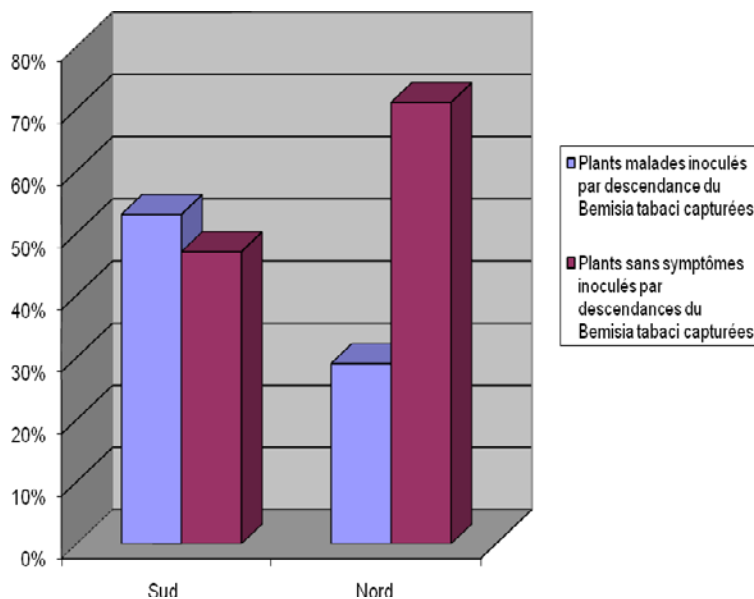


Figure 5. 18 : Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par la descendance du *Bemisia tabaci Gennadius*

Le déclin d'extériorisation des symptômes, a été constaté, aussi, pour les tests de transmission concernant des individus capturés du terrain qui ont été isolés périodiquement pendant de longues durées (10 à 20 jours) sans nourriture à des températures plus ou moins élevées ou basses, afin de favoriser une espèce d'aleurode par rapport à d'autres (températures élevées pour *Bemisia tabaci Gennadius* et températures basses *Trialeurodes vaporariorum*). Les résultats obtenus ont révélé une certaine régression des symptômes observés notamment pour les individus capturés du Nord. Seulement 45 % des plants ont extériorisé des symptômes (figure 5. 19)

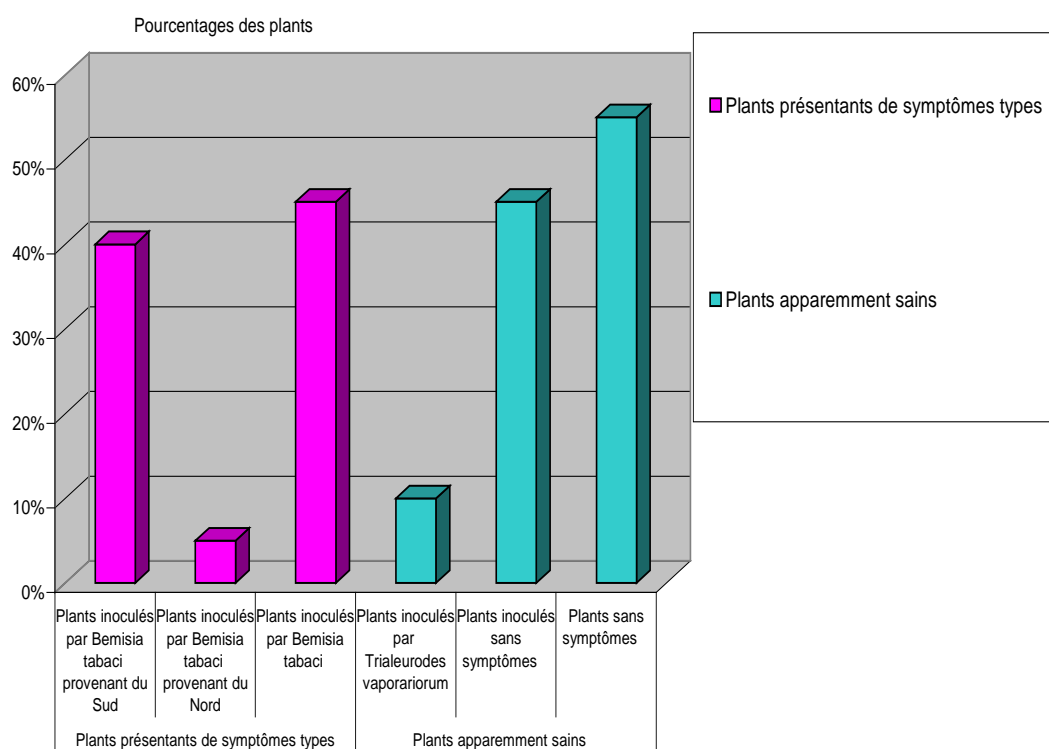


Figure 5. 19 : Taux des plants présentant des symptômes après inoculation par aleurodes ayant subi la période de jeûne

Toutefois, cette régression, dans les 2 cas, a pu être, relativement, remédiée et corrigée par acquisition du virus des fruits issus de plants malades provenant des mêmes sites prospectés (tableau 5. 5).



Tableau 5. 5 : Effet des fruits sur la descendance et les individus mis au jeûne

Zones	Estimation de plants présentant des symptômes inoculés par <i>Bemisia tabaci</i>			
	Individus de la descendance		Individus ayant subi la période de jeûne	
	Mis avec fruits issus d'un plant malade de la même provenance	En absence des fruits issus d'un plant malade de la même provenance	Mis avec fruits issus d'un plant malade de la même provenance	En absence des fruits issus d'un plant malade de la même provenance
<b>Nord</b>	33 %	15 %	35 %	27 %
<b>Sud</b>	56 %	48 %	57 %	51 %
<b>Total</b>	89 %	63 %	92 %	78 %

#### 5. 5. 4. Discussion de la transmission par *Bemisia tabaci*

Généralement, les plants de tomate inoculés par l'aleurode *B. tabaci* suspectés d'être virulifères ont extériorisé les mêmes symptômes observés sur terrain et celles obtenus par Belkhodja et Kerkadi (1997) [325] pour le TYLCV, ce qui confirme la part de responsabilité de cette dernière à transmettre le virus.

L'extériorisation des symptômes des plants inoculés par *Trialeurodes vaporariorum* est peut être causé par défaut de manipulation ou bien ces symptômes observés peuvent être confondus avec le virus TICV (Tomato Infectious Chlorosis Virus) qui présente des symptômes très similaires à notre virus, seulement que ce dernier est transmis par cette espèce [240] [241].

Les réactions des plantes indicatrices; notamment, la variété St pierre, révèlent une grande variabilité des symptômes (échantillons Nord et Sud), ce qui nous pousse à supposer qu'il s'agit de la présence de 2 variants du TYLCV dans notre pays, rappelant les isolats TYLCV-Ir et TYLCV-Sar [27] [73] [79] [131] [211] [244] [301], lesquelles sont présents dans le bassin méditerranéen [27] [52] [73] [91] [254] [255] [266] [267] [358]. Ces mêmes constatations ont été signalées par plusieurs au-

teurs (Czosnek et al. (1990) [65], Hajimorad et al. (1996) [353], Dalmon et al. (2000) [72], Hanafi (2000) [244], Hanafi (2001) [301], et Bernard et al. (2003) [79]).

Le taux d'infection nous a permis d'estimer l'intensité et l'importance des symptômes dans un temps donné.

Selon le candidat, et avec le temps, la transmissibilité par insecte a présenté une certaine fluctuation ; cette même remarque a été constatée par plusieurs auteurs (Simone et al. (1990) [103], Caciageli et al. (1995) [214], Chellouche (1997) [326], et Morra & Petty (2000) [215]. Cependant, les résultats obtenus après la période de jeûne des individus virulifères et la descendance supposent l'hypothèse que ces derniers ont perdu de leur qualité et capacité de transmission du virus notamment les individus capturés du Nord. D'après Belkhodja et Kerkadi (1997) [325] et Chellouche (1997) [326]; il apparaît qu'un certain nombre de mécanismes existant dans le corps de l'insecte empêchent une acquisition continue du *TYLCV* aussi longtemps que l'inoculum de la précédente acquisition n'est pas dissipé.

Afin de remédier à cette situation, la transmissibilité du vecteur avait été augmentée et améliorée par l'utilisation des fruits ou des plants malades en pot comme sources de contamination et de maintien du virus; en les nourrissant avec. Ces mêmes constatations ont été signalées par d'autres auteurs.

Néanmoins, d'après plusieurs auteurs (Brown et Bird (1995) [93], Fargette et al. (1996) [346], Nateshan et al. (1996) [344], Rubinsten et Czosnek (1997) [46], Muniyappa et al. (2000) [334], Brown et Czosnek (2002) [303], Idris et al. (2001) [302], Rojas (2004) [345], *Bemisia tabaci Gennadius* retient le virus, pour plusieurs semaines, [258] [265], ainsi, Ghanim et al. (1998) [254] et Ghanim & Czosnek (2000) [47] ont montré que la souche *TYLCV*-Ir recombinante peut être transmise à des plantes par des descendances d'une femelle infectée par le biotype B, alors que Bosco et al. (2004) [273] démontrent le contraire avec la souche « Mild » non recombinante du *TYLCV* du Portugal transmet par le biotype « B ». L'absence de la transmission transovarienne de l'isolat réunionnais du *TYLCV*-Mild par cette population du biotype B, corrobore cette hypothèse et confirme pour un 2<sup>ème</sup> isolat de la souche « Mild » du *TYLCV*, les travaux du deuxième auteur [214].

Ainsi, avec confrontation des données, les résultats obtenus par ce test nous a permis de mettre des suggestions sur la réplication du virus dans l'aleurode et consolide l'hypothèse d'existence de 2 variantes du *TYLCV* ; un isolat multipliant au Sud et autre non-multipliant au Nord.

#### 5. 5. 5. Taux de mortalité des aleurodes testés

Au cours des manipulations, le taux de mortalité des ces 2 espèces a été relativement élevé (32 %), où *Trialeurodes vaporariorum* Westwooda été la plus affectée (23 %) par rapport à *Bemisia tabaci* Gennadius(07 %) (figure 5. 20)

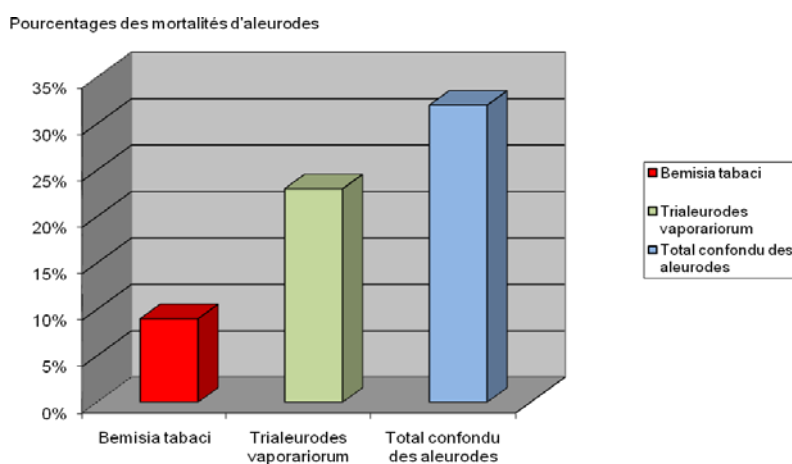


Figure 5. 20 : Taux de mortalité des aleurodes au cours des manipulations

#### 5. 5. 6. Discussion du taux de mortalité

Le taux de mortalité relativement élevé de l'espèce *Trialeurodes vaporariorum* Westwoodest peut être influencé par les caractères relatifs à elle-même ou à sa sensibilité aux conditions environnementales, notamment des températures élevées, ce qui n'est pas le cas de l'espèce *Bemisia tabaci* Gennadius[12] [214] [244] [259] [265] [301] [305] [307] [327] [357] [359] [360]. En effet, cette espèce est plus exigeante en températures qui peuvent susciter et favoriser son développement, et présente une bonne adaptation écologique ; notamment, aux fortes chaleurs que *Trialeurodes vaporariorum*, c'est pourquoi, elle est la moins rencontrée en période hivernale et peut cesser toute activité en cette période, et ne peut survivre à des températures sous le point de congélation, même sous serre [103] [244] [258] [301] [307]. Aussi, elle peut

survivre pendant de longues périodes sans nourriture dans une serre vide [301] [305] [307].

## 5. 6 Comparaison des techniques biologiques appliqués

L'extériorisation des symptômes a été moins rapide pour l'inoculation par vecteurs par rapport au greffage ; avec des symptômes plus intenses. Les plants greffés ont montré les symptômes 8 jours après greffage, et ont été visible sur plants de tomate dans approximativement 2 à 3 semaines après inoculation par vecteur, pour s'étendre à l'ensemble de la plante en 2 mois (figure 5. 21).

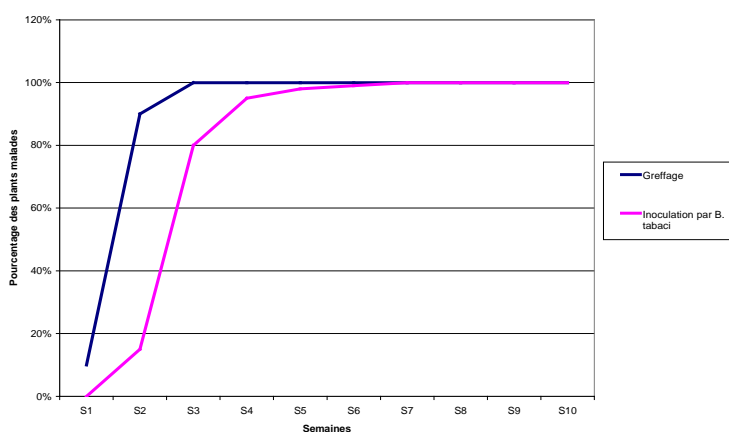


Figure 5. 21 : Comparaison des taux d'infection par greffage et l'inoculation par vecteur

## 5. 7 Discussion de la comparaison des techniques biologiques appliqués

Des données similaires à nos résultats ont été signalées dans plusieurs travaux (Kim et *al.* (1986) [259], Reckhaus et *al.* (1997) [257], Credi et *al.* (1998) [361], Dalmon et *al.* (2000) [72], Gafni (2003) [26], et SRPV (2004) [106]), et peuvent être expliqué par l'influence de la période d'acquisition et de latence [83] [214] [217] [250] [299] [300] [301] [332] [333] [334] [341] [343] [362] [363], le moment de l'infection sur l'extériorisation des symptômes [81], et les facteurs environnementaux.

Cependant, le greffage a été particulièrement apprécié à cause de sa sensibilité et sa rapidité par rapport à la transmission par vecteur. Toutefois, il représente des contraintes majeures est la nécessité d'une production régulière de plantes indicatrices en serre à l'abri des vecteurs. Entre autre, il demande parfois un délai de

réponse assez long et peut y avoir d'interprétation délicate particulièrement dans le cas d'infection par plusieurs virus à la fois [117] [224] [244] [301].

Tandis que, la deuxième technique exige, non seulement, une période d'acquisition dans l'insecte et de latence dans le végétal pour extérioriser des symptômes (1 à 2 mois), mais aussi, elle présente une difficulté à corrélérer le pourcentage d'infection virale (symptômes visibles) avec les populations courante de *Bemisia tabaci*, dont, il est important de tenir en compte de ce décalage [117] [244] [301] [308]. Et le faite, que ce vecteur retient le virus, pour plusieurs semaines pour le transmettre ultérieurement [103] [259] [266] [326].

### 5. 8 Résultats du dosage immuno-enzymatique

L'ensemble des échantillons prélevés a été analysé par la DAS-ÉLISA. Ce dernier a révélé et confirmé la détection du *TYLCV*, sur tomate, dans les zones prospectées (Sud, Nord, et Intérieur). Sur 446 échantillons testés, uniquement 294 échantillons ont répondu positivement ; ce qui correspond à une incidence de 66 %. L'incidence a été fonction du type d'essai et la zone d'étude (Appendice 5. 6 tableau).

En effet, la plus grande valeur a été signalé dans les régions Sud (81 %), suivi des régions Nord (75 %), et la plus faible valeur a été enregistré dans les régions Intérieur (42 %) (figure 5. 22).

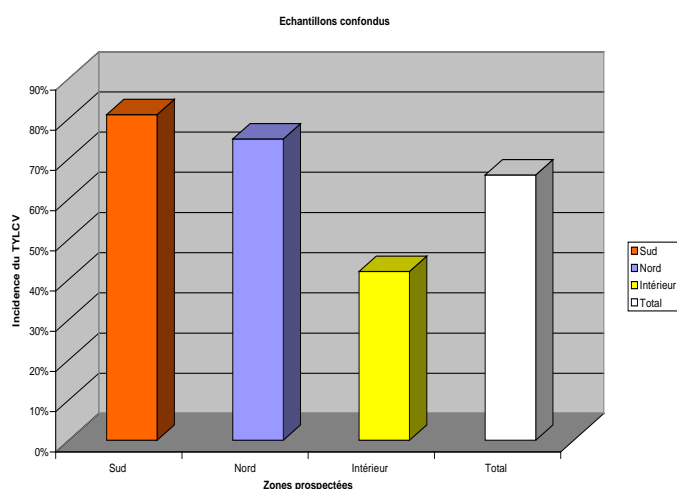


Figure 5. 22 : Incidence du *TYLCV* par zone prospectée

Selon le type d'essai, nous avons calculé une incidence de 93 % pour les prélèvements greffés dont 100%, 99%, et 80% pour les échantillons Sud, Nord, et Intérieur ; respectivement (figure 5. 23).

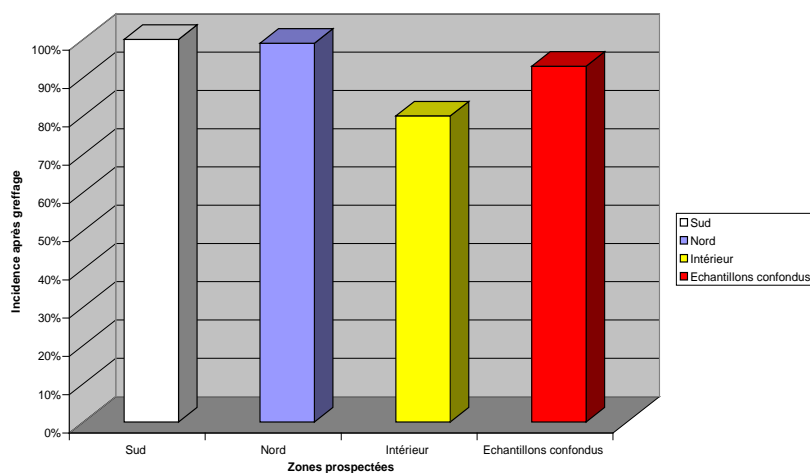


Figure 5. 23 : Incidence du TYLCV après greffage

L'incidence après transmission par vecteur, a présenté une certaine variation, selon le type de candidat d'aleurode ; nous avons noté 95 % pour les individus capturés directement du terrain, 82 % pour les individus ayant subi des périodes de jeûne, et 83 % pour la descendance (figure 5. 24).

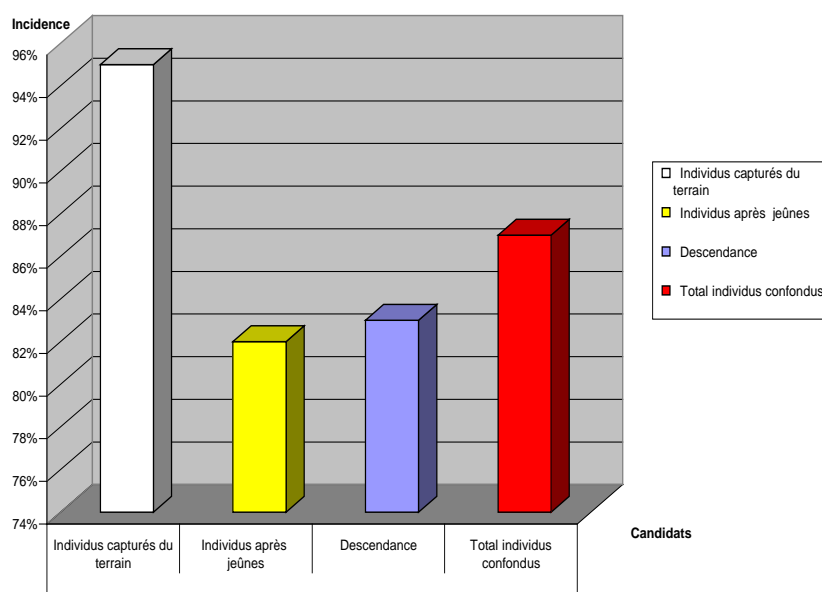


Figure 5. 24 : Incidence du TYLCV après transmission par *B. tabaci*

Cependant, ces 2 dernières valeurs ont été relativement améliorées par l'alimentation et le maintien des individus de *B. tabaci* avec des plants suspectés malades (figure 5. 25). Concernant la 2<sup>ème</sup> espèce : *T. vaporariorum*, une valeur de 5 % a été notée (figure 5. 25).

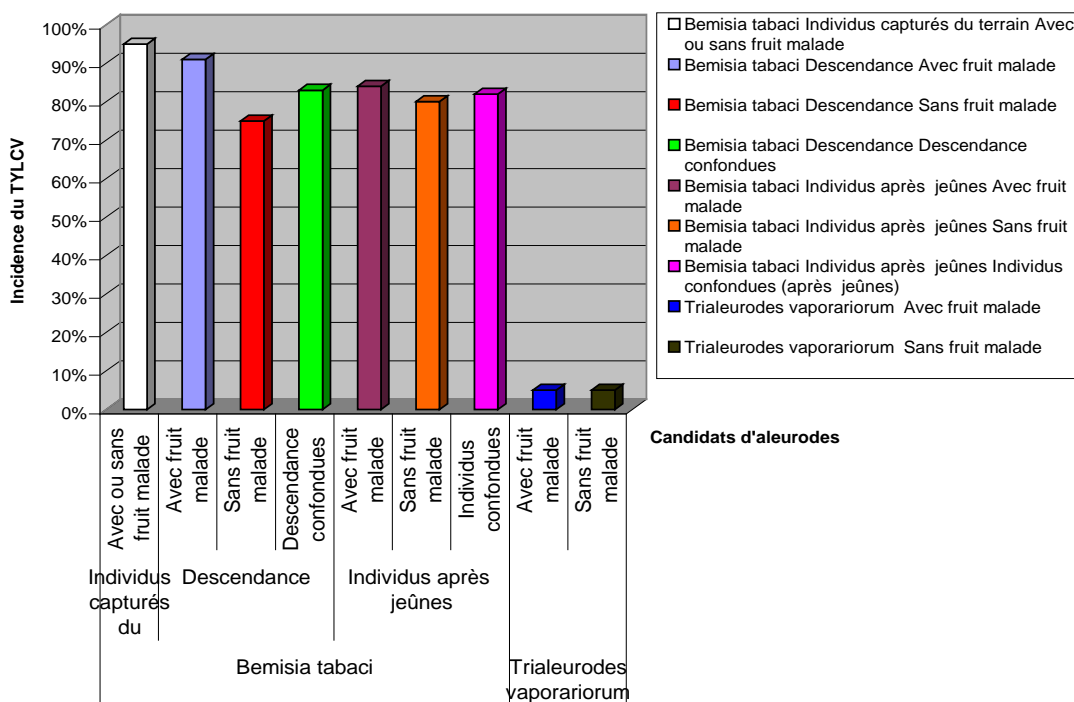


Figure 5. 25 : Incidence du TYLCV par vecteur

### 5. 9 Discussion de la Séro - détection du TYLCV

Le test immunoenzymatique DAS-ÉLISA a confirmé la présence du TYLCV. En effet, des réponses positives ont été enregistrées pour les variétés prélevées du terrain ou plantes indicatrices au laboratoire, ce qui corrobore l'hypothèse proposée lors des prospections. Bien que certaines variétés industrielles ont extériorisé des symptômes modérés.

Toutefois, la presque totalité des plants testés ayant extériorisés des symptômes caractéristiques du TYLCV ont répondu positivement au test ÉLISA, mais avec des incidences variables selon l'échantillon choisis. Les régions Intérieur ont été les moins atteintes par le virus, par rapport aux autres sites prospectés. Ceci

nous a permis de conclure que ce résultat est peut-être lié à la présence de 2 types d'isolats du *TYLCV*, ou même favorisé par le fait que les périodes des prospections coïncident avec les moments propices au développement du virus et/ou de son vecteur et adéquat à la détection par ÉLISA du virus à partir des feuilles de tomate.

La réponse négative des prélèvements issues de la région de Hattatba est peut-être due au bon entretien des parcelles (bien nettoyés).

Entre autre, il faut noter que cette maladie a été signalée en Algérie [16] [73] et plusieurs wilayates du pays semblent y être touchées, actuellement [16]. À notre avis, son arrivée sur notre territoire et peut-être due à la négligence des agriculteurs, qui ne sont pas bien informés sur l'enjeu et l'introduction de plants contaminés ou aleurodes porteuses de virus qui ont été favorisés, ces dernières années, par les bonnes conditions exigées pour le développement du *TYLCV* et de son vecteur (notamment, des hautes températures) qui sont devenues présentes.



## CONCLUSION GÉNÉRALE

Les observations visuelles nous ont permis d'orienter notre expérimentation et de choisir les différents sites et tests à effectuer (l'échantillonnage au champ, les tests biologiques et sérologiques) ;

- ✓ La campagne 2004/2005 : avait pour but la localisation des sites d'échantillonnages et le vecteur potentiel du *TYLCV* dans les différents sites choisis et recueil de données.
- ✓ La campagne 2005/2006 : réalisation de l'expérimentation et échantillonnages.
- ✓ La campagne 2006/2007 : c'est l'échantillonnage du végétal et du vecteur dans les sites retenus pour notre étude.
- ✓ La campagne 2007/2008 : confirmation des observations et l'estimation de la maladie.

Cette maladie est difficile à identifier, à cause de sa grande variation symptomatologiques. Des résultats basés sur l'observation visuelle de ces dernières au laboratoire, sur une gamme d'hôte constituée de plusieurs variétés de tomate et en comparaison avec ceux observés sur terrain ont révélé, pour la première fois en Algérie, non seulement la présence du *TYLCV*, mais également de supposer l'existence de 2 variantes de ce virus, lequel a été aussi confirmé par les tests biologiques (greffage et inoculation par vecteur) et le test DAS ÉLISA , sans que les agriculteurs ne se soucient des problèmes que peuvent engendrer ce virus.

Des prospections ont été effectuées au niveau de 3 zones : Nord, Sud, et d'Intérieur, comprenant 83 sites d'échantillonnage qui ont présentés, tous, des symptômes types du *TYLCV*.

Les tests de transmission par greffage ont été réalisés avec 5 variétés sur 6 variétés de tomate, pour 10 sites provenant des 3 zones ; Nord, Sud, et Intérieur, et ont donné des résultats très satisfaisants.

*Bemisia tabaci Gennadius* contribue efficacement au suivi et l'extension de la maladie. Cependant, à notre avis, l'infectivité de cette espèce a été très fortement influencé par la situation géographique, conditions climatiques (températures), itinéraires et pratiques culturaux appliqués, l'utilisation massive de pesticides, et, particulièrement, l'état des individus (de la période de jeûne, descendance, etc....) . L'inventaire, l'identification, et la localisation de cette aleurode ainsi que l'espèce *T. vaporarium*, dans nos sites d'études, nous ont permis de les répertorier géographiquement dans notre pays. Généralement en températures élevées on trouve, beaucoup plus, *B. tabaci* que la 2<sup>ème</sup> espèce. Quoique qu'elle tend à s'élargir à tous nos bioclimats.

En conséquent, l'observation des symptômes, l'identification du vecteurs de la maladie, et l'application des tests biologiques et sérologiques, ainsi que la comparaison de nos résultats obtenus avec les pays voisins; nous ont permis de classer et d'estimer la fréquence de la maladie en fonction des régions et de calculer son taux et son l'incidence. Les régions du Sud ont été les plus atteintes avec une grande fréquence du *B. tabaci* suivie des régions Nord avec un grand effectif pour *T. vaporarium*. Tandis que les régions d'Intérieur ont présenté la plus faible valeur. Sur l'ensemble des plants indexés les symptômes ont été variables selon le type de candidat utilisé (variété ou vecteur *B. tabaci*). La variété «St pierre» a montré le plus de symptômes type du TYLCV, quelque soit le type de tests appliqués, que les variétés industrielles qui ont extériorisé des symptômes modérés. En ce qui concerne l'état du vecteur ; les individus récemment capturés du terrain ont occasionné les plus importants dégâts que la descendance ou individus subis la période de jeûne.

## RECOMMANDATIONS

Ainsi, la forte proportion de la culture de tomate avec plus de la moitié de la production légumière, la présence de la source d'inoculum, l'espèce vectrice du *TYLCV*; *Bemisia tabaci*, ainsi que les conditions environnementales (dégradation des conditions climatiques) et l'état des parcelles (itinéraires et pratiques culturaux appliqués, l'application massive des pesticides, l'utilisation de matériel de multiplication infectés, etc....) expliquent, probablement, le grand nombre de plants malades dans les sites prospectés et peuvent entraîner des nouvelles introductions et contamination dans des zones dorées et déjà indemne de la maladie et du vecteur. Il serait, donc, intéressant :

- d'élargir les prospections à toutes les régions de production de la tomate et de lancer les opérations de dépistage des zones touchées par la maladie, de manière à avoir une vue d'ensemble et de déterminer les régions à hauts risques pour le virus et son vecteur potentiel;
- de déterminer les variantes actuelles du *TYLCV* et d'inventorier les biotypes de *B. tabaci* existant dans notre pays avec plusieurs spéculations et durant plusieurs saisons;
- de sensibiliser les producteurs et l'encadrement technique, et d'effectuer des études et des techniques plus poussées;
- de mettre en évidence les sources d'introductions potentielles de la maladie, notamment, les échanges commerciaux qui peuvent véhiculer de matériel végétatifs virosés ou du vecteur *B. tabaci* qui peut être dissimulé dans ce dernier. De même, les fruits issus de plants malade qui sont souvent négligés, peuvent présenter une source d'inoculum en condition de la présence du vecteur dans ces nouvelles régions encore indemnes; ce qui illustre la difficulté à empêcher son déplacement;
- ainsi que la mise en œuvre d'un plan de lutte adéquate (efficace et durable). La présence du *TYLCV* est totalement dépendante de celle de son vecteur.

Ce pendant, ce dernier est à craindre, dans le futur, à cause de son adaptation progressive aux différents facteurs climatiques et le phénomène d'accoutumance aux pesticides utilisés (notamment au Sud), il serait souhaitable de suggérer dès maintenant l'utilisation des méthodes intégrées, basées particulièrement sur les moyens biologiques, à savoir les auxiliaires et ennemis naturels du vecteur. Egalement l'utilisation de variétés résistantes doit être prise en considération et la recherche de nouvelles sources de résistance dans des espèces sauvages, qui devrait faire face à ce problème.

## APPENDICE A

## LISTE DES SYMBOLES ET DES ABREVIATIONS

A	: adénine
aa	: Acides aminés
Ac	: Anticorps
Ag	: Antigène
ADN	: Acide désoxyribonucléique
ADNc	: ADN complémentaire
ADNds	: Acide désoxyribonucléique double brin
ADNss	: Acide désoxyribonucléique simple brin
AIMV	: <i>Alfalfa mosaic virus</i>
ARN	: Acide ribonucléique
ARNm	: Acide ribonucléique messenger
ARNr	: Acide ribonucléique ribosomale
ARNt	: Acide ribonucléique de transfert
<i>B. tabaci</i>	: <i>Bemisia tabaci</i>
C	: Cytosine
CCLS	: Coopérative de céréales et légumes secs
CNCC	: Centre national de contrôle et de certification des céréales et des semences
cm <sup>2</sup>	: Centimètre carré
CMV	: <i>Cucumber mosaic virus</i>
DAS-ELISA	: Double Antibody Sandwich Assay - ELISA
DIBA	: Dot Blot (Dot Immuno Binding Assay)
D.O	: Densité optique
DSA	: Direction des services agricoles
EDTA	: Ethylendiaminotétracide
ELISA	: Enzyme Linked Immuno-Sorbent Assay
FAO	: Food Agricultural Organisation
g	: Gramme
G	: Guanine
g/cm <sup>3</sup>	: Gramme/Centimètre cube
h	: Heure
ha	: Hectares
IAP	: Période d'inoculation
IgG	: Immunoglobuline G
ICTV	: International committee for the taxonomy of viruses
INA	: Institut national d'agronomie d'El Harrach
INPV	: Institut national de protection des végétaux
INRA	: Institut national de recherche agronomique
INVA	: Institut national de la vulgarisation agricole
IR	: Région intergénéral
ITAFV	: Institut Technique d'Arboriculture Fruitières et de Vigne
ITCMI	: Institut Technique des cultures maraîchères et industrielles

kDa	: Kilo Dalton
kpb	: Kilo paire de bases
kb	: Kilo base
kcal	: Kilo calories
L	: Larve
μ	: Micron
m	: Mètre
μg	: Micro gramme
mg	: Milligramme
min	: Minutes
μl	: Micro litre
μm	: Micromètre
ml	: Millilitre
ml/l	: Millilitre /litre
mm	: Millimètre
MLO	: Mycoplasma-like-organisms
mol %	: pourcentage en masse moléculaire
Mpb	: Mega paire de bases
nm	: Nano mètre
NPC	: les complexes pores nucléaires
NSP	: Nuclear Shuttle Protein
ORF	: Open Reading Frame
PBS-PVP-T	: Phosphate Buffered Saline- Polyvinylpyrrolidone- Tween
PBS-T	: Tampon phosphate Bufferé Saline -Tween
PCF	: La protéine de la capsid
PCR	: Polymerase chain reaction
Pd	: plasmodesmes
pH	: potentiel hydrogène
PNPP	: Paranitrophenylphosphate
Pré – Cp	: La protéine pré-capsidiale
PVP	: Polyvinylpyrrolidone
<i>PYMV</i>	: <i>Potato yellow mosaic virus</i>
<i>PYV</i> ou <i>PVY</i>	: <i>Potato virus Y</i>
<i>PZSV</i>	: <i>Pelargonium zonate virus</i>
Qx	: Quintaux
Rep	: Protéine associée à la réplication
RT	: Reverse transcriptase
SAB	: Sérum Albumine Bovine
SAU	: Surface agricole utile.
T	: thymine
TAS-ELISA	: Triple Antibody Sandwich Assay -ELISA
<i>TASVD</i>	: Viroïde du rabougrissement apical
TBIA	: L'immuno- empreinte (ou tissue – Blot Immuno Assay)
<i>TBTVD</i>	: Viroïde du sommet touffu de la tomate
<i>TICV</i>	: <i>Tomato infectious chlorosis virus</i>
TM	: Témoin malade
<i>ToCV</i>	: <i>Tomato chlorosis virus</i>
<i>ToMV</i>	: <i>Tomato mosaic virus</i>
<i>TPMVD</i>	: Tomato planta macho viroïd
TS	: Témoin sain

TSWV	: <i>Tomato spotted-wilt virus</i>
TYLCV	: <i>Tomato yellow leaf curl virus</i>
USA	: United States American
UV	: Ultra violet
V. ou var.	: Variété
°c	: Degrée celçus
%	: Pourcentage

**APPENDICE B**  
**PRINCIPAUX PAYS PRODUCTEURS DE LA TOMATE DANS LE MONDE**

<b>Pays</b>	<b>Production (par millions de tonnes) (en 2001)</b>
<b>Chine</b>	20
<b>États-Unis</b>	10
<b>Inde</b>	8
<b>Turquie</b>	7
<b>Égypte</b>	7
<b>Italie</b>	6
<b>Espagne</b>	4
<b>Brésil</b>	3
<b>Iran</b>	3
<b>Mexique</b>	2
<b>Grèce</b>	2
<b>Russie</b>	2
<b>Ukraine</b>	2
<b>France</b>	0,845

[3]



**APPENDICE C**  
**PRODUCTION MONDIALE DE TOMATES EN 1994**

<b>Région</b>	<b>Superficie récoltée (en milliers d'ha)</b>	<b>Production (en mil- lions de tonnes)</b>
Afrique	428	8,3
Amérique du Nord	202	12,7
Amérique centrale	124	2,2
Amérique du Sud	157	5,3
Asie	1.182	27,4
Europe	402	15,5
Océanie	11	0,4
Monde	2.852	77,5

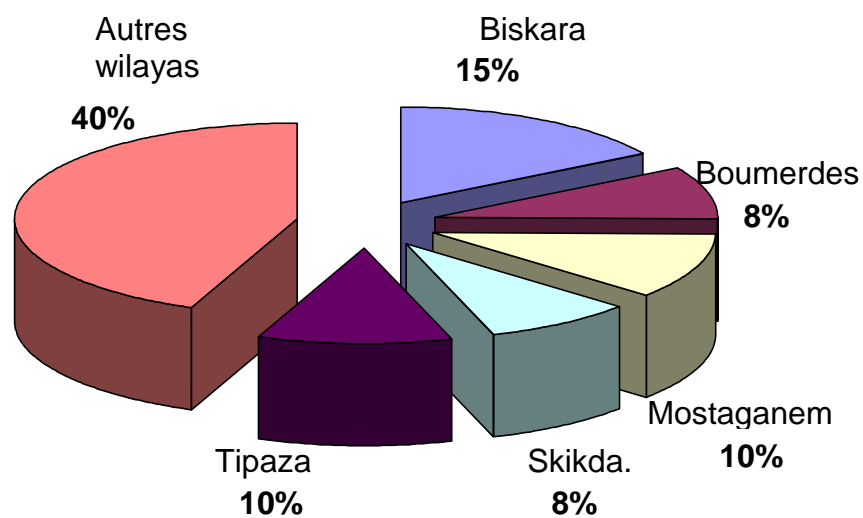
[1]

**APPENDICE D**  
**VALEUR NUTRITIONNELLE MOYENNE POUR 100 G DE TOMATE**  
**ROUGE CRUE**

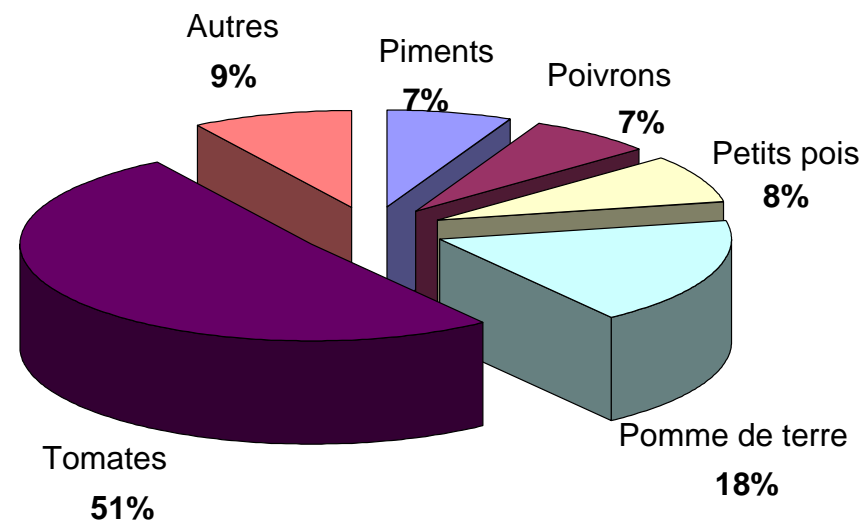
<b>Tomate rouge crue</b>	
<b>Valeur nutritionnelle moyenne pour 100 g</b>	
Eau	94,5 g
Valeur calorique	18 kcals
Protides	0,9 g
Glucides	2,8 g
Lipides	0,2 g
Provitamine A	0,38 mg
Vitamine B1	0,06 mg
Vitamine B2	0,04 mg
Vitamine B6	0,11 mg
Vitamine C	15 mg
Vitamine PP	0,7 mg
Oligo-éléments	
Fer	0,4 mg
Calcium	10 mg
Magnésium	10 mg
Phosphore	24 mg
Potassium	280 mg
Sodium	1,2 mg
Fibres	{{{19}}} g

## APPENDICE E

## EVALUATION DES SUPERFICIES ET DE LA PRODUCTION DES CULTURES LEGUMIERES EN ALGERIE (1998)



1a : Répartition géographique des superficies des cultures légumières (1998) [307]



1b : Place de la tomate parmi les espèces maraîchères (1998) [307]

**APPENDICE F**  
**RENDEMENT DE LA CULTURE DE LA TOMATE**

<b>Rendement de la culture de la Tomate</b>		
Maraîchage *	Cultures Industrielles	
	Tomate 1	Tomate 2
30 000 kg/ha.	30 000 kg/ha	50 000 kg/ha

(ITCMI (1995); INVA-ITCMI (2002)) [12] [7]

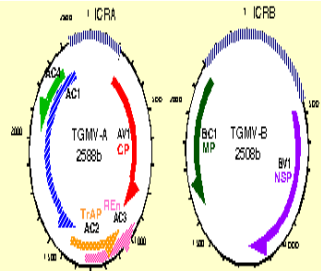
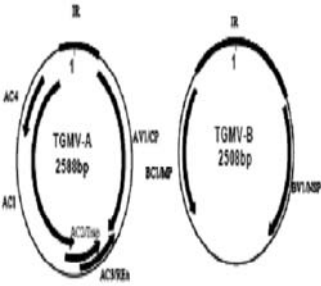

**Légende:**

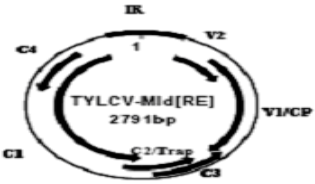
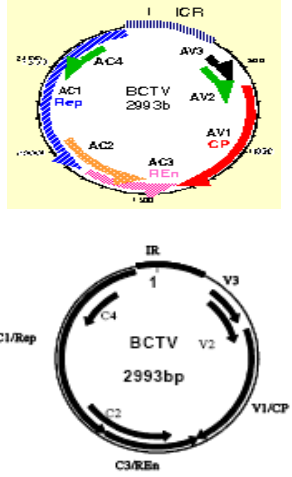

- (\*): Irrigation « goutte à goutte. »
- 1 : Irrigation à « la raie »
- 2: Irrigation « goutte à goutte »

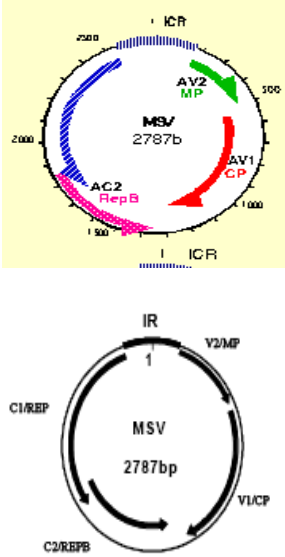
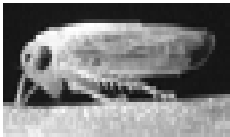
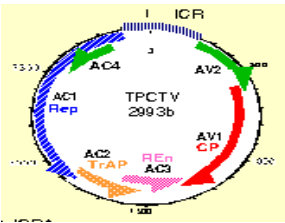

**APPENDICE G**  
**SYNONYMES ET NOMS COMMUNS**

Noms communs français	Noms communs anglais	Acronymes
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Virus des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV) [264].</li> <li>✓ Virus de l'enroulement jaune de la tomate (TYLCV) [64].</li> <li>✓ Virus du jaunissement et de l'enroulement de la tomate (TYLCV) [64].</li> <li>✓ Virus de la maladie des feuilles jaunes en cuillère de la tomate (TYLCV) [50] [51].</li> <li>✓ Virus de la boucle des feuilles jaunes de la tomate (TYLCV) [47] [98].</li> <li>✓ Virus jaune de courbure des feuilles de la tomate (TYLCV) [76].</li> <li>✓ Virus de la boucle des feuilles de la tomate (TYLCV) [26] [81].</li> <li>✓ Virus des maladies d'enroulement des feuilles de la tomate (TYLCV) [33].</li> <li>✓ Virus de l'enroulement jaunissant des feuilles de la tomate (TYLCV).</li> <li>✓ Virus du jaunissement et de la courbure des feuilles de la tomate (TYLCV).</li> <li>✓ Virus de l'enroulement foliaire jaune de la tomate (TYLCV).</li> <li>✓ Anciennement appelé : Virus de l'enroulement de la tomate (TYLCV).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <i>Tomato yellow leaf curl Begomovirus</i> (TYLCV).</li> <li>✓ <i>Tomato yellow leaf curl virus</i> (TYLCV) [19] [64] [250] [264].</li> <li>✓ <i>Tomato yellow leaf curl Bigeminivirus</i> (TYLCV).</li> <li>✓ <i>Tomato yellow leaf rool virus</i> (TYLCV).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ TYLCV [33] [76] [120].</li> <li>✓ TYLCV-Aic (Aichi) [76].</li> <li>✓ TYLCV-ES (Espagne) [76] [123].</li> <li>✓ TYLCV-Cu (Cuba) [76] [123].</li> <li>✓ TYLCV - (République Dominicaine) [76].</li> <li>✓ TYLCV-IRS (ou TYLCV-IRV) (l'Iran) [76].</li> <li>✓ TYLCV-il (Israël) (ou <i>tylcv</i> –Est) [76] [81] [98] [123].</li> <li>✓ TYLCV-P.r. (Puerto Rico) [76].</li> <li>✓ TYLCV-pinte (Portugal) [76].</li> <li>✓ TYLCV-Shi (Japon: Shizuokua) [76].</li> <li>✓ TYLCV-Yuc (Mexique: Yucatan) [76].</li> <li>✓ TYLCV-Sr ou TYLCV-Sar ou TYLCSV (sadagne) [32] [33] [81] [98] [120] [123].</li> <li>✓ TYLCV-Th (Thailand) [33] [81].</li> <li>✓ TYLCV (Malaga) [33] [81].</li> <li>✓ TYLCV (Nigéria) [33].</li> <li>✓ TYLCV (Kuwait) [33].</li> <li>✓ TYLCV (Saoudi Arabia) [33].</li> <li>✓ TYLCV (ou TYLCTZV) (Tanzanie) [33] [250].</li> <li>✓ TYLCV (Yemen) [32] [33].</li> <li>✓ TYLCV-Sic (Sicile) [123].</li> </ul>

**APPENDICE H**  
**CARACTERISATION DES GEMINIVIRIDAE**

Genres	Nombre d'espèces	Représentation du génome	Caractéristiques moléculaires	Plante-hotes	Transmission et insectes vecteurs	Principales maladies causées	Membre type (type d'espèce)
<i>Begomovirus</i>	76 espèces + 8 espèces provisoires [33]	 <p style="text-align: center;"><b>Begomovirus bipartite</b></p> 	<p>➤ Soit monopartite (d'approximativement 2.8 kb) ; un composant génomique codant pour 6 protéines.</p> <p>➤ soit 2 composants génomiques (bipartite) (d'approximativement 2.6-2.8 kb chacun); c'est-à-dire, pocède 2 molécules d'ADN génomique (A et B) codant pour 5-6 (ADN A) et 2 (ADN B) pro-</p>	Les dicotylédones	<p>-Aleurodes (ou mouches blanches) (whiteflies)</p> <p>-Selon le mode persistant circuloire non propagatif.</p>  <p style="text-align: center;">B. tabaci</p>	<p>-<i>Bean golden mosaic virus (BGMV)</i>.</p> <p>- virus du manioc frisolées du coton</p> <p>- virus des cucurbitacées</p> <p>- virus des légumineuses</p> <p>- cowpea golden mosaic disease</p> <p>- yellow mosaic disease</p> <p>-Begomovirus de la pomme de terre, patate douce, et de la tomate.</p> <p>-Tomato golden mosaic virus (TGMV)</p>	le <i>virus de la mosaïque d'orée de la fève [Bean golden mosaic virus] (BGMV)</i>

		 <p><b>Begomovirus monopartites</b></p>	<p>téines.</p>			<ul style="list-style-type: none"> <li>-<i>African curl mosaic virus (ACMV)</i>.</li> <li>-<i>Squash leaf curl virus (SqLCV)</i>.</li> <li>-<i>Abutilon mosaic virus (ABMV)</i>.</li> </ul>	
<p><i>Curtovirus</i></p>	<p>3 espèces + 1 espèce provisoire ref 22.</p>		<p>Génomes monopartite (2.9-3 kb) à un seul composant génomique (qui ressemble à 1'ADN A du premier sous-groupe des <i>Begomovirus</i>) , codant pour 6 ou 7 protéines. selon l'espèce</p>	<p>Très large gamme d'hôte de dicotylédones.</p>	<p>Cicadelles ou Membracides (leafhoppers ou treehoppers). Par le mode persistant, circulaire, non-propagatif</p>  <p><i>Circulifer tenellus.</i></p>	<p><i>Beet curly top virus (BCTV).</i></p>	<p>Virus du sommet bouclé de la béttrave (<i>Beet curly top virus (BCTV)</i>).</p>

<p style="writing-mode: vertical-rl; transform: rotate(180deg);"><i>Mastrevirus</i></p>	<p>12 espèces + 2 espèces provisoires</p>		<p>Un génome monopartite (2.6-2.8 kilobases); possédant une seule molécule d'ADN génomique (qui ressemble à l'ADN A du premier sous-groupe des <i>Begomovirus</i>), codant pour 3 ou 4 protéines (ORF: V1, V2 et C1, C2)</p>	<p>infecte les plantes monocotylédones (avec 2 exceptions)</p>	<p>Transmis par cicadelles (leafhoppers), dans la plupart des cas par une seule espèce selon le mode persistant, circulaire, non-propagatif.</p>  <p><i>Cicadulina mbila.</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>-Maize streak virus (MSV).</li> <li>-Bean yellow dwarf virus</li> <li>-Chickpea chlorotic dwarf virus.</li> <li>-wheat dwarf virus (WDV)</li> <li>-Digitaria streak virus (DSV).</li> <li>-Barley dwarf virus (BDV).</li> </ul>	<p>Virus striée du maïs (<i>Maize streak virus</i>) (MSV)</p>
<p style="writing-mode: vertical-rl; transform: rotate(180deg);"><i>Topocuvirus</i></p>	<p>1 espèce</p>		<p>Un seul composant génomique (2861 nts de long) codant pour 6 protéines</p>	<p>Les dicotylédones</p>	<p>Membracides. Selon le mode persistant circulaire, non-propagatif.</p>  <p><i>Micrutalis malleifera</i></p>	<p><i>Tomato pseudo curly-top virus (TPTV)</i></p>	<p>Virus faux bouclé du sommet de la tomate (<i>Tomato pseudo curly-top virus</i>)</p>



**APPENDICE I**  
**PRINCIPAUX PAYS PRESENTANT LA MALADIE**

<b>Pays</b>	<b>Références bibliographiques</b>
Algerie	[69] [72].
Arabie Seoudite	[255].
Australie (certains pays)	[26] [31] [65] [80] [353].
Cape verde	[65].
Caraïbes et Îles antillaises (Cuba, Jamaïque, Porto-Rico, République Dominicaine et Haïti)	[19] [26] [31] [55] [61] [65] [69] [71] [72] [76] [80] [94] [95].
Chypre	[81].
Egypte	[65] [76].
Espagne	[58] [65] [72] [76] [106] [131].
France	[28] [72].
Île de Réunion	[48] [55] [64] [69] [71] [72] [94] [95].
Inde	[81].
Iran	[76] [353].
Iraq	[81].
Italie	[76] [106].
Japon	[26] [31] [55] [61] [65] [69] [71] [76] [80] [94] [95].
Jordanie	[81].
Liban	[68] [76] [81].
Malawi	[64].
Mali	[65].
Maroc	[64] [69] [71] [72] [76].
Mexique	[55] [61] [69] [71] [76] [94] [95].
Namibie	[64].
Nigeria	[65] [81].
Ouganda	[64].
Palestine et Palestine occupée	[76] [81].
Pays d'Afrique du Sud	[40] [64].
Portugal	[72] [76] [106].
Sénégal	[65] [81].
Somalie	[212].
Soudan	[64] [76] [81].
Tanzanie	[28] [38] [64] [65] [250].
Thaïlande	[81] [114].
Tunisie	[81] [212].
Turquie	[76] [81].
U.S.A	[31] [65] [72] [76] [80] [105].
Zambie	[64].

**APPENDICE J**  
**PRINCIPAUX VIRUS AFFECTANTS LA TOMATE** (adaptée)

Agents/Ordres	Groupes	Génomomes	Familles	Genres	Membres types	Principales espèces	Références
Caudovirales	Group II	ADN <sub>ss</sub>	GEMINIVIRIDAE	BEGOMOVIRUS	<i>Bean golden mosaic virus (BGMV)</i>	<i>BCTV</i>	[32] [33] [34] [35] [42] [53] [54] [56] [81] [117] [119] [224] [364] [365] [366] [367].
						<i>CDTV</i>	
						<i>CLCV</i>	
						<i>TGMV</i>	
						<i>T0LCV</i> (ou <i>TLCV / TLCrV</i> )	
						<i>T0YMV</i>	
						<i>TYLCV</i>	
						<i>TYDV</i>	
				<i>PYMV</i>			
				<i>TOPOCUVIRUS</i>	<i>Tomato pseudo-curly top virus</i>	<i>TPCTV</i>	
Nidovirales	Groupe IV	ARN <sub>ss</sub> sens (+)	BROMOVIRIDAE	<i>ALFAMOVIRUS</i>	<i>Alfalfa mosaic virus</i>	<i>AIMV</i> (ou <i>AMV</i> )	
				<i>CUCUMOVIRUS</i>	<i>Cucumber mosaic virus</i>	<i>CMV</i> <i>TAV</i>	
				<i>ILARVIRUS</i>	<i>Tobacco streak virus</i>	<i>TSV</i>	

			<i>LUTEOVIRIDAE</i>	<i>LUTEOVIRUS</i>	<i>Cereal yellow dwarf virus-PAV</i> (ou <i>Barley yellow dwarf virus-PAV</i> ) ( <i>CYDV / BYDV</i> )	<i>BWYV</i> <i>TYTS</i> <i>PLRV</i> <i>TYTV</i>
			<i>TOMBUSVIRIDAE</i>	<i>NECROVIRUS</i> <i>TOMBUSVIRUS</i>	<i>Tobacco necrosis virus A</i> <i>Tomato bushy stunt virus</i>	<i>TNV</i> <i>TBSV</i>
			<i>COMOVIRIDAE</i>	<i>NEPOVIRUS</i> <i>FABAVIRUS</i>	<i>Tobacco ringspot virus</i> ( <i>TRV</i> ) <i>Broad bean wilt virus 1</i>	<i>TBRV</i> <i>TORSV</i> (ou <i>TRSV</i> ) <i>BBWV</i>
			<i>FLEXIVIRIDAE</i>	<i>POTEXVIRUS</i> <i>CARLAVIRUS</i>	<i>Potato virus X</i> <i>Carnation latent virus</i> ( <i>CLV</i> )	<i>PVX</i> <i>PepMV</i> <i>COMV</i> <i>CMMV</i> <i>PVMV</i> <i>PVS</i>
			<i>POTYVIRIDAE</i>	<i>POTYVIRUS</i>	<i>Potato virus Y</i>	<i>PVY</i> <i>PTV</i> <i>PMV</i> <i>TEV</i>
<b>Mononegavirales</b>	<b>Groupe V</b>	<b>ARN<sup>ss</sup></b> sens (-)	<i>BUNYAVIRIDAE</i>	<i>TOSPOVIRUS</i>	<i>Tomato spotted wilt virus</i>	<i>TSWV</i>
<b>Nidovirales</b>	<b>Groupe IV</b>	<b>ARN<sup>ss</sup></b> sens (+)	<i>TYMOVIRIDAE</i>	<i>TYMOVIRUS</i>	<i>Turnip yellow mosaic virus</i> ( <i>TYMV</i> )	<i>EMV</i>
			Genres non groupés en famille	<i>TOBAMOVIRUS</i> <i>TOBRAVIRUS</i>	<i>Tobacco mosaic virus</i> <i>Tobacco rattle virus</i>	<i>TOMV</i> (ou <i>TMV</i> ) <i>PZSV</i> <i>TRV</i> <i>TYNV</i>
			<i>CLOSTEROVIRIDAE</i>	<i>CRINIVIRUS</i>	<i>Lettuce infectious yellows virus</i> ( <i>LIYV</i> )	<i>TICV</i> <i>ToCV</i>

<b>Agents Subvirales: Satellites et Prions</b>				
<b>Agents</b>	<b>Groupes</b>	<b>Types</b>	<b>Subgroupes/espèces</b>	<b>Références</b>
<b>Satellites</b>	<b>Satellite Viruses (Virus Satellites)</b>	Single – Stranded RNA Satellite Viruses	<i>Tobacco necrosis satellite virus (TNSV)</i>	[32] [33] [34] [35] [42] [53] [54] [56] [81]
	<b>Satellite Nucleic Acids (Virus Satellites à Acide Nucléique)</b>	Single-Stranded Satellite DNAs Single-Stranded Satellite DNAs	<i>Tomato leaf curl virus satellite DNA (TLCVS)</i>	[117] [119] [224] [364] [365] [366] [367].

**APPENDICE L**  
**PRINCIPALE GAMME D'HÔTE DU TYLCV**

Espèces	Hôtes naturels (naturellement infectés)	Hôtes expérimentales (expérimentalement infectées)	Hôtes symptomatiques (sensibles)	Hôtes asymptomatiques (tolérantes)
<i>Abelmoschus esculentus</i>	*			*
<i>Acanthospermum hispidum</i>		*		
<i>Achyranthes aspera</i>	*		*	
<i>Ageratum conyzoides</i>		*		
<i>Althaea rosea</i>	*			*
<i>Amaranthus retroflexus</i>	*			*
<i>Arachis hypogaea</i>	*			*
<i>Atriplex</i>	*			*
<i>Beta vulgaris</i>	*			*
<i>Boerhavia erecta</i>	*	*		
<i>Calotropis aegyptia</i>	*			*
<i>Calopogonium spp.</i>	*		*	
<i>Capparis aegyptia</i>	*			*
<i>Capsicum annuum</i>	*	*	*	
<i>Capsicum chinense</i>	*	*	*	
<i>Chaerogphyllum sp.</i>		*		
<i>Chenopodium amaranticolor</i>	*			*
<i>Cleome viscosa</i>	*	*		*
<i>Croton lobatus</i>	*	*		*
<i>Cucumis sativus</i>	*	*		*
<i>Cynanchum acutum</i>	*	*	*	*
<i>Datura bernhardii</i>		*		
<i>Datura stramonium</i>	*	*	*	*
<i>Euphorbia geniculata</i>		*		
<i>Euphorbia heterophylla</i>	*		*	
<i>Euphorbia pulcherrima</i>	*			
<i>Euphorbia spp.</i>	*	*		
<i>Eustoma grandiflorum</i> (ou <i>Eustoma grandiflora</i> )	*	*	*	
<i>Gomphrena globosa</i>	*			*
<i>Gossypium hirsutum</i>	*			*
<i>Gynandropsis pentaphylla</i>		*		
<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	*			*
<i>Hyoscyamus desertorum</i>	*	*	*	
<i>Ilex sp</i>		*		
<i>Lavatera cretica</i>	*			*
<i>Lens culinaris</i>			*	
<i>Lens esculenta</i>		*		
<i>Lonicera</i>	*			*
<i>Lycium</i>	*			*
<i>Lycopersicon cheesmanii</i>		*		
<i>Lycopersicon chilense</i>		*		

<i>Lycopersicon esculentum</i>	*	*	*	
<i>Lycopersicon hirsutum</i>		*		
<i>Lycopersicon peruvianum</i>		*		
<i>Lycopersicon pimpinellifolium</i>	*	*	*	
<i>Macroptilium spp.</i>	*	*		
<i>Malva nicaensis</i>	*	*	*	
<i>Malva parviflora</i>	*	*	*	*
<i>Malva spp.</i>	*			
<i>Medicago sativa</i>	*			*
<i>Mercurialis ambigua.</i>	*	*	*	
<i>Momordica balsamina</i>	*			*
<i>Nerium oleander</i>	*			*
<i>Nicandra physaloides</i>	*		*	
<i>Nicotiana benthamiana</i>	*	*	*	
<i>Nicotiana glutinosa</i>	*	*	*	
<i>Nicotiana rustica</i>	*			*
<i>Nicotiana spp.</i>	*			*
<i>Nicotiana sylvestris</i>		*		
<i>Nicotiana tabacum</i>	*	*	*	
<i>Ochradenus baccatus</i>	*			*
<i>Parthenium hysterophorus</i>		*		
<i>Petunia spp.</i>	*		*	
<i>Petunia X hybrida</i>		*		
<i>Phaseolus vulgaris</i>	*	*	*	
<i>Physalis floridana</i>	*			*
<i>Physalis spp.</i>	*	*		
<i>Pisum sativum</i>	*			*
<i>Plumbago capensis</i>	*			*
<i>Polygonum equisetiforme</i>	*			*
<i>Polygonum spp.</i>	*	*		
<i>Portulaca oleracea</i>	*			*
<i>Prosopis farcta</i>	*			*
<i>Ricinus communis</i>	*			*
<i>Sida spp.</i>	*	*		
<i>Solanum incanum</i>	*			*
<i>Solanum luteum</i>	*	*		
<i>Solanum nigrum</i>	*	*	*	
<i>Solanum villosum</i>	*			*
<i>Sonchus oleraceus</i>		*	*	
<i>Tagetes erecta</i>		*		
<i>Tamarix</i>	*			*
<i>Tribulus</i>	*			*
<i>Vicia faba</i>	*			*
<i>Wissadula spp.</i>	*	*		
<i>Withania somnifera</i>	*			*
<i>Xanthium strumarium</i>	*			*
<i>Zinnia elegans</i>		*		*

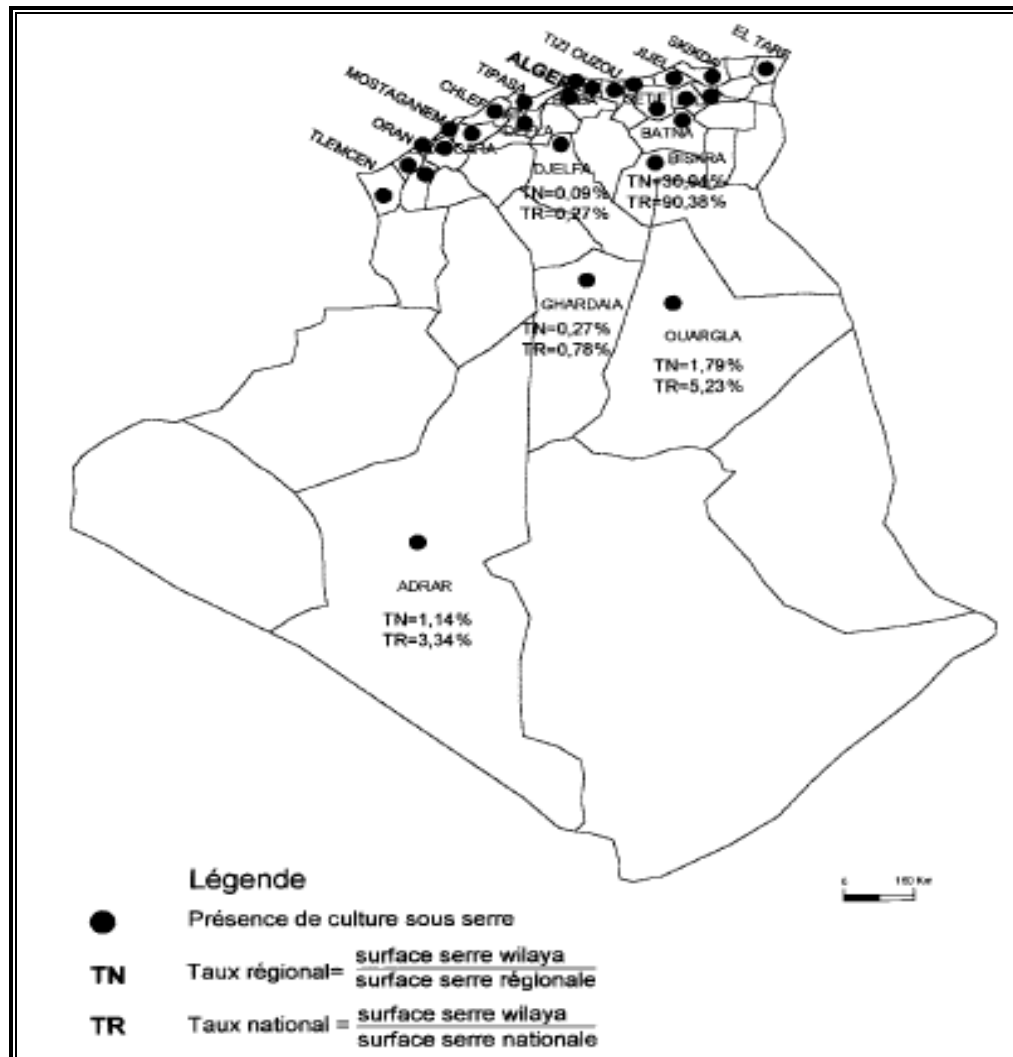
[31] [38] [55] [64] [76] [81] [95] [245].

## APPENDICE M

**LES NOMS VERNACULAIRES ATTRIBUÉS AUX ALEURODES: *BEMISIA TABACI* GENNADIUSET *TRIALEURODES VAPORARIORUM* WESTWOODSUIVANT CERTAINES REGIONS DU MONDE**

Régions du monde	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> Westwood
Allemagne	Taba kmohenschildans Baunwoll	Wiebe fliege
Angleterre	Cotton whitefly Tobacco whitefly Sweet potato whitefly	Green house whitefly
Espagne	Mosca blanca	
France	Mouche blanche du tabac Aleurode du cotonnier Aleurode de la patate douce	Mouche blanche des serres Aleurode des serres
Italie	Aleuroda	
Pays arabes	Dhoubaba el baydhaa Namoussa el beidha El ouachouacha	

**APPENDICE N**  
**RÉPARTITION DES CULTURES PROTÉGÉES À TRAVERS LE TERRITOIRE NATIONAL DE L'ALGERIE**



[12]



## REFERENCES

1. Perron. J. Y, « Productions légumières, éditions Synthèse Agricole », 1999, pp. 575.
2. Pelletier. G, « Introgression des caractères d'espèces sauvages dans la tomate cultivée. LA STABILITE ET L'INSTABILITE DES GENOMES.Séminaire international de la Commission du génie biomoléculaire (CGB), 2004, pp. 24 - 30.
3. Anonyme, « Tomate ». Un article de Wikipédia; l'encyclopédie libre, 2006, [http:// fr.wikipedia.org /wiki/ tomate/](http://fr.wikipedia.org/wiki/tomate/).
4. Ben Dahmane. M, Kheyr-Pour. A, Matzeit. V, Accotto. G.P, Crespi. S, & Gronenborn. B, « Séquence nucléotidique du virus du jaunissement et de la courbure des feuilles de la tomate: Isolat de Sardaigne. Le progrès génétique pousse-t-il pur le repérage et l'inventaire des gènes ? ». Ed. AUPELF-UREE John Libbey Eurotext, Paris, 1993, pp. 123-133.
5. Chazallet. P, « La tomate », 2005, Site Web: [www.Chazallet.com](http://www.Chazallet.com).
6. Kolev. N, « Les cultures maraîchères en Algérie. Tome III. Ed. Balliere J.B. Paris, 1976, pp. 1276.
7. FAOSTAT. « The Food and Agriculture ». Organization of the United Nations (FAO), 2002.
8. PAN U.K, « Des méthodes de production durable pour la tomate », Note N° 13, mai 2002. Site Web: [www.pan-uk.org](http://www.pan-uk.org).
9. PROSEA, « Vegetables, Plant Resources of South East Asia », 1994, 8p.
10. Jones. J.B, Stall. R.E, & Zitter. T.A, « Compendium of Tomato Diseases », APS Press. Minnesota, USA, 1997.
11. Pernezny. K, Roberts, P.D, Murphy. J.F, & Goldberg. N.P, «Compendium of Pepper Diseases». APS Press, Minnesota, USA, 2003.
12. Nechadi. S, Benddine. F, Moumen. A, & Kheddami. M, « Etat des maladies virales de la tomate et stratégie de lutte en Algérie », *Bulletin OEPP/EPPO. Bulletin* 32 (1), 2002, pp. 21 - 24.

13. Cousin. M.T, « Phytoplasmes et phytoplasmoses. Classification, symptômes, et vecton », Phytoma, 1995, pp. 472.
14. Blancard. D, « *Maladies de la tomate* - observer, lutter, identifier. INRA. Paris, 1988, pp. 212
15. Senoussi. M, « Identification des Virus des Solanacées Maraîchères (Tomate - Poivron) en Mitidja Sous Serres et Plein Champs », Mémoire Ing. Agro. INA. El Harrach, 1975, pp. 64.
16. Madani. A, « Journée d'étude sur le virus «TYLCV» de la tomate à Aïn Defla : la maladie peut influencer sur la production », La Tribune (Algiers), 5 Avril 2005, Site web : <http://fr.allafrica.com/publishers.htm>.
17. Anonyme. « Alerte à l'aleurode de la tomate sous serre », 2006, Site web : <http://www.inpv.edu.dz/Avertissements.htm>.
18. Zerdani. M, « Journée d'information à Annaba sur les dangers de la mouche blanche », Protection des végétaux, El Moudjahid-Quotidien national d'information, Mardi 07 Juin 2005, Site web : [www.elmodjahid.com](http://www.elmodjahid.com).
19. Urbino. C, Gérion. A. L, poliakoff. F, Coranson. R, Dalmond. A, Tiego. G, & Babo E, « Les maladies à *Begomovirus* chez la tomate dans les départements françaises d'Outre-Mer : I - Départements françaises d'Amérique », Phytoma - La Défense des Végétaux, 2003, 556 : 52 – 55.
20. Ascencio-Ibañez. J.T, Diaz-Plaza. R, Mendez-Lozano. J, Monsalve-Fonnegra. Z, Arguello-Astorga. G, & Rivera-Bustamante. R.F, « First report of TYLCV » in Yucatán, Mexico. Plant Disease, 1999, 83: 11-78.
21. Bird. J, Idris. A.M, Rogan. D, & Brown. J.K, « Introduction of the exotic *Tomato leaf curl virus-Israel* in tomato to Puerto Rico». Plant Disease, 2001, 79: 12-50.
22. Martinez-Zubiaur. Y, Zabalgogezcoa. I, de Blas. C, Sanchez. F, Peralta. E.L Romero. J, & Ponz. F, «Geminiviruses associated with diseased tomatoes in Cuba ». Phytopathology, 1996, 144: 277-279.
23. Martinez-Zubiaur. Y, Fonseca. D, Quiñonez. M, & Palenzuela. I, « Presence of Tomato yellow leaf curl virus infecting squash (*Cucúrbita pepo*) in Cuba», Plant Disease, 2004, 88: 572.
24. Maxwell. P, Nakhla. M.K, Maxwell. M.D, Ramirez. P, Karkashian. J.P, Doyle de Rocca. M.M, Roye. M, McLaughlin. W & Faria. J.C, « Diversity of begomoviruses and their management in Latin America», Phytopathology, 2002, 92: S127.

25. Wernecke. M.E, Roye. M.E, & Mc Laughlin. W.A, « Identification of tomato yellow leaf curl geminivirus (TYLCV-ls) in tomatoes and peppers in Jamaica», Proceedings of Biology and Molecular Epidemiology of Geminiviruses. Tucson, Arizona, 1995, pp. 17.
26. Gafni. Y, « *Tomato yellow leaf curl virus*, the intracellular dynamics of plant DNA virus». *Molecular Plant. Pathology* 4 (1), 2003, pp. 9 - 15.
27. Padidam. M, Maxwell. D.P & Fauquet C.M, « A proposal for naming geminiviruses », *Archives of Virology* 142, 1997, pp. 2553–61.
28. Fauquet. C.M, Maxwell. D.P, Gronenborn. B, Stanley. J, « Revised proposal for naming geminiviruses», *Arch Virol* 145, 2000, pp. 1743–1761.
29. Padidam. M, Beachy. R.N, Fauquet C.M, « Classification and identification of geminiviruses using sequence comparisons», *J Gen Virol*, 1995, 76: 249–263
30. Rybicki. E.P, « A phylogenetic and evolutionary justification for three genera of *Geminiviridae* », *Arch Virol*, 1994, 139: 49–77.
31. Nakhla. M.K & Maxwell. D.P, « Epidemiology and management of tomato yellow leaf curl disease ». In Hadidi. A, Khetarpal. R.K, & Koganezawa. H. (eds) *Plant Virus Disease Control*, APS Press, St Paul, 1998, pp. 565-583.
32. Fauquet. C.M & Stanley. J, « Geminivirus classification and nomenclature: progress and problems», *Annals of applied Biology*, 142 (2), 2003, pp. 165-189.
33. Fauquet, C.M, Bisaro. D.M, Briddon. R.W, Brown. J.K, Harrison. B.D, Rybicki. E.P, Stenger. D.C, & Stanley. J, «Revision of taxonomic criteria for species demarcation in the family *Geminiviridae*, and an updated list of begomovirus species», *Archives of Virology*, 2003, 148: 405-421.
34. Pringle. C.R, « Virus taxonomy – 1999 – The universal system of virus taxonomy, updated to include the new proposals ratified by the International Committee on Taxonomy of Viruses during 1998», *Arch Virol*, 1999, 144: 421– 429.
35. Rybicki. E.P, Briddon. R.W, Brown. J.E, Fauquet. C.M, Maxwell. D.P, Harrison. B.D, Markham. P.G, Bisaro. D.M, Robinson. D, & Stanley. J, « Family *Geminiviridae* », In: van Regenmortel. M.H.V, Fauquet. C.M, Bishop. D.H.L, Carstens. E, Estes. M.K, Lemon. S, Maniloff. J, Mayo. M.A, McGeoch. D, Pringle. C.R, & Wickner. R.B (eds) *Virus Taxonomy. Seventh Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Academic Press, NewYork, 2000, pp. 285–297.
36. OEPP/CABI, « *Bemisia tabaci*. » In: *Quarantine pests for Europe*. 2nd edition (Ed. by Smith. I.M, McNamara. D.G, Scott. P.R, & Holderness. M). CAB INTERNATIONAL, Wallingford, UK, 1996.

37. Chiang. B.T, Nakhla. M.K, Maxwell. D.P, Schoenfelder. M, & Green. S.K, «A new Geminivirus associated with a leaf curl disease of tomato in Tanzania», *Plant Disease*, 1997, 81: 111.
38. Nono-Womdim. R, Swai. I.S, Green. S.K, Gebre-Selassie. K, Laterrot. H, Marchoux. G, & Opeña. R.T, « Tomato viruses in Tanzania: identification, characterization, and disease incidence», *Journal of the South African Society for Horticultural Sciences*, 1996, 6: 41–44.
39. Monci. F, Navas-Castillo. J, Cenis. J.L, Lacasa. A, & Benazoun. A, «Spread of tomato yellow leaf curl virus *Sar* from the Mediterranean basin: presence in the Canary Islands and Morocco», *Plant Disease*, 2000, 84: 490.
40. Pietersen. G, Idris. A.M, Krüger. K, & Brown. J.K, «Tomato curly stunt virus, a new Begomovirus of tomato within the tomato yellow leaf curl virus-IS cluster in South Africa», *Plant Disease*, 2000, 84: 810.
41. Hull. R.M, Idris. A.M, & Brown. J.K, « Sinaloa tomato leaf curl geminivirus: biological and molecular evidence for a new subgroup III virus», *Matthews' Plant Virology*, 4th edition. Academic Press, New York. *Phytopathology*, 2002, 88: 648-657.
42. Van Regenmortel. M.H.V, «Virus taxonomy: The classification and nomenclature of viruses », *The Seventh Report of the International Committee on the Taxonomy of Viruses*. San Diego, USA. Academic Press. 2000.
43. Goodman. R.M, « Single stranded-DNA genome in a whitefly-transmitted plant virus », *Virology*, 1977, 83: 171 - 179.
44. Matthews R.E.F, « Plant virology », Third Edition, Academic Press, INC, 1991, pp. 835.
45. Goodman, R.M, « Infectious DNA from a whitefly – transmitted virus of *Phaseolus vulgaris*», *nature (London)*, 1977, 266: 54 – 55.
46. Rubistein. G & Czosnek. H, « Long-term association of tomato yellow leaf curl virus with its whitefly vector *Bemisia tabaci*: Effect on the insect transmission capacity, longevity and fecundity », *J. Gen. Virol*, 1997, 78: 2683 - 2689.
47. Ghanim. M & Czosnek. H, « *Tomato yellow leaf curl virus Geminivirus (TYLCV-Is)* is transmitted among whiteflies (*Bemisia tabaci*) in a sex –related manner », *Journal of Virology*, 2000, 74: 4738 – 4745.
48. Reynaud. B, Wuster. G, Delatte. H, Soustrade. I, Lett. J.M, Gambin. O, & Peterschmitt. M, « Les maladies à *Begomovirus* chez la tomate dans les départements français d'Outre-Mer : II - Le Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) à la Réunion », *Phytoma - La Défense des Végétaux*, 2003, 562: 13 – 17.

49. Hull. R, Stanley. J, & Briddon. R.W, « The Geminivirus group in classification and nomenclature of viruses», *Archives of viromogy sappelmentum*, 2<sup>eme</sup>Ed. New York, 1991, pp. 177.
50. Czosnek. H & Laterrot. H, « A worldwide survey of tomato yellow leaf curl viruses », *Archives of Virology*, 1997, 142: 1391–1406.
51. Kheyr-Pour. A, Bendahmane. M, Matzeit. V, Accotto. G.P, Crespi. S, & Gronenborn. B, « Tomato yellow leaf curl virus from Sardinia is a whitefly-transmitted monopartite geminivirus », *Nucleic Acids Res*, 1991, 19: 6763-6769.
52. Navot. N, Pichersky. E, Zeidan. M, Zamir. D, & Czosnek. H, « Tomato yellow leaf curl virus: a whitefly-transmitted geminivirus with a single genomic component », *Virology*, 1991, 185: 151-161.
53. Van Regenmortel. M.H.V, Fauquet. C.M, Bishop. D.H.L, Carstens. E, Estes. M.K, Lemon. S, Maniloff.J, Mayo. M.A, Mc Geoch. D, Pringle. C.R, & Wickner. R.B, « Virus Taxonomy». Seventh Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses, San Diego, Academic Press London, 1999, pp. 1044.
54. Briddon. R.W & Markham. P.G, « Family *Geminiviridae*». In Murphy. F.A, Fauquet. C.M, Bishop. D.H.L, Ghabrial. S.A, Jaevic. A.W, Martelli. G.P, Mayo. M.A, & Summers. M.D, (ed.), « Virus taxonomy: classification and nomenclature of viruses», Sixth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Springer-Verlag, New York, 1995, pp. 158 – 165.
55. Delatte. H, « Study of the pathosystem begomovirus/bemisia tabaci/ tomato on the south west islands of the indian ocean», Ph. D. Thesis Wageningen University, Wageningen, the Netherlands, 2005, pp. 160.
56. Van Regenmortel. M.H.V, Fauquet. C.M, Bishop. D.H.L, Carstens. E.B, Estes. M.K Lemon. S.M, Maniloff. J, Mayo. M.A, Mc Geoch. D.J, Pringle. C.R, Wickner. R.B, « Virus Taxonomy », VIIth Rep. ICTV. Academic Press, San Diego, 1167, Singh. p, Gepts. S.P, Debouck. P.D, 1991. Races of common bean (*Phaseolus vulgaris*, Fabacea). *Econ. Bot* 45, 2000, pp. 379- 396.
57. Muniyappa.V, « Whiteflies », in vectors of plant pathogens, Ed Harris.K.F & Maromosh. K, Academic Press, New York, 1980, pp. 39-85.
58. Brown. J.K & Nelson. M.R, «Transmission, host range, and virus-vector relationships of Chino del tomate virus (CdTV), a whitefly-transmitted Geminivirus from Sinaloa». *Plant Disease*, 1988, 72: 866 - 869.
59. Cohen. S & Antignus. Y, «Tomato yellow leaf curl virus, a whitefly-borne Geminivirus of tomatoes», *Advances in Disease Vector Research* 10, 1994, pp. 259-288.

60. Pico. B, Diez. M.J & Nuez. F, « Viral diseases causing the greatest economic losses to the tomato crop. II. The tomato yellow leaf curl virus - a review », *Scientia Hort.* 67, 1996, pp. 151-196.
61. Accotto. G.P, NavasCastillo. J, Noris. E, Moriones. E, & Louro. D, « Typing of Tomato yellow leaf curl viruses in Europe », *European Journal of Plant Pathology* 106, 2000, pp. 179 - 186.
62. Yassin. A. M & Nour. M.A, « Tomato leaf curl disease in the Sudan and its relation to tobacco leaf curl ». *Annals of Applied Biology* 56, 1965, pp. 207-217.
63. Yassin. A. M, « Epidemics and chemical control of leaf curl virus disease of tomato in the Sudan ». *Experimental Agriculture* 11, 1975, pp.161-165.
64. Nono-Womdim. R, « An overview of major virus diseases of vegetable crops in Africa and some aspects of their control » in « *Plant virology in sub-Saharan Africa , An overview of major virus diseases of vegetable crops in Africa* ». AVRDC Africa Regional Program, Tanzania, 2002, 213 – 232.
65. Czosnek. H, Navot. N, & Laterrot. H, « Geographical distribution of Tomato yellow leaf curl virus. A first survey using a specific DNA probe ». *Phytopathology Mediterranean* 29, 1990, pp. 1 - 6.
66. Konaté. G, Barro. N, Fargette. D, Swanson. M.M, & Harrison. B.D, « Occurrence of whiteflytransmitted geminiviruses in crops in Burkina Faso, and their serological detection and differentiation », *Annals of Applied Biology* 126, 1995, pp. 121-129.
67. D'Hondt. M & Russo. M, « Tomato yellow leaf curl in Senegal », *Plant Pathol* 112, 1985, pp. 153 - 160.
68. Abou-Jawdah. Y & Shebaro. W.A, « Situation of TYLCV in Lebanon », *Tomato Leaf Curl Newsletter*, 1993, 4: 2-3.
69. Peterschmitt. M, Granier. M, & Aboulama. S, « First report of Tomato yellow leaf curl geminivirus in Morocco », *Plant Disease* 83, 1999, pp. 1074.
70. Jebbour. F & Abaha. L, « Situation of TYLCV in Morocco and diagnostic methods », *Bulletin OEPP*, 2002, 32: 17-19.
71. Peterschmitt. M, Granier. M, Mekdoud. R, Dalmon. A, Gambin. O, Vayssieres. J.F, & Reynaud. B, « First report of tomato yellow leaf curl virus in Réunion Island », *Plant Disease* 83, 1999, pp. 303.
72. Dalmon. A, Peterschmitt. M, Cailly. M, Dufour. O, Jeay. M, & Baguet. A, « La maladie des feuilles jaunes en cuillères de la tomate », *Phytoma. LDV*, n° 527, 2000, pp.48.

73. Matallah. H & Ait Ouada .M, « Essai d'identification du Tomato spotted wilt virus (TSWV), Agent de la maladie bronzée de la tomate », Laboratoire de virologie végétale, INA, ed. Filaha, 1<sup>er</sup> salon de l'agriculture, Magazine des productions et santé animales, 2009, 47: 15-20, site web : [www.Filaha\\_dz.com](http://www.Filaha_dz.com).
74. Varma. A & Malathi. V.G, « Emerging geminivirus problems: A serious threat to crop production », *Annals of Applied Biology* 142, 2003, pp. 145 - 164.
75. NavasCastillo. J, SanchezCampos. S, Noris. E, Louro. D, Accotto, G.P. & Moriones. E, « Natural recombination between Tomato yellow leaf curl virus-Is and Tomato leaf curl virus », *Journal of General Virology* 81, 2000, pp. 2797 - 2801.
76. Accotto. G.P, Bragaloni, Luison. D, Davino. S, & Davino. M, « First report of *Tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV) in Italy », *New Disease Reports* 7, 2003, site web: <http://www.bspp.org.uk/ndr/volume.asp>.
77. OEPP, « Reporting Service 2004 », Paris, 2004, 08: 114-127, site web: [www.eppo.org](http://www.eppo.org).
78. Cohen. S & Harpaz. I, « Periodic, rather than continual acquisition of a new tomato virus by its vector, the tobacco whitefly (*Bemisia tabaci* GennadiusGennadius) », *Entomol. Exp. Appl.* 7, 1964, pp. 155 - 166.
79. Bernard. R, Gilles. W, Helene. D, Isabelle. S, Jean. M.L, « Les maladies à BIGAMO-VIRUS chez la tomate dans les départements français d'Outre-Mer, le TYLCV a la réunion », *Phytoma* 562, 2003, pp. 40.
80. Polston. J.E, McGovern. R.J, & Brown. L.G, « Introduction of tomato yellow leaf curl virus in Florida and implications for the spread of this and other geminiviruses of tomato », *Plant Disease* 83, 1999, pp. 984 - 988.
81. Brunt. A.A, Crabtree. K, Dallwitz. M.J, Gibbs. A.J, & Watson. L, & Zurcher. E.J, « Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database », Version: 20th August, 1996, URL <http://biology.anu.edu.au/Groups/MES/vide/>
82. Cohen. S & Nitzany. F.E, « Transmission and host range of tomato yellow leaf curl virus », *Phytopathology* 56, 1966, pp. 1127-1131.
83. Lett. J.M, Delatte. H, Naze. F, Reynaud. B, Abdoul-Karime. A.L, & Peterschmitt. M, « A new tomato Begomovirus from Mayotte », *Plant Disease* 88, 2004, pp. 681.
84. Moriones. E & NavasCastillo. J, « Tomato yellow leaf curl virus, an emerging virus complex causing epidemics worldwide », *Virus Research* 71, 2000, pp. 123 - 134.
85. Jones. D.R, « Plant viruses transmitted by whiteflies », *Eur. J. Plant Pathol* 109, 2003, pp. 195 - 219.

86. Reynaud B. « Protection des plantes », Rapport annuel CIRAD Réunion, 2004, pp. 55 - 82
87. Cohen. S & Nissan. F.E, « Transmission and host range of tomato yellow leaf curl virus», *Phytopathology*, 1966, 56:1127 - 1131.
88. Kasrawi. M.A, «Tomato production and yellow leaf curl viruses in London», *In: Resistance of the tomato to TYLCV, Proceeding of the Seminar of EEC Contract DGX-TS2-055F (CD) Partners*, 1991, pp. 14 - 16.
89. Moriones. E, Arnó. J, Accotto. G.P, Noris. E, & Cavallarin. L, « First report of tomato yellow leaf curl virus in Spain», *Plant Disease*, 1993, 77: 953.
90. Gallitelli. D, Vovlas. C, Martelli. G, Moutasser. M.S, Tousigant. M.E, & Kaper. J.M, «Satellite – mediated protection of tomato against cucumber mosaic virus. II. Field test under natural epidemic conditions in southern Italy», *Plant Dis.* (In press), 1990.
91. Nakhla. M.K, Maxwell. D.P, Martinez. R.T, Carvalho. M.G, & Gilbertson. R.L, «Widespread occurrence of the eastern Mediterranean strain of tomato yellow leaf curl geminivirus in tomatoes in the Dominican Republic», *Plant Disease* 78, 1994, pp. 926.
92. Martelli. G.P, «Maladies à virus et semblables aux virus dans le bassin méditerranéen», cours de virologie, Ban. Italie, Avril 1987, pp. 12.
93. Brown. J & Bird. J, «Variability within the *Bemisia tabaci Gennadius* species complex and its relation to new epidemics caused by Geminiviruses», *CEIBA*, 1995, 36: 73-80.
94. Kato. K, Onuki. M, Fuji. S., & Hanada. K, « The first occurrence of *Tomato yellow leaf curl virus* in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) in Japan», *Phytopathological Soc. of Japan*, 1998, 64: 552-559.
95. Salati. R, Nahkla. M.K, Rojas. M.R, Guzman. P, Jaquez. J, Maxwell. D.P, and Gilbertson. R.L, «Tomato yellow leaf curl virus in the Dominican Republic: Characterization of an infectious clone, virus monitoring in whiteflies, and identification of reservoir hosts», *Phytopathology*, 2002, 92: 487 - 496.
96. OEPP, «Tomato yellow leaf curl Begomovirus, Distribution maps of quarantine pests for Europe», 2006, site web: [http://www.eppo.org/QUARANTINE/virus/TYLCV\\_virus/TYLCVO\\_map.pdf](http://www.eppo.org/QUARANTINE/virus/TYLCV_virus/TYLCVO_map.pdf).
97. Polston. J.E & Anderson. P.K, «The emergence of whitefly-transmitted geminiviruses in tomato in the western hemisphere», *Plant Dis*, 1997, 81: 1358 - 1369.



98. Zeidan. M, Green S.K, Maxwell. D.P, Nakhla. M.K, & Czosnek. H, « Molecular analysis of whitefly-transmitted tomato geminiviruses from Southeast and East Asia », *tropical Agricultural Research and Extension* 1 (2), 1998, pp. 108 – 115.
99. Morin. S, Ghanim. M, Zeidan. M, Czosnek. H, Verbeek. M, & Van Den Heuvel. J.F.J.M, « A GroEL homologue from endosymbiotic bacteria of the whitefly *Bemisia tabaci* Gennadius implicated in the circulative transmission of Tomato yellow leaf curl virus», *Virology*, 1999, 256: 75 - 84.
100. DEFRA, « *Tomato yellow leaf curl virus*, Department for Environment, Food and Rural Affairs», 2002, Web site: [www.defra.gov.uk](http://www.defra.gov.uk).
101. PRETORIA, « *Tomato Curly Stunt Begomovirus* - A new Pathogen of tomatoes in South Africa, Department: Agriculture Republic of South Africa», Technical manual N°1, 2003, pp. 6.
102. OEPP, « *Tomato yellow leaf curl bigeminivirus* - quarantine pest, Data Sheets on Quarantine Pests», 1997, pp. 5.
103. Simone. G.W, Brown. J.K, Hiebert. E, Cullen. R.E, « New geminivirus epidemic in Florida tomatoes and peppers», *Phytopathology*, 1990, 80: 10 - 63.
104. Seif. A.A, Varela. A.M, Nyambo. B, « *Tomato pests and diseases in Somalia and their control* », Edited: Andrew J. Harberd, UNA IPM Project in Somalia, 2003, pp. 140.
105. Momol. M.T, Simone. G.W, Dankers. W, Sprenkel. K, Olson. M, Momol. E.A, Polson. J.E, & Hiebert. E, « First report of tomato yellow leaf curl virus in tomato in South Georgia», *Plant Disease* 83: 1999, pp. 487.
106. SRPV de Basse-Normandie, Cultures Ornementales, « *Avertissements agricoles-pour de bonnes pratiques agricoles*», *BASSE-NORMANDIE Bulletin Technique des Stations d'Avertissements Agricoles*, n° 8, 30 juin 2004, pp. 3.
107. Marchoux. G, Gebre-Sélassié. K, & Gogalons. P, « Trois facteurs concourent à l'émergence de nouveaux virus», *Phytoma - La Défense des Végétaux*, 2001, 541 : 40 - 45.
108. Delatte. H, Dalmon. A, Rist. D, Soustrade. I, Wuster. G, Lett. J.M, Goldbach. R.W, Peterschmitt. M, & Reynaud. B, « *Tomato yellow leaf curl virus* can be acquired and transmitted by *Bemisia tabaci* Gennadius(Gennadius) from tomato fruit», *Plant Dis.*, 2003, 87: 1297-1300.
109. Lazarowitz. S.G, «Probing plant cell structure and function with viral movement proteins», *Current Opinion in Plant Biology*, 1999, 2: 332-338.

110. Brown. J.K, « The biology and molecular epidemiology of the *Geminiviridae* Subgroup III», In: Stacey. G, Keen. N.T (eds) *Plant-Microbe Interactions Volume III*. Chapman and Hall, New York, 1997, pp. 125-195.
111. Czosnek. H, Ber. R, Antignus. Y, Cohen. S, Navot. N, Zamir. D, « Isolation of tomato yellow leaf curl virus, a geminivirus», *Phytopathology*, 1988, 78: 508-512.
112. Lazarowitz. S. G, « Geminiviruses: Genome structure and gene function », *Critic Rev. Plant Sci.* 11, 1992, pp. 327 - 349.
113. Channarayappa Muniyappa. V, Schwegler-Berry. D, Shivashankar. G, «Ultrastructural changes in tomato infected with tomato leaf curl virus, a whitefly-transmitted geminivirus», *Canadian Journal of Botany*, 1992, 70: 1747-1753.
114. Rochester. D.E, DePaulo. J.J, Fauquet. C.M, & Beachy. R.N, « Complete nucleotide sequence of the geminivirus tomato yellow leaf curl virus, Thailand isolate», *Journal of General Virology*, 1994, 75: 477-485.
115. Brunt.A.A & Crabtree. K, «viruses of plants walking ford CAB international», *Phytoma*, 1995, pp. 54
116. Noris. E, Hidalgo. E, Accotto. G.P, & Moriones. E, « High similarity among the tomato yellow leaf curl virus isolates from the West Mediterranean basin: the nucleotide sequence of an infectious clone from Spain», *Arch. Virol*, 1994, 135: 165-170.
117. Astier. S, Albouy. J, Maury. Y, & Lecoq. H, « Principes de virologie végétale : génome, pouvoir pathogène, écologie des virus», INRA. Ed. Versailles, 2001, pp. 444.
118. Zhang. S.C, Wege. C, and Jeske. H, «Movement proteins (BC1 and BV1) of Abutilon mosaic geminivirus are cotransported in and between cells of sink but not of source leaves as detected by green fluorescent protein tagging», *Virology*, 2001, 290: 249-260.
119. Pringle. C.R, «The universal system of virus taxonomy of the International Committee on Virus Taxonomy (ICTV) including new proposals ratified since publication of the Sixth ICTV Report in 1995», *Arch. Virol*, 1998, 143: 203-210.
120. Lucioli. A, Noris. E, Brunetti. A, Tavazza. R, Ruzza. V, Castillo Araceli. G, Eduardo Bejarano. R, Accotto. G.P, and Tavazza. M, « *Tomato Yellow Leaf Curl Sardinia Virus* Rep-Derived Resistance to Homologous and Heterologous Geminiviruses Occurs by Different Mechanisms and Is Overcome if Virus-Mediated Transgene Silencing Is Activated », *J Virol*, 2003, 77(12): 6785–6798.
121. Antignus. Y & Cohen. S, « Complete nucleotide sequence of an infectious clone of a mild isolate of tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) », *Phytopathology*, 1994, 84: 707-712.

122. Hanley-Bowdoin. L, Settlege. S. B, Orozco. B. M, Nagar. S, and Robertson. D, «Geminiviruses: Models for plant DNA replication, transcription, and cell cycle regulation», *Crit. Rev. Plant Sci.* 1999. 18:71-106.
123. Noris. E, Vaira. A. M, Caciagli. P, Masenga. V, Gronenborn. B, and Accotto. G.P, « Amino Acids in the Capsid Protein of Tomato Yellow Leaf Curl Virus That Are Crucial for Systemic Infection, Particle Formation, and Insect Transmission », *Journal of Virology*, December Vol. 72, No. 12, 1998, pp. 10050-10057.
124. Wartig. L, Kheyr-Pour. A, Noris. E, Kouchkovsky. F, Jouanneau. F, Gronenborn. B, and Jupin I, «Genetic analysis of the monopartite tomato yellow leaf curl geminivirus: roles of V1, V2, and C2 ORFs in viral pathogenesis», *Virology*, 1997, 228:132-140.
125. Noris. E, Accotto. G.P, Tavazza. R, Brunetti. A, Crespi. S, & Tavazza. M, «Resistance to tomato yellow leaf curl geminivirus in *Nicotiana benthamiana* plants transformed with a truncated viral C1 gene», *Virology*, 1996, 224: 130-138.
126. Jupin. I, Kouchkovsky. F, Jouanneau. F, & B. Gronenborn, « Movement of tomato yellow leaf curl geminivirus (TYLCV): involvement of the protein encoded by ORF C4», *Virology*, 1994, 204: 82-90.
127. Laufs. J, Traut. W, Heyraud. F, Matzeit. V, Rogers. S.G, Schell. J, & Gronenborn. B, « *In vitro* cleavage and joining at the viral origin of replication by the replication initiator protein of tomato yellow leaf curl virus», *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 1995, 92: 3879-3883.
128. Jupin. I, Hericourt. F, Benz. B, & Gronenborn. B, « DNA replication specificity of TYLCV geminivirus is mediated by the amino-terminal 116 amino acids of the Rep protein», *FEBS Lett*, 1995, 362:116-120.
129. Sunter. G & Bisaro. D.M, « Transactivation of geminivirus AR1 and BR1 gene expression by the viral AL2 gene product occurs at the level of transcription», *Plant Cell*, 1992, 4: 1321-1332.
130. Crespi. S, Noris. E, Vaira. A.M, & Accotto, G.P, «Molecular characterization of cloned DNA from a tomato yellow leaf curl virus isolate from Sicily», *Phytopathol. Mediterr*, 1995, 34:93-99.
131. Navas-Castillo. J, Sánchez-Campos. S, Díaz. J.A, Sáez-Alonso. E, & Moriones. E, «Tomato yellow leaf curl virus-Is causes a novel disease of common bean and severe epidemics in tomato in Spain», *Plant Dis*, 1999, 83: 29-32.
132. Arguello-Astorga. G.R, Guevara-Gonzalez. R.G, Herrera-Estrella. L.R, & Rivera-Bustamante, R.F, «Geminivirus replication origins have a group-specific organization of iterative elements: a model for replication», *Virology*, 1994, 203: 90-100.

133. Noueiry. A.O, Lucas W.J, and Gilbertson. R.L, «Two proteins of a plant DNA virus coordinate nuclear and plasmodesmatal transport», *Cell*, 1994, 76: 925-932.
134. Sanderfoot. A.A, Ingham. D.J, and Lazarowitz. S.G, « A viral movement protein as a nuclear shuttle», *Plant Physiology* 1996. 110: 23-33.
135. Von Arnim. A, Stanley. J, « Determinants of Tomato golden mosaic virus symptom development located on DNA B», *Virology*, 1992, 18: 286-293.
136. Ingham. D.J, Pascal. E, and Lazarowitz. S.G, « Both bipartite geminivirus movement proteins define viral host range, but only BL1 determines viral pathogenicity», *Virology*, 1995, 207: 191-204.
137. Eagle. P.A, Orozco. B.M, and Hanley-Bowdoin. L, « A DNA-sequence required for geminivirus replication also mediates transcriptional regulation», *Plant Cell*, 1994, 6: 1157-1170.
138. Padidam. M, Beachy. R.N, and Fauquet. C.M, « The role of AV2 (“precoat”) and coat protein in viral replication and movement in tomato leaf curl geminivirus», *Virology*, 1996, 224: 390-404.
139. Orozco. B.M, Gladfelter. H.J, Settlage. S.B, Eagle. P.A, Gentry. R.N, and Hanley-Bowdoin. L, « Multiple *cis* elements contribute to geminivirus origin function», *Virology*, 1998, 242: 346-356.
140. Harrison. B.D and Robinson. D.J, « Natural genomic and antigenic variation in whitefly-transmitted geminiviruses (begomoviruses) », *Annual Review of Phytopathology*, 1999, 37: 369-398.
141. Harrison. B.D & Robinson. D.J, « Green shoots of geminivirology», *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 2002, 60: 215-218.
142. Zhou. X, Xie. Y, Tao. X, Zhang. Z, Li. Z, & Fauquet. C.M, « Characterization of DNA $\beta$  associated with begomoviruses in China and evidence for co-evolution with their cognate viral DNA-A», *Journal of General Virology*, 2003, 84: 237-247.
143. Barja. F, « virologie generale - les virus vegetaux, structure, multiplication et transmission», 2001, web site : <http://www.unige.ch/sciences/biologie/biogen/micro/virus2000.htm>.
144. Colimon, «Multiplication des virus (Département de virologie) », 2001, web site : <http://www.med.univ-rennes1.fr/resped/s/viro/multivir/multivirus.html>.
145. Maîtrise. N, «Cours de microbiologie de paris VI (Transmission des Virus et cycle de multiplication)», 2002, web site : <http://virologie.free.fr/>, ou <http://membres.lycos.fr/neb5000/Virologiel/Introduction%20virologie/introduction%20virologie%202.htm>.

146. Rojas. M.R, Jiang. H, Salati. R, Xoconostle-Casares. B, Sudarshana. M.R, Lucas. W.J, and Gilbertson. R.L, «Functional analysis of proteins involved in movement of the monopartite Begomovirus, Tomato yellow leaf curl virus», *Virology*, 2001, 291: 110–125.
147. Kunik. T, Salomon. R, Zamir. D, Navot. N, Zeidan. M, Michelson. I, Gafni. Y, and Czosneck. H, « Transgenic tomato plants expressing the tomato yellow leaf curl virus capsid protein are resistant to the virus», *Bio/Technology*, 1994, 12: 500–504.
148. Briddon. R.W, Watts. J, Markham. P.G, & Stanley, J, « The coat protein of BCTV is essential for infectivity», *Virology*, 1989, 172: 628-633.
149. Morin. S, Ghanim. M, Sobol. I, and Czosnek. H, « The GroEL protein of the whitefly Bemisia tabaci Gennadius interacts with the coat protein of transmissible and non-transmissible begomoviruses in the yeast two-hybrid system», *Virology*, 2000, 276: 404-416.
150. Gafni. Y & Epel. B.L, « The role of host and viral proteins in intra- and inter-cellular trafficking of geminiviruses», *Physiological and Molecular. Plant Pathology*, 2002, 60: 231-241.
151. Azzam. O, Frazer. J, De La Rosa. D, Beaver. J.S, Ahlquist. P, and Maxwell D.P, «Whitefly transmission and efficient ssDNA accumulation of bean golden mosaic geminivirus require functional coat protein», *Virology*, 1994, 204: 289-296.
152. Boulton. M.I, Steinkellner. H, Donson. J, Markham. P.G, King. D.I, and Davies. J.W, « Mutational analysis of the virion-sense genes of maize streak virus», *J. Gen. Virol*, 1989, 70: 2309–2323.
153. Liu. L, Davies. J.W, and Stanley. J, « Mutational analysis of bean yellow dwarf virus, a geminivirus of the genus Mastrevirus that is adapted to dicotyledonous plants», *J. Gen. Virol*, 1998, 79: 2265– 2274.
154. Rigden. J.E, Dry. I.B, Mullineaux. P.M, and Rezaian. M.A, « Mutagenesis of the virion-sense open reading frames of tomato leaf curl geminivirus», *Virology*, 1993, 193: 1001–1005.
155. Séron. K and Haenni A.L, « Vascular movement of plant viruses», *Mol. Plant-Microbe Interact*, 1996, 9: 435-442.
156. Briddon. R.W, Pinner. M.S, Stanley. J, and Markham P.G, « Geminivirus coat protein gene replacement alters insect specificity», *Virology*, 1990, 177: 85-94.
157. Gardiner. W.E, Sunter. G, Brand. L, Elmer. J.S, Rogers. S.G, and Bisaro. D.M, «Genetic analysis of tomato golden mosaic virus: The coat protein is not required for systemic spread or symptom development», *EMBO. J*, 1988, 7: 899–904.

158. Pooma. W, Gillette. W.K, Jeffrey. J.L, and Petty. I.T, « Host and viral factors determine the dispensability of coat protein for bipartite geminivirus systemic movement», *Virology*, 1996, 218: 264–268.
159. Stanley. J & Townsend. R, « Infectious mutants of cassava latent virus generated in vivo from intact recombinant DNA clones containing single copies of the genome», *Nucl. Acids Res*, 1986, 14: 5981–5998.
160. Desbiez. C, David. C, Mettouchi. A, Laufs. J, and Gronenborn. B, « Rep protein of tomato yellow leaf curl geminivirus has an ATPase activity required for viral DNA replication», *Proc. Natl Acad. Sci. USA*, 1995, 92: 5640–5644.
161. Elmer. J.S, Brand. L, Sunter. G, Gardiner. W.E, Bisaro. D.M, Rogers. S.G, «Genetic analysis of the tomato golden mosaic virus II. The product of the AL1 coding sequence is required for replication», *Nucl Acids Res*, 1988, 16: 7043-60.
162. Etesami. P, Saunders. K, Watts. J, and Stanley. J, « Mutational analysis of complementary-sense genes of African cassava mosaic virus DNA A», *J. Gen. Virol*, 1991, 72: 1005-1012.
163. Hanley-Bowdoin. L, Elmer. J.S, Roger. S.G, « Expression of functional replication protein from tomato golden mosaic virus in transgenic tobacco plants», *Proc Natl Acad Sci USA*, 1990, 87: 1446-50.
164. Hayes. R.J & Buck. K.W, « Replication of tomato golden mosaic wrus DNA B in transgenic plants expressing open reading frames ORFs of DNA A : requirement of ORF AL2 for production of aingle-stranded DNA», *Nucl Acids Res*, 1989, 17 : 10213-22. 121.
165. Gladfelter. H.J., Eagle. P.A, Fontes. E.P, Batts. L, and Hanley-Bowdoin. L, « Two domains of the AL1 protein mediate geminivirus origin recognition», *Virology*, 1997, 239: 186-197.
166. Xie. Q et al., « GRAB proteins, novel members of the NAC domain family, isolated by their interaction with geminivirus protein », *Plant Mol. Biol.* 39, 1999, pp. 647–656.
167. Stanley. J, « Analysis of African cassava mosaic virus recombinants suggests strand nicking occurs within the conserved nonanucleotide motif during the initiation of rolling circle DNA replication», *Virology*, 1995, 206: 707-712.
168. Sunter. G, Hartitz. M.D, and Bisaro. D.M, « Tomato golden mosaic virus leftward gene expression: autoregulation of geminivirus replication protein», *Virology*, 1993, 195: 275-280.

169. Gutierrez. C, « Geminiviruses and the plant cell cycle», *Plant Mol. Biol*, 2000, 43: 763-772.
170. Missich. R, Ramirez-Parra. E, and Gutierrez. C, « Relationship of oligomerization to DNA binding of wheat dwarf virus RepA and Rep proteins», *Virology*, 2000, 273: 178-188.
171. Orozco. B.M, Kong. L.J, Batts. L.A, Elledge. S, and Hanley-Bowdoin. L, « The multifunctional character of a geminivirus replication protein is reflected by its complex oligomerization properties», *J. Biol. Chem*, 2000, 275: 6114-6122.
172. Orozco. B.M, Miller. A.B, Settlage. S.B, and Hanley-Bowdoin. L, « Functional domains of a geminivirus replication protein», *J. Biol. Chem*, 1997, 272: 9840-9846.
173. Chatterji. A, Chatterji. U, Beachy. R.N, and Fauquet. C.M, « Sequence parameters that determine specificity of binding of the replication-associated protein to its cognate site in two strains of tomato leaf curl virus-New Delhi», *Virology*, 2000, 273: 341-350.
174. Choi. I.R and Stenger. D.C, « Strain-specific determinants of beet curly top geminivirus DNA replication», *Virology*, 1995, 206: 904-912.
175. Gladfelder. H.J, Eagle. P.A, Fontes. E.P, Batts. L, and Hanley-Bowdoin. L, « Two domains of the AL1 protein mediate geminivirus origin recognition», *Virology*, 1997, 239: 186-197.
176. Heyraud-Nitschke. F, Schumacher. S, Laufs. J, Schaefer. S, Schell. J, and Gronenborn. B, « Determination of the origin cleavage and joining domain of geminivirus Rep proteins», *Nucleic Acids Res*, 1995, 23: 910-916.
177. Hanson. S.F, Hoogstraten. R.A, Ahlquist. P, Gilbertson. R.L, Russell. D.R, and Maxwell. D.P, « Mutational analysis of a putative NTP-binding domain in the replication-associated protein (AC1) of bean golden mosaic geminivirus», *Virology*, 1995, 211: 1-9.
178. Van Wezel. R, Liu. H.T, Tien. P, Stanley. J, and Hong. Y.G, « Gene C2 of the monopartite geminivirus Tomato yellow leaf curl virus-China encodes a pathogenicity determinant that is localized in the nucleus», *Molecular Plant Microbe Interactions*, 2001, 14: 1125-1128.
179. Sunter. G, Hartz. M.D, Horrmuzdi. S.G, Brough. C.L, Bisaro. D.M, « Genetic analysis of tomato golden mosaic virus: ORF AL2 is required for coat protein accumulation while ORF AL3 is necessary for efficient DNA replication», *Virology*, 1990, 179: 69-71.
180. Sunter. G & Bisaro. D.M, « Transactivation in a geminivirus: AL 2 gene product is needed for coat protein expression», *Virology*, 1991, 180: 416-9.

181. Van Wezel. R, Dong. X, Liu. H, Tien. P, Stanley. J, and Hong. Y, « Mutation of three cysteine residues in Tomato yellow leaf curl virus-China C2 protein causes dysfunction in pathogenesis and posttranscriptional gene-silencing suppression», *Mol. Plant-Microbe Interact*, 2002, 15: 203 – 208.
182. Hanley-Bowdoin. L, Settlage. S.B, Orozco. B.M, Nagar. S, and Robertson. D, «Geminiviruses: models for plant DNA replication, transcription, and cell cycle regulation», *Crit. Rev. Biochem. Mol. Biol*, 2000, 35: 105–140.
183. Latham. J.R, Saunders. K, Pinner. M.S, & Stanley. J, « Induction of plant cell division by curly top virus gene *C4*», *The Plant Journal*, 1997, 11: 1273-1283.
184. Krake. L.R, Rezaian. M.A, & Dry. B, « Expression of the tomato leaf curl Geminivirus C4 gene produces viruslike symptoms in transgenic plants. *Molecular*», *Plant Microbe Interactions*, 1998, 11: 413-417.
185. Frischmuth. T, Roberts. S, von Arnim. A, Stanley. J, « Specificity of bipartite geminivirus movement proteins», *Virology*, 1993, 196: 666–673.
186. Saunders. K & Stanley. J, « Complementation of African cassava mosaic virus AC2 gene function in a mixed bipartite geminivirus infection», *J Gen Virol*, 1995, 76: 2287–2292.
187. Pascal. E et al., « Transgenic tobacco plants expressing the geminivirus BL1 protein exhibit symptoms of viral disease », *Plant Cell* 5, 1993, pp. 795 - 807.
188. Pascal. E, Sanderfoot. A.A, Ward. B.M, Medville. R, Turgeon. R, and Lazarowitz. S.G, « The geminivirus BR1 movement protein binds single stranded DNA and localizes to the cell nucleus », *Plant Cell* 6, 1994, pp. 995 – 1006.
189. Sanz. A.I, Fraile. A, Gallego. J.M, Malpica. J.M, and GarciaArenal. F, « Genetic variability of natural populations of cotton leaf curl geminivirus, a single-stranded DNA virus», *Journal of Molecular Evolution*, 1999, 49: 672-681.
190. Isnard. M, Granier. M, Frutos. R, Reynaud. B, & Peterschmitt. M, « Quasispecies nature of three maize streak virus isolates obtained through different modes of selection from a population used to assess response to infection of maize cultivars», *Journal of General Virology*, 1998, 79: 3091-3099.
191. Sanchez-Campos. S, Diaz. J.A, Monci. F, Bejarano. E.R, Reina. J, Navas-Castillo. J, Aranda. M.A, and Moriones. E, « High genetic stability of the begomovirus Tomato yellow leaf curl Sardinia virus in southern Spain over an 8-year period», 2002, 92: 842-849.
192. Hong. Y.G and Harrison. B. D, « Nucleotide sequences from tomato leaf curl viruses from different countries: evidence for three geographically separate branches



- in evolution of the coat protein of whitefly-transmitted geminiviruses», *J. Gen. Virol*, 1995, 76: 2043-2049.
193. Ribeiro. S.G, Ambrozevicius. L.P, Avila. A.C, Bezerra. I.C, Calegario. R.F, Fernandes. J.J, Lima. M.F, De Mello. R.N, Rocha. H, and Zerbini. F.M, « Distribution and genetic diversity of tomato-infecting begomoviruses in Brazil», *Arch. Virol*, 2003, 148: 281-295.
  194. Monci. F, Sanchez-Campos. S, Navas-Castillo. J, and Moriones. E, « A natural recombinant between the geminiviruses Tomato yellow leaf curl Sardinia virus and Tomato yellow leaf curl virus exhibits a novel pathogenic phenotype and is becoming prevalent in Spanish populations», *Phytopathology*, 2002, 303: 317-326.
  195. Padidam. M, Sawyer. S, and Fauquet. C. M, « Possible emergence of new geminiviruses by frequent recombination. *Virology*, 1999, 265: 218-225.
  196. Saunders. K & Stanley. J, « A nanovirus-like DNA component associated with yellow vein disease of *Ageratum conyzoides*: Evidence for interfamilial recombination between plant DNA viruses», *Virology*, 1999, 264: 142-152.
  197. Sanz. A.I, Fraile. A, GarciaArenal. F, Zhou. X.P, Robinson. D.J, Khalid. S, Butt. T, and Harrison. B.D, « Multiple infection, recombination and genome relationships among begomovirus isolates found in cotton and other plants in Pakistan», *Journal of General Virology*, 2000, 81: 1839-1849.
  198. Berrie. L.C, Rybicki. E.P, and Rey. M.E.C, « Complete nucleotide sequence and host range of South African cassava mosaic virus: further evidence for recombinations amongst begomoviruses», *Journal of General Virology*, 2001, 82: 53-58.
  199. Jeske. H, Lütgemeier. M, and Preiss. W, « Distinct DNA forms indicate rolling circle and recombination-dependent replication of Abutilon mosaic geminivirus», *EMBO J*, 2001, 20: 6158-6167.
  200. Schnippenkoetter. W.H, Martin. D.P, Willment. J.A, and Rybicki. E.P, « Forced recombination between distinct strains of Maize streak virus», *J. Gen. Virol*, 2001, 82: 3081-3090.
  201. Chatchawankanphanich. O & Maxwell. D.P, « Tomato leaf curl Karnataka virus from Bangalore, India, appears to be a recombinant begomovirus», *Phytopathology*, 2002, 92: 637-645.
  202. Kirthi. N, Maiya. S.P, Murthy. M.R.N, and Savithri. H.S, « Evidence for recombination among the tomato leaf curl virus strains/species from Bangalore, India», *Archives of Virology*, 2002, 147: 255-272.
  203. Saunders. K, Salim. N, Mali. V.R, Malathi. V.G, Briddon. R, Markham. P.G, and Stanley. J, « Characterisation of Sri Lankan cassava mosaic virus and Indian

- cassava mosaic virus: Evidence for acquisition of a DNA B component by a monopartite Begomovirus», 2002, 293: 63-74.
204. Pita. J.S, Fondong. V.N, Sangare. A, OtimNape. G.W, Ogwal. S, and Fauquet. C.M, « Recombination, pseudorecombination and synergism of geminiviruses are determinant keys to the epidemic of severe cassava mosaic disease in Uganda», *Journal of General Virology*, 2001, 82: 655-665.
205. Preiss. W and Jeske. H, « Multitasking in replication is common among geminiviruses», *J. Virol*, 2003, 77: 2972-2980.
206. Fondong. V.N, Pita. J.S, Rey. M.E.C, Dekochko. A, Beachy. R.N and Fauquet. C.M, « Evidence of synergism between African cassava mosaic virus and a new double-recombinant geminivirus infecting cassava in Cameroon», *Journal of General Virology*, 2000, 81: 287-297.
207. Moffat. A.S, « Plant pathology - Geminiviruses emerge as serious crop threat», *Science*, 1999, 286: 18-35.
208. Kirthi. N & Savithri. H. S, « A conserved zinc finger motif in the coat protein of Tomato leaf curl Bangalore virus is responsible for binding to ssDNA», *Archives of Virology*, 2003, 148: 2369-2380.
209. Zhou. X.P, Liu. Y.L, Robinson. D.J, and Harrison. B.D, « Four DNA-A variants among Pakistani isolates of cotton leaf curl virus and their affinities to DNA-A of geminivirus isolates from okra», *J. Gen. Virol*, 1998, 79: 915-923.
210. Michelson. I, Zeidan. M, Zamir. D, and Czosnek. H, « Localization of tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) in susceptible and tolerant nearly isogenic tomato lines», *Acta Horti*, 1997, 447: 407-414.
211. Morilla. G, Krenz. B, Jeske. H, Bejaranon. E.R, and Wege. C, « Tête à Tête of Tomato Yellow Leaf Curl Virus and Tomato Yellow Leaf Curl Sardinia Virus in Single Nuclei», *Journal of Virology*, 2004, 78: 10715-10723.
212. Cherif. C and Russo. M, « Cytological evidence of the association of a geminivirus with the tomato yellow leaf curl disease in Tunisia», *Phytopathol. Z*, 1983, 108: 221-225.
213. Sunter. G, Stenger. D.C, and Bisaro. D.M, « Heterologous complementation by geminivirus AL2 and AL3 genes», *Virology*, 1994, 203: 203-210.
214. Caciagli. P, Bosco. D, and Albitar. L, « Relationships of the Sardinian isolate of tomato yellow leaf curl geminivirus with its whitefly vector *Bemisia tabaci* GennadiusGen», *European Journal of Plant Pathology*, 1995, 101: 163-170.

215. Morra. M.R & Petty. I.T.D, « Tissue specificity of geminivirus infection is genetically determined. *Plant Cell*, 2000, 12: 2259-2270.
216. Lazarowitz. S.G, and Beachy. R.N, « Viral movement proteins as probes for intracellular and intercellular trafficking in plants», *Plant Cell*, 1999, 11: 535–548.
217. Ghanim. M, Morin. S, and Czosnek. H, « Rate of *tomato yellow leaf curl virus* (TYLCV) translocation in the circulative transmission pathway of its vector, the whitefly *Bemisia tabaci*», *Phytopathology*, 2001, 91: 188–196.
218. Goldman. V and Czosnek. H, « Whiteflies (*Bemisia tabaci*) issued from eggs bombarded with infectious DNA clones of *Tomato yellow leaf curl virus* from Israel (TYLCV) are able to infect tomato plants», *Arch Virol*, 2002, 147: 787–801.
219. Schaffer. R.L, Miller. C.G, and Petty. I.T.D, « Virus and host specificity adaptation in the BL1 and BR1 genes of bipartite geminiviruses», *Virology*, 1995, 214: 330-338.
220. Gilbertson. R.L & Lucas. W.L, « How do viruses traffic on the 'vascular highway'?», *Trends in Plant Science*, 1996, 1: 260-268.
221. Jeffrey. J.L, Pooma. W, and Petty. I.T.D, « Genetic requirements for local and systemic movement of *Tomato golden mosaic virus* in infected plants», *Virology*, 1996, 223: 208-218.
222. Guevara-Gonzalez. R.G, Ramos. P.L, and Rivera-Bustamante. R.F, « Complementation of coat protein mutants of pepper huasteco geminivirus in transgenic tobacco plants», *Phytopathology*, 1999, 89: 540-545.
223. Hehnle. S, Wege. C, and Jeske. H, «Interaction of DNA with the movement proteins of geminiviruses revisited», *Journal of Virology*, 2004, 78: 7698-7706.
224. Lepoivre. P, « *Phytopathologie – Bases moléculaires et biologiques des pathosystèmes et fondements des stratégies de lutte* », ed. de boeck, Presses agronomiques de Gembloux, 2004, pp. 420.
225. Unseld. S, Hohnle. M, Ringel. M, and Frischmuth. T, « Subcellular targeting of the coat protein of African cassava mosaic geminivirus», *Virology*, 2001, 286: 373–383.
226. Ingham. D.J, Pascal. E, and Lazarowitz. S.G, « Both bipartite geminivirus movement proteins define viral host range, but only BL1 determines viral pathogenicity», *Virology*, 1995, 207: 191-204.
227. Ingham. D.J and Lazarowitz. S.G, « A single missense mutation in the BR1 movement protein alters the host range of the squash leaf curl geminivirus », *Virology*, 1993, 196: 694-702.

228. Stenger. D.C, Revington. G.N, Stevenson. M.C, and Bisaro. D.M, « Replicational release of geminivirus genomes from tandemly repeated copies: evidence for rolling-circle replication of a plant viral DNA », Proc. Natl Acad. Sci. USA, 1991, 88: 8029–8033.
229. Gutierrez. C, « Geminivirus DNA replication », Cell Mol. Life Sci, 1999, 56: 313–329.
230. Saunders. K, Lucy. A, and Stanley. J, « DNA forms of the geminivirus African cassava mosaic virus consistent with a rolling circle mechanism of replication », Nucleic Acids Res, 1991, 19: 2325-2330.
231. Preiss. W and Jeske. H, « Multitasking in replication is common among geminiviruses », J. Virol, 2003, 77: 2972-2980.
232. Fontes. E.P.B, Eagle. P.A, Sipe. P.S, Luckow. V.A, and Hanley-Bowdoin. L, «Interaction between a geminivirus replication protein and origin DNA is essential for viral replication», Journal of Biological Chemistry, 1994, 269: 8459-8465.
233. Fontes. E.P.B, Gladfelter. H.J, Schaffer. R.L, Petty. I.T.D, and Hanley-Bowdoin. L, « Geminivirus replication origins have a modular organization», Plant Cell, 1994, 6: 405-416.
234. Settlage. S.B, Miller. A.B, and Hanley-Bowdoin. L, « Interactions between geminivirus replication proteins», Journal of General Virology, 1996, 70: 6790-6795.
235. Gutierrez. C, « Strategies for geminivirus DNA replication and cell cycle interference», Physiological and Molecular Plant Pathology, 2003, 60: 219-230.
236. Brown. J.K , « The status of *Bemisia tabaci* Gennadius(Genn.) as a pest and vector in world agroecosystems», FAO Plant Prot Bull, 1994, 42: 3–32.
237. Brown. J.K, « The molecular epidemiology of begomoviruses», In: Khan. J.A, Dykstra. J, Trends in Plant Virology», Haworth Press, Inc., NewYork, 2001, pp. 279–316
238. Brunt. A, Crabtree. K, and Gibbs. A, « Viruses of tropical plants. CAB International, Wallingford, UK, 1990, pp. 707.
239. Eigenbrode. S.D, Ding. H, Sheil. P, and Berger P.H, « Volatiles from potato leaf curl virus attract and arrest the virus vector, *Myzus persicae* (Homoptera: aphididae)», The Royal Society, 2002, 269: 455 – 460.
240. Decoin. M, « Tomates et concombres, gare aux nouveaux virus », Phytoma, 2003, 558: 27 – 29.

241. Brown. J.K and Nelson. M, « Transmission host range and virus vector relationship of chilo del tomate virus, a whitefly-transmitted Geminivirus from Sinaloa, Mexico », *Plant disease*, 1988, pp. 886.
242. Brown. J.K & Bird. J, « Whitefly-Transmitted Geminiviruses and Associated Disorders in the Americas and the Caribbean Basin », *Plant Disease*, 1992, 76: 220-225.
243. Morales. F.J, « Conventional breeding for resistance to *Bemisia tabaci*-transmitted geminiviruses », *Crop. Prot.*, 2001, 20: 825-834.
244. Hanafi. A, « La mouche blanche et le virus des feuilles jaunes en cuillères de la tomate (TYLCV) », *Transfert de Technologie en Agriculture*, 2000, 73: 1 - 4.
245. Dalmon. A & Georges. M, « quelles plantes hôtes pour le tomato yellow leaf curl virus ? », *phytoma n°527*, 2000, pp. 48.
246. Saikia. A.K & Muniyappa. V, « Epidemiology and control of tomato leaf curl virus in Southern India », *Tropical Agriculture*, 1989, 66: 350-354.
247. Holt. J, Colvin. J, and Muniyappa. V, « Identifying control strategies for tomato leaf curl virus disease using an epidemiological model », *British Ecological Society Journal of Applied Ecology*, 1999, 36: 625-633
248. Cohen. J, Gera. A, Ecker. R, Ben-Joseph. R, Perlman. M, Gokkes. M, Lachman. O, and Antignus. Y, « Lisianthus leaf curl - a new disease of lisianthus caused by tomato yellow leaf curl virus », *Plant Disease*, 1995, 79: 416-420.
249. Mansour. A and Al-Musa. A, « Tomato yellow leaf curl virus: host range and virus-vector relationships », *Plant Pathology*, 1992, 41: 122-125.
250. Kashina. B.D, Mabagala. R.B, and Mpunami A.A, « First report of *Ageratum conyzoides* L. and *Sida acuta* Burm F. as new weed hosts of *Tomato yellow leaf curl Tanzania virus* », *Plant Protect. Sci.*, 2003, 39: 18-22.
251. Markham. P.G, Bedford. I.D, Liu. S, Frolich. D.F, Rosell. R, and Brown. J.K, « The transmission of geminiviruses by biotypes of *Bemisia tabaci* Gennadius(Gennadius) », In *Bemisia*: Edited by D. G. a. R. T. Mayer. Andover: Intercept, 1995, pp. 69-75.
252. Polston. J.E, « Tomato yellow leaf curl virus - Economic Impact », In *Post-Global Crop Protection Compendium*. Edited by W. C. I. ed., UK: Hopkins. K, 2001, pp. 89-90.
253. Chaich. K, « Maladies a virus des solanées maraichères inventaires caractérisation et préparation de sérum spécifique », *Ths. Ing. Agro. INA. El harrach*, 1987, pp. 50.

254. Ghanim. M, Morin. S, Zeidan. M, and Czosnek. H, « Evidence for transovarial transmission of *Tomato yellow leaf curl virus* by its vector the whitefly *Bemisia tabaci*», *Virology*, 1998, 240: 295–303.
255. Mazyad. H.M, Omar. F, Al-Taher. K, and Salha. M, « Observations on the epidemiology of tomato yellow leaf curl disease on tomato plants », *Plant Disease Reporter*, 1979, 63: 695-698.
256. Ouedraogo. P, « *Fenop-Info N°6* », FENOP, 2002, site web: <http://www.abcburkina.net/fenop/fenopinfo.htm>.
257. Reckhaus. P, « *Maladies et ravageurs des cultures maraîchères*», 1997, pp. 402.
258. Anonyme, « *Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)* », Bulletin,2002, site web: <http://www.spraytec.com/>
259. Kim. K.S et al. « *Ultrastructural studies of Jatropha gossypifolia infected with jatropha mosaic virus, a whitefly-transmitted geminivirus* », *Phytopathology*, 1986, 76: 80 - 85.
260. Christie. R.G et al., « *Light microscopy of geminivirus-induced nuclear inclusion bodies* », *Phytopathology*, 1986, 76: 124 - 126.
261. Ber. R, Navot. N, Zamir. D, Antignus. Y, Cohen. S, and Czosnek. H, « *Infection of tomato by the Tomato yellow leaf curl virus: susceptibility to infection, symptom development and accumulation of viral DNA* », *Arch Virol*, 1990, 112: 169–180.
262. Sastry. K.S.M & Singh. S.J, « *Assessment of loss in tomato by tomato leaf curl virus* », *Indian Journal of Mycology and Plant Pathology*, 1973, 3: 50-54.
263. Ramappa. H.K, « *Detection, host resistance and inte-grated management of tomato leaf curl geminivirus disease* », PhD Thesis, University of Agricultural Sciences, Bangalore, India, 1993, pp. 192.
264. Jensen M. « *La culture des tomates hydroponiques (quatrième partie)* », Volume 5, N° 5, *Le Magazine Maximum Yield, Maximum Yield jardinage d'intérieur Canada-français* », Éditeur Jim Jesson, 2006, pp. 26, Site Web: [www.maximumyield.com](http://www.maximumyield.com).
265. Road. M, « *Tomato Yellow Leaf Curl Virus Management for Homeowners* »,1997, site web: <http://pestalert.ifas.ufl.edu/>
266. Polston. J.E, Bois. D, Serra. C.A, and Concepcion. S, « *First report of a tomato yellow leaf curl-like geminivirus in the Western Hemisphere* », *Plant Dis*, 1994, 78: 831.

267. Zhou. X.P, Xie. Y, and Zhang. Z.K, « Molecular characterization of a distinct begomovirus infecting tobacco in Yunnan, China », *Archives of Virology*, 2001, 146: 1599-1606.
268. Ramos. P.L, Guevara-Gonzalez. R.G, Peral. R, Ascencio-Ibañez. J.T, Polston. J.E, Arguello-Astorga. G.R, Vega-Arreguin. J.C, and Rivera-Bustamante. R.F, «Tomato mottle Taino virus pseudorecombines with PYMV but not with ToMoV: Implications for the delimitation of cis-and trans-acting replication specificity determinants », *Archives of Virology*, 2003, 148: 1697-1712.
269. Kegler. H, « Incidence, properties and control of tomato yellow leaf curl virus-A review », *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 1994, 29: 119-132.
270. Monci. F, Sanchez-Campos. S, Navas-Castillo. J, and Moriones. E , « A natural recombinant between the geminiviruses tomato yellow leaf curl Sardinia virus and tomato yellow leaf curl virus exhibits a novel pathogenic phenotype and is becoming prevalent in Spanish populations », *Virology*, 2002, 303: 317-326.
271. Padidam. M, Sawyer. S, and Fauquet. C.M, « Possible emergence of new geminiviruses by frequent recombination », *Virology*, 1999, 285: 218-225.
272. Sanchez-Campos. S, Navas-Castillo. J, Camero. R, Soria. C, Diaz. J.A, and Moriones. E, « Displacement of tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)-Sr by TYLCV-Is in tomato epidemics in Spain », *Phytopathology*, 1999, 89: 1038-1043.
273. Bosco. D, Mason. G, and Accotto, G.P, « TYLCSV DNA, but not infectivity, can be transovarially inherited by the progeny of the whitefly vector Bemisia tabaci Gennadius(Gennadius) », *Virology*, 2004, 323: 276-283.
274. Saunders. K, Bedford. I.D, and Stanley. J, « Pathogenicity of a natural recombinant associated with Ageratum yellow vein disease: Implications for geminivirus evolution and disease aetiology », *Virology*, 2001, 282: 38- 47.
275. Mendez Lozano. J, Torres Pacheco. I, Fauquet. C.M, and Rivera Bustamante. R.F, « Interactions between geminiviruses in a naturally occurring mixture: Pepper huasteco virus and Pepper golden mosaic virus », *Phytopathology*, 2003, 93: 270-277.
276. Sanchez-Campos. S, Navas-Castillo. J, Monci. F, Diaz. J.A, and Moriones. E, «Mercurialis ambigua and Solanum luteum: two newly discovered natural hosts of tomato yellow leaf curl geminiviruses », *Eur. J. Plant Pathol*, 2000,106: 391-394.
277. Lapidot. M & Friedmann. M, « Breeding for resistance to whitefly-transmitted geminiviruses », *Annals of Applied Biology*, 2002, 140: 109- 127.
278. Zamir. D, Ekstein-Michelson. I, Zakay. Y, Navot. N, Zeidan. M, Sarfatti. M, Eshed. Y, Harel. E, Pleban. T, Vanoss. H, Kedar. N, Rabinowitch. H.D, and Czosnek. H,

- «Mapping and introgression of a tomato yellow leaf curl virus tolerance gene, TY-1», *Theor. Appl. Genet.* , 1994), 88: 141-146.
279. Chagué. V, Mercier. J.C, Guenard. M, De Courcel. A, and Vedel. F, « Identification of RAPD markers linked to a locus involved in quantitative resistance to TYLCV in tomato by Bulk Segregant Analysis », *Theor. Appl. Genet.* , 1997, 95: 671-677.
280. Pilowsky. M & Cohen. S, « Screening additional wild tomatoes for resistance to the whitefly-borne tomato yellow leaf curl virus », *Acta Physiologicae Plantarum*, 2000, 22: 351-353.
281. Santana. F.M, Ribeiro. S, Moita. A.W, Moreira D.J, and De Brito Giordano. L, «Sources of resistance in *Lycopersicon* spp. to a bipartite whitefly-transmitted geminivirus from Brazil », *Euphytica*, 2001, 122: 45-51.
282. Pietersen. G & Smith. M.F, « Tomato yellow leaf curl virus resistant tomatoes show resistance to tomato curly stunt virus », *Plant Disease*, 2002, 86: 528-534.
283. Rampersad. S.N & Umaharan. P, « Identification of resistance to potato yellow mosaic virus-Trinidad isolate (PYMV-TT) among *Lycopersicon* species », *Plant Dis*, 2003, 87: 686-691.
284. Abou-Jawdah. Y, « Serological reactivity of tomato yellow leaf curl geminivirus isolates from Lebanon with heterologous monoclonal antibodies », *Phytopathologia Mediterranea*, 1995, 34: 35-37.
285. Frohlich. D.R, Torres-Jerez. I, Bedford. I.D, Markham. P.G, and Brown. J.K, « A phylogeographical analysis of the *Bemisia tabaci* Gennadiusspecies complex based on mitochondrial DNA markers », *Molecular ecology*, 1999, 8, 1683-1691.
286. Harrison. B.D, Zhou. X, Otim-Nape. G.W, Liu. Y, and Robinson. D.J, « Role of a novel type of double infection in the geminivirus-induced epidemic of severe cassava mosaic in Uganda », *Annals of Applied Biology*, 1997, 131: 437 - 448.
287. Fauquet. M.C & Mayo. M.A, « Abbreviations for plant virus names », *Archives of Virology*, 1999, 144: 1249-73.
288. Mound. L.A & Halsey. S.H, « Whiteflies of the World », New York: Wiley, 1978, pp. 340.
289. Perring. T.M, « The *Bemisia tabaci* Gennadiusspecies complex », *Crop Protection*, 2001, 20: 725-737.
290. Bird. J & Maramorosch. K, « Virus and virus diseases associated with whiteflies », *Adv. Virus Res*, 1978, 22: 55- 110.



291. Perring. T.M, Cooper. A.D, Rodriguez. R.J, Farrar. C.A, and Bellows. T.S, «Identification of a whitefly species by genomic and behavioral studies », *Science*, 1993, 259: 74-77.
292. Perring. T.M, Farrar. C.A, Cooper. A.D, Bellows. T.S, and Rodriguez. R.J, «Determining whitefly species: response », *Science*, 1993, 261: 1334-1335.
293. Bedford. I.D, Briddon. R.W, Brown. J.K, Rosell. R.C, and Markham. P.G, «Geminivirus-Transmission and Biological Characterisation of *Bemisia tabaci* Gennadius(Gennadius) Biotypes from Different Geographic Regions », *Annals of Applied Biology*, 1994, 125: 311 - 325.
294. Bedford. I.D, Briddon. R.W, Jones. P, Alkaff. N, and Markham. P.G, «Differentiation of three whitefly-transmitted geminiviruses from the republic of Yemen », *European Journal of Plant Pathology*, 1994, 100: 243-257.
295. Brown. J.K, Frohlich. D.R, and Rosell. R.C, « The sweetpotato or silverleaf whiteflies: Biotypes of *Bemisia tabaci* Gennadius or a species complex? », *Annu. Rev. Entomol*, 1995, 40: 511-534.
296. Perring. M, Cooper. A, Kazmer. D.J, Shields. C, and Shields. J, « New strain of sweetpotato whitefly invades California vegetables », *Calif. Agric*, 1991, 45: 10-12.
297. Bellows. T.S, Perring. T. M, Gill. R.J, and Headrick. D.H, « Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae) infesting North American agriculture », *Annals of the Entomology Society of America*, 1994, 87: 195-206.
298. Cohen. S, « Sweet potato whitefly biotypes and their connection with squash silver leaf », *Phytoparasitica* 21, 1993, pp. 174.
299. Mehta. P, Wyman. J.A, Nakhla. M.K, and Maxwell. D.P, « Transmission of tomato yellow leaf curl geminivirus by *Bemisia tabaci* Gennadius(Homoptera: Aleyrodidae) », *J. Econ. Entomol*, 1994, 87: 1291-1297.
300. McGrath. P.F & Harrison. B.D, « Transmission of tomato leaf curl geminiviruses by *Bemisia tabaci*: effect of virus isolate and vector biotype », *Annals of Applied Biology*, 1995, 126: 307-316.
301. Hanafi. A, « Mouche blanche et TYLCV- Quel management ? », Bibliothèque générale et archives, Rabat, Maroc, 2001, pp.85.
302. Idris. A.M, Smith. S.E, and Brown, J.K, « Ingestion, transmission, and persistence of *Chino del tomate virus* (CdTV), a New World begomovirus, by Old and New World biotypes of the whitefly vector *Bemisia tabaci* Gennadius», *Annals of Applied Biology*, 2001, 139: 145-154.

303. Brown. J.K & Czosnek. H, « Whitefly transmission of plant viruses », *Advances in Botanical Research*, 2002, 36: 65-100.
304. Campbell. B.C, Duffus. J.E, and Baumann. P, « Determining whitefly species », *Science* 261, 1993, pp. 1333.
305. Babi. A, « الأفات الحشرية الزراعية في البيوت المحمية وأعدائها الطبيعية وبرنامج الإدارة المتكاملة », ICARDA, مسقط-سلطنة, المركز الدولي للبحوث الزراعية في المناطق الجافة (إيكاردا) برنامج شبه الجزيرة العربية, عمان, 2001, pp. 48.
306. Martin. J.H, Mifsud. D, and Rapisarda. C, « The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean Basin », *Bulletin of Entomological Research*, 2000, 90: 407-448.
307. Benmessaoud Boukhalfa. H, « Bioécologie de deux aleurodes des cultures légumières : *Bemisia tabaci* Gennadius (1889) et de *Trialeurodes vaporariorum* Weswood (1856) (Homoptera : Aleyrodidae) en Algérie », Thèse de Doctorat d'Etat, Institut National Agronomique d'El Harrach-Alger, 2005, pp. 170
308. Greathead. A.H, « Host plants », In *Bemisia tabaci Gennadius- a literature survey*, Edited by M. J. W. Cock. Ascot (UK): FAO and CAB, 1986, pp. 17-25.
309. Simmons. A.M, McCutcheon. G.S, Dufault. R.J, Hassell. R.L, and Rushing. J.W, « *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) attacking species of medicinal herbal plants », *Annals of the Entomological Society of America*, 2000, 93: 856-861.
310. Oliveira. M.R.V, Henneberry. T.J, and Anderson. P, « History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci* Gennadius », *Crop Protection*, 2001, 20: 709-723.
311. Basu. A.N, « *Bemisia tabaci* Gennadius(Gennadius): Crop pest and principal whitefly vector of plant viruses. New Delhi: Westview Press, 1995, pp. 183.
312. Yokomi. R. K, Hoelmer. K.A and Osborne. L.S, « Relationships between the sweetpotato whitefly and the squash silverleaf disorder », *Phytopathology*, 1990, 80: 895-900.
313. Costa. H.S, Brown. J.K, and Byrne. D.N, « Life history traits of the whitefly, *Bemisia tabaci* Gennadius(Homoptera: Aleyrodidae) on six virus-infected or healthy plant species », *Environmental Entomology*, 1991, 20: 1102-1107.
314. Servin. R, Martinez Carrillo. J.L, and Hiraes. L, « Weeds and cultivated hosts of the silverleaf whitefly *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring in Baja California Sur, Mexico », *Southwestern Entomologist*, 1999, 24: 31- 36.

315. Johnson. M.W, Toscano. N.C, Reetnolds. H.T, Sylvester E.S, Kido. K, and Natwich E.T, « Whiteflies cause problems for Southern California growers agriculture », Sep. Oct, 1982, pp. 24-26.
316. HYPP Zoologie, « Bemisia tabaci Gennadius», 2006, Site web : [www.Inra.fr/Intertnet/Produits/HYPPZ/pa.htm](http://www.Inra.fr/Intertnet/Produits/HYPPZ/pa.htm).
317. Perez. C.J, Alvarado. P, Narváez. C, Miranda. F, Hernández. L, Vanegas. H, Hruska. A, and Shelton. A.M, « Assessment of insecticide resistance in five insect pests attacking field and vegetable crops in Nicaragua », Journal of Economic Entomology, 2000, 93: 1779-1787.
318. Blackmer. J.L, Byrne. D.N, and Tu. Z, « Behavioral, morphological, and physiological traits associated with migratory *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera: Aleyrodidae) », *J. Insect Behav. of Morphology*, 1995, 226: 213-221.
319. Blackmer. J.L, Lindley. V.A, and Byrne, D.N, « Histological examination of flight muscle development and breakdown in *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera: Aleyrodidae): relationship to age and flight behavior. *Journal*, 1995, 8, 251-267.
320. Bethke. J.A, Paine. T.D, and Nuessly. G.S, « Comparative biology, morphometrics, and development of two populations of *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera: Aleyrodidae) on cotton and poinsettia », *Annals of the Entomological Society of America*, 1991, 84: 407-411.
321. Costa. H.S, Brown. J.K, Sivasupramaniam. S, and Bird. J, « Regional distribution, insecticide resistance, and reciprocal crosses between the A-and B-biotypes of *Bemisia tabaci Gennadius*», *Insect Sci. Appl*, 1993, 14: 255-266.
322. Pascual. S & Callejas. C, « Intra- and interspecific competition between biotypes B and Q of *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera: Aleyrodidae) from Spain », *Bull. ent. Res*, 2004, 4: 369-375.
323. Morales. F.J & Jones. P.G, « The ecology and epidemiology of whitefly-transmitted viruses in Latin America », *Virus Research*, 2004, 100: 57-65.
324. Zeidan. M, Green. S.K, Maxwell. D.P, Nakhla. M.K, Czosnek. H, « Molecular analysis of whitefly-transmitted tomato geminiviruses from southeast and east Asia », *Trop. Agric. Res. Ext*, 1999, 1, 107-115.
325. Belkhodja. F & Kerkadi. M, « essais d'identification de l'agent de l'enroulement des feuilles de la tomate et du poivron (TYLCV) », THS. Ing. Agro. INA. El Harrach, 1997, pp. 42.
326. Chellouche. B, « *Bioécologie des Aleurodes des Cultures Légumières Bemisia tabaci Gennadius et Trialeurodes vaporariorum Westwood sur Quelques Variétés de*

- Solanacées sous abri Serre à l'ITCMI de Staouéli* », Mémoire d'Ingénieur en Agromie. Institut National Agronomique, El Harrach (DZ), 1997, pp. 63.
327. Costa. H.S, Ullman. D.E, Johnson. M.W, and Tabashnik. B.E, « Association between *Bemisia tabaci Gennadius* density and reduced growth, yellowing, and stem blanching of lettuce and kai choy », *Plant Dis*, 1993, 77, 969-972.
328. Byrne. D.N & Bellows. T.J.R, « Whitefly biology », *Annu. Rev. Entomol*, 1991, 36: 431-457.
329. Bosque-Perez. N.A, « Eight decades of maize streak virus research », *Virus Res*, 2000, 71: 107–121.
330. Briddon. R.W & Markham. P.G, « Cotton leaf curl virus disease », *Virus Res*, 2000, 71: 151–159.
331. Legg. J.P & Thresh. J.M, « Cassava mosaic virus disease in East Africa: a dynamic disease in a changing environment », *Virus Res*, 2000, 71: 135 – 149.
332. Caciagli. P & Bosco. D, « Quantitation over time of tomato yellow leaf curl geminivirus DNA in its whitefly vector », *Phytopathology*, 1997, 87: 610–613.
333. Muniyappa. V, Maruthi. M.N, Babitha. C.R, Colvin. J, Briddon. R.W, and Rangaswamy. K.T, « Characterization of pumpkin yellow vein mosaic virus from India », *Annals of Applied Biology*, 2003, 142: 323-331.
334. Muniyappa. V, Venkatesh. H.M, Ramappa. H.K, Kulkarni. R.S, Zeidan. M, Tarba. C.Y, Ghanim. M, and Czosnek. H, « Tomato leaf curl virus from Bangalore (ToLCV-Ban4): Sequence comparison with Indian ToLCV isolates, detection in plants and insects, and vector relationships », *Arch. Virol*, 2000, 145: 1583-1598.
335. Czosnek. H, Ghanim. M, Morin. S, Rubinstein. G, Fridman. V, and Zeidan. M, «Whiteflies: vectors, and victims (?), of geminiviruses », *Adv. Virus Res*, 2001, 57: 291-322.
336. Al-Bitar. L & Luisoni. E, « Tomato yellow leaf curl geminivirus: serological evaluation of an improved purification method », *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, 1995, 25: 267-276.
337. Zeidan. M & Czosnek. H, « Acquisition of Tomato yellow leaf curl virus by the whitefly *Bemisia tabaci Gennadius*», *Journal of General Virology*, 1991, 72: 2607-2614.
338. Harris. K.F, Pesic-Van Esbroeck. Z, and Duffus. J.E, « Anatomy of a virus vector », in: *Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management*. Gerling. D and Mayer. R, eds. Intercept, Andover, Hans, U.K, 1995, pp. 289-318.

339. Harris. K.F, Pesic-Van Esbroeck. Z, and Duffus, J.E, « Morphology of the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera, Aleyrodidae) relative to virus transmission », *Zoomorphology*, 1996, 116: 143-156.
340. Hunter. W.B, Hiebert. E, Webb. S.E, Tsai. J.H, and Polston. J.E, « Location of geminiviruses in the whitefly *Bemisia tabaci Gennadius*(Homoptera: Aleyrodidae) », *Plant Dis*, 1998, 82: 1147-1151.
341. Rosell. R.C, Torres-Jerez. I, and Brown. J.K, « Tracing the geminivirus- whitefly transmission pathway by polymerase chain reaction in whitefly extracts, saliva, hemolymph, and honeydew », *Phytopathology*, 1999, 89: 239-246.
342. Messiaen. C.M, Blanchard. D, Rouxel. F, and Lafon. R, « Les maladies des plantes maraîchères », Ed. INRA, 1991, pp. 546.
343. Atzmon. G, van Hoss. H, and Czosnek. H, « PCR-amplification of tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) from squashes of plants and insect vectors: application to the study of TYLCV acquisition and transmission », *Eur. J. Plant Pathol*, 1998. 104: 189-194.
344. Nateshan. H.M, Muniyappa. V, Swanson. M.M, and Harrison. B.D, « Host range, vector relations and serological relationships of cotton leaf curl virus from southern India », *Annals of Applied Biology*, 1996, 128: 233-244.
345. Rojas A. « A Complex of Begomoviruses Affecting Tomato Crops in Nicaragua », Doctoral thesis, *Department of Plant Biology and Forest Genetics Uppsala*, Swedish University of Agricultural Sciences Uppsala 2004, *Acta Universitatis Agriculturae Sueciae, Agraria* 492, 2004, pp. 44.
346. Fargette. D, Leslie. M, and Harrison B.D, « Serological studies on the accumulation and localisation of three tomato leaf curl geminiviruses in resistant and susceptible *Lycopersicon* species and tomato cultivars », *Ann. Appl. Biol*, 1996, 128: 317-328.
347. Ghanim. M, Rosell. R.C, Campbell. L.R, Czosnek. H, Brown. J.K, and Ullman. D.E, « Digestive, salivary and reproductive organs of *Bemisia tabaci Gennadius*(Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) biotype B », *J. Morphol*, 2001, 248: 22-40.
348. Costa. H.S, Toscano. N.C, and Henneberry. T.J, « Mycetocyte inclusion in the oocytes of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) », *Ann. Entomol. Soc. Am*, 1996, 89: 694-699.
349. Hogenhout. S.A, Van Der Wilk. F, Verbeek M., Goldbach R. W., and Van Den Heuvel. J.F.J.M, « Potato leafroll virus binds to the equatorial domain of the aphid endosymbiotic GroEL homolog », *J. Virol*, 1998, 72: 358 - 365

350. Van Den Heuvel. J.F.J.M, Bruyère. A, Hogenhout. S.A, Ziegler-Graff. V, Brault. V, Verbeek. M, Van Der Wilk. F, and Richards. K, « The N-terminal region of the luteovirus readthrough domain determines virus binding to *Buchnera* GroEL and is essential for virus persistence in the aphid », *J. Virol.*, 1997, 71: 7258 - 7265
351. Marchoux. G, Leclant. F, and Mathai. P.J, « Maladies type jaunisse et maladies voisines affectant principalement les solanacées et transmises par insectes », *Annales de phytopathologie*, 1970, pp. 773.
352. Baumaux, « Tomate », 2006, site web : <http://www.graines-baumaux.fr/fiches.asp?numfiche=30top>.
353. Hajimorad. M.R, Kheyr-Pour. A, Alavi. V, Ahoonmanesh. A, Bahar. M, Rezaian. M, and Gronenborn. A, « Identification of whitefly transmitted tomato yellow leaf curl Geminivirus from Iran and a survey of its distribution with molecular probes », *Plant pathology*, 1996, pp. 425.
354. Martin. J.H, « An identification guide to common whitefly pest species of the world (Homoptera Aleyrodidae) », *Tropical Pest Management*, 1987, 33: 298 - 322.
355. Gill. R.J, « Color-Photo and host key to California whiteflies. Scale and whitefly key N°2 California Department of food and Agriculture ». Environmental Monitoring and Pest Management Branch, Sacramento, California, U.S.A, 1982.
356. Gill. R.J, « The morphology of whiteflies », In *whiteflies: Bionomics. Pest status and management*. Ed. Gerling. D. Intercept. London, 1990, pp. 348.
357. Benmessaoud-Boukhalfa. H, « Etude préliminaire de la dynamique des populations de *Bemisia tabaci* Gennadius sur une culture protégée de tomate », *Bulletin OILB/SROP* 17 (5), 1994, pp. 116 – 119.
358. Roye. M.E, Wernecke. M.E, McLaughlin. W.A, Nakhla. M.K, and Maxwell. D.P, « Tomato dwarf leaf curl virus, a new bipartite geminivirus associated with tomatoes and peppers in Jamaica and mixed infection with tomato yellow leaf curl virus », *Plant Pathology*, 1999, 48: 370–378.
359. Moumen. A, « Etudes Bioécologiques des Déprédateurs », Rapport technique. Station Régionale de la Protection des Végétaux d'Alger, 1991, pp. 4–5.
360. Benmessaoud-Boukhalfa. H, « Etude préliminaire de *Bemisia tabaci* Gennadius en Mitidja (Algérie) », *Bulletin OILB/SROP* 14 (5), 1991, pp. 98 – 104.
361. Credi. R, Betti. L, Canova. A, « Association of Geminivirus with a severe disease of tomato in Sialy », *Phytopath*, 1998. pp. 226.
362. Cohen. S, Duffus. J.E, and Liu. H.Y, « Acquisition, interference, and retention of cucurbit leaf curl viruses in whiteflies », *Phytopathology*, 1989, 79: 109 - 113.

363. Navot. N, Zeidan. M, Pichersky. E, Zamir. D, and Czosnek. H, « Use of the polymerase reaction to amplify tomato yellow leaf curl virus DNA from infected plants and viruliferous whiteflies », *Phytopathology*, 1992, 82: 1199 - 1202.
364. Mayo. M.A & Brunt. A.A, « Plant Virus Taxonomy – 2005 ». Scottish Crop Research Institute, Dundee, UK & HRI Warwick, Wellesbourne, UK, Web site: [www.danforthcenter.org/ILTAB/ICTVnet](http://www.danforthcenter.org/ILTAB/ICTVnet).
365. Fauquet. C.M, Mayo. M.A, Maniloff. J, Desselberger. U, and Ball. L.A, « Virus Taxonomy - 2005 Eighth Report; Academic Press, Elsevier Publication, 2005, pp. 1162.
366. Jodra. S, «Les virus - Le Monde Vivant, Classification», 2005, Site web: <http://www.cosmovisions.com/virus.htm>.
367. Danforth. D, « *Geminiviridae* Genus *Begomovirus* (T) », Plant Science Center, 2006, Site web: <http://www.danforthcenter.org/iltab/>.